

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA**  
**Colegio de Ciencias Agropecuarias**  
**Facultad de Agricultura**  
**Doctorado en Ciencias Agropecuarias**



**TESIS:**

**Micropropagación, establecimiento y desarrollo en campo de  
*Krameria erecta* Willd. ex Schult. & Schult f. en Sonora, México.**

**Que para obtener el grado de  
Doctora en Ciencias Agropecuarias**

**PRESENTA:**

**MC. DIANA MIRIAM MC CAUGHEY ESPINOZA**

**DIRECTOR DE TESIS:**

**DR. GABRIEL ANTONIO LUGO GARCÍA**

**CO-DIRECTORA DE TESIS:**

**DRA. GLORIA IRMA AYALA ASTORGA**

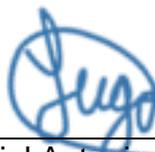
Juan José Ríos, Ahome, Sinaloa, México. Agosto de 2022

ESTA TESIS FUE REALIZADA POR **DIANA MIRIAM MC CAUGHEY ESPINOZA**,  
BAJO LA DIRECCIÓN DEL CONSEJO PARTICULAR QUE SE INDICA, Y HA SIDO  
APROBADA POR EL MISMO, COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL  
GRADO DE:

**DOCTORA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS**

CONSEJO PARTICULAR

DIRECTOR



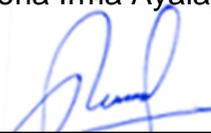
Dr. Gabriel Antonio Lugo García

CO-DIRECTORA



Dra. Gloria Irma Ayala Astorga

ASESOR



Dr. Álvaro Reyes Olivas

ASESOR



Dr. Andrés Ochoa Meza

ASESOR



Dr. Antonio Pacheco Olvera

JUAN JOSÉ RÍOS, AHOME, SINALOA, MÉXICO, AGOSTO DE 2022



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA**  
DIRECCIÓN GENERAL DE BIBLIOTECAS  
REPOSITORIO INSTITUCIONAL

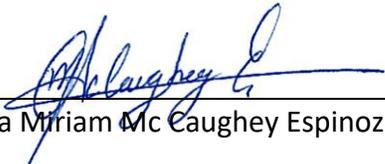
**CARTA CESIÓN DE DERECHOS**

En la Ciudad de Juan José Ríos, Ahome, Sinaloa, México el día 15 del mes Agosto del año 2022, la que suscribe Diana Miriam Mc Caughey Espinoza alumna del Programa de Doctorado en Ciencias Agropecuarias con número de cuenta 18597521, de la Unidad Académica Facultad de Agronomía del Valle del Fuerte, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección del Dr. Gabriel Antonio Lugo García y de acuerdo al artículo 27 de la Ley Federal de Derechos de Autor, cede los derechos del trabajo intitulado “Micropropagación, establecimiento y desarrollo en campo de *Krameria erecta* Willd. ex Schult. & Schult f. en Sonora, México”, a la Universidad Autónoma de Sinaloa para su publicación, difusión, edición, reedición, traducción, compilación, distribución y explotación en medios impresos y digitales, con fines académicos y de investigación, la que será titular del mismo, en forma conjunta o separada con el autor.

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

En apego al Art. 27 de la Ley Federal de Derechos de Autor Cedo el derecho de publicación, difusión, edición, reedición, traducción, compilación, distribución y explotación en medios impresos y digitales, con fines académicos y de investigación a la Universidad Autónoma de Sinaloa.

  
Diana Miriam Mc Caughey Espinoza



Dirección General de Bibliotecas



U n i v e r s i d a d   A u t ó n o m a   d e   S i n a l o a

## REPOSITORIO INSTITUCIONAL

**UAS- Dirección General de Bibliotecas**

**Repositorio Institucional**

**Restricciones de uso**

**Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).**

**Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.**

**Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial-Compartir Igual, 4.0 Internacional.**



## **DEDICATORIA**

### **A MIS PADRES**

Martha Espinoza Aguilar (†) y Buddy John Mc Caughey Hawley (†), por el apoyo que me brindaron, su comprensión y consejos. Gracias enseñarme la importancia de superación y el anhelo de triunfo en la vida, por compartir mis penas, alegrías, éxitos, fracasos y dirigirme por un buen camino en la vida.

### **A MI HERMANA**

Yeimi C. Mc Caughey Espinoza, por apoyarme en mis decisiones, por su amor y cariño.

### **A MIS AMIGOS**

Ing. Narciso Becerril Nieva (†), Ing. Tomas López Coronel, Blanca T. Córdova Encinas, Karla G. Alday Bustamante y Nydia Estrellita Buitimea Cantúa. por sus consejos, apoyo, ánimos y amistad.

**A mis grandes y files amigos:** Hanny (†), Lucas (†), Yacky (†), Curry (†), Jade, Güero, Chicky Chicky y Chiquita. que siempre me acompañan en las buenas y malas.

## AGRADECIMIENTOS

A **DIOS**, por la oportunidad de vivir y darme las fuerzas para seguir adelante para culminar mis estudios.

A la **Universidad Autónoma de Sinaloa** y al **Colegio de Ciencias Agropecuarias** por darme la oportunidad de continuar con mi formación profesional en el Programa de Doctorado en Ciencias Agropecuarias.

A la **Facultad de Agronomía del Valle del Fuerte** por las facilidades brindadas para realizar el doctorado.

**Dr. Álvaro Reyes Olivas**, por darme la oportunidad de realizar este proyecto de investigación, por su dirección, por compartir tantos conocimientos durante mi formación académica y científica, por su apoyo y consejos.

**Dra. Gloria Irma Ayala Astorga**, por cada conocimiento compartido durante mi formación académica, por cada consejo y apoyo incondicional, sobre todo por la amistad brindada.

**Dr. Gabriel Antonio Lugo García**, por confiar en mí, en mis capacidades, gracias por sus consejos, por sus enseñanzas, por aceptar formar parte del equipo de trabajo en este proyecto, por su valioso tiempo y sus aportaciones para mejorar el trabajo.

**Dr. Andrés Ochoa Meza**, por todo su apoyo desde el momento que formo parte de mi comité de tesis sin dudarlo, por sus consejos y sobre todo por las recomendaciones para mejorar este trabajo y lograr culminar con éxito este proyecto.

**Dr. Antonio Pacheco Olvera**, por apoyarme en esta travesía, por sus consejos para la realización del proyecto de investigación y compartir sus conocimientos.

A todos ellos muchas gracias, porque mejor comité de tesis no pude haber tenido fueron mis mejores mentores. GRACIAS.....

A la coordinadora del programa de posgrado de la UAS la **Dra. Soila M. Gaxiola Camacho**, por todo su apoyo, a la **MVZ. Gabriela Juárez** y al **Lic. Alberto Rojo** por todo su apoyo en cuestiones administrativas.

A **Cynthia Guadalupe Lugo García, Arturo González Alfaro, Selene Gerardo Lugo, Josué Cadenas Rodríguez** y **Ángel Ceballos**, por brindarme su amistad en este trayecto de la vida, agradezco haberlos encontrado y coincidir.

A la **UNIVERSIDAD DE SONORA**, gracias.

A la **Dra. María Guadalupe Burboa Zazueta** y al **Dr. Luis Enrique Gutiérrez Millán**, por apoyarme para realizar mi posgrado, para salir adelante y por creer en mí, muchas gracias.

**Al Señor Agustín Hurtado** por las facilidades brindadas en la realización de este trabajo en el Rancho Las Cruces.

## CONTENIDO

	Página
ÍNDICE DE CUADROS .....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS .....	viii
RESUMEN .....	x
ABSTRACT .....	xii
CAPITULO 1. INTRODUCCIÓN Y REVISIÓN DE LITERATURA.....	1
1.1. INTRODUCCIÓN .....	1
1.2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	2
1.2.1. <i>Krameria erecta</i> Willdenow ex J.A. Schultes. ....	2
1.2.2. Taxonomía y descripción botánica.....	2
1.2.3. Clasificación taxonomía de la planta <i>Krameria erecta</i> . ....	3
1.2.4. Uso forrajero y medicinal. ....	3
1.2.5. Micropropagación. ....	4
1.2.5.1. Ventajas. ....	5
1.2.5.2. Desventajas. ....	5
1.2.6. Reguladores de crecimiento vegetal.....	5
1.2.7. Clasificación de los reguladores de crecimiento vegetal.....	6
1.2.8. Funciones de los principales reguladores de crecimiento vegetal. ....	8
1.2.8.1. Auxinas. ....	9
1.2.8.2. Citocininas.. ....	9
1.2.8.3. Giberelinas.....	10
1.2.9. Factores que estimulan la callogénesis y embriogénesis somática. ....	12
1.2.10. Embriogénesis somática indirecta. ....	12
1.2.11. Formación de callo o callogénesis. ....	13
1.2.12. Callo embriogénico. ....	14
1.3. HIPÓTESIS .....	15
1.4.OBJETIVO GENERAL .....	15
1.4.1. Objetivos específicos .....	15
CAPITULO 2. RASGOS MORFOLÓGICOS, VIABILIDAD Y GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE <i>KRAMERIA ERECTA</i> <sup>4</sup> .....	16
RESUMEN .....	16
ABSTRACT .....	17
2.1. INTRODUCCIÓN .....	18
2.2. MATERIALES Y MÉTODOS .....	19
2.2.1. Área de estudio.....	19
2.2.2. Caracterización morfométrica y anatómica de las semillas. ....	20
2.2.3. Prueba del cloruro de tetrazolio. ....	20
2.2.4. Tratamiento pregerminativo. ....	21
2.2.5. Análisis estadístico. ....	23
2.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	23
2.3.1. Características morfométricas de los frutos y semillas.. ....	23

2.3.2. Viabilidad de la semilla..	25
2.3.3. Porcentaje de germinación <i>ex vitro</i> .....	27
2.3.4. Porcentaje de plántulas normales, anormales y no germinadas.....	28
2.3.5. Índice de velocidad de germinación (IVG). .....	30
2.3.6. Porcentaje de germinación acumulada (PGA).....	31
2.3.7. Longitud de la raíz. ....	32
2.3.8. Porcentaje de germinación en condiciones controladas.....	34
2.4. CONCLUSIONES .....	37
CAPITULO 3. INDUCCIÓN <i>IN VITRO</i> DE CALLOGÉNESIS Y ORGANOGÉNESIS EN EXPLANTES DE <i>KRAMERIA ERECTA</i> WILLD <sup>2</sup> .....	38
RESUMEN .....	38
ABSTRACT .....	39
3.1. INTRODUCCIÓN .....	40
3.2. MATERIALES Y MÉTODOS .....	41
3.2.1. Ubicación del área de estudio.....	41
3.2.2. Área de recolecta.....	41
3.2.3. Medio de cultivo. ....	41
3.2.4. Cámara de flujo laminar.....	42
3.2.5. Cultivo de explantes.....	42
3.2.6. Incubación. ....	43
3.2.7. Variables evaluadas.....	43
3.2.8. Análisis estadístico. ....	43
3.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	44
3.3.1. Germinación de las semillas <i>in vitro</i> .....	44
3.3.2. Altura de plántulas. ....	45
3.3.3. Inducción de callo y raíz. ....	46
3.3.4. Contaminación. ....	49
3.3.5. Oxidación.....	50
3.4. CONCLUSIONES .....	51
CAPITULO 4. PRODUCCIÓN DE PLÁNTULAS DE <i>KRAMERIA ERECTA</i> WILLD <i>IN</i> <i>VITRO</i> , ACLIMATIZACIÓN Y ESTABLECIMIENTO EN CONDICIONES SILVESTRES <sup>5</sup> .....	52
RESUMEN .....	52
ABSTRACT .....	53
4.1. INTRODUCCIÓN .....	54
4.2. MATERIALES Y MÉTODOS .....	55
4.2.1. Ubicación del área de estudio.....	55
4.2.2. Producción de plántulas <i>in vitro</i> . ....	55
4.2.3. Tipo de explantes para la producción de plántulas.....	56
4.2.4. Condición del material vegetal.....	56
4.2.5. Medio de cultivo <i>in vitro</i> . ....	56
4.2.6. Trasplante y sustrato para plántulas.....	56
4.2.7. Contenedores para plántulas.....	57
4.2.8. Aclimatación de las plántulas.....	57

4.2.9. Aplicación de riegos en plántulas.....	57
4.2.10. Pre-aclimatización y trasplante en campo. ....	58
4.2.11. Aplicación de riegos en el trasplante. ....	58
4.2.12. Variables evaluadas.....	58
4.2.13. Análisis estadístico. ....	59
4.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	59
4.3.1. Producción de plántulas.....	59
4.3.2. Altura de las plántulas.....	61
4.3.3. Porcentaje de sobrevivencia en vasos.....	62
4.3.4. Porcentaje de sobrevivencia en macetas. ....	63
4.3.5. Aclimatización de plántulas en vivero. ....	64
4.3.6. Evaluación a los 15 días al trasplante. ....	65
4.3.7. Evaluación a los 30 días al trasplante. ....	68
4.3.8. Longitud de la raíz. ....	69
4.3.9. Mediciones climatológicas. ....	71
4.4 CONCLUSIONES .....	72
CAPITULO 5. ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL DE <i>KRAMERIA ERECTA</i> WILLD DEL ESTADO DE SONORA <sup>1</sup> .....	73
RESUMEN .....	73
ABSTRACT .....	74
5.1. INTRODUCCIÓN .....	75
5.2. MATERIALES Y MÉTODOS .....	76
5.2.1. Ubicación del área de estudio.....	76
5.2.2. Especie en estudio y material utilizado. ....	76
5.2.3. Colecta de muestras. ....	77
5.2.4. Análisis químico.....	77
5.2.5. Análisis estadístico. ....	78
5.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	78
5.3.1. Evaluación del análisis proximal. ....	78
5.4. CONCLUSIONES .....	83
CAPITULO 6. EVALUACIÓN DE <i>KRAMERIA ERECTA</i> W. EN CONDICIONES SILVESTRES Y SU DISTRIBUCIÓN ESPACIAL EN EL ESTADO DE SONORA <sup>3</sup> . 84	84
RESUMEN .....	84
ABSTRACT .....	85
6.1. INTRODUCCIÓN .....	86
6.2. MATERIALES Y MÉTODOS .....	87
6.2.1. Ubicación del área de estudio.....	87
6.2.2. Especie en estudio.....	87
6.2.3. Variables evaluadas.....	88
6.2.4. Análisis estadístico. ....	90
6.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	90
6.3.1. Censo poblacional. ....	90
6.3.2. Mediciones dasométricas. ....	91
6.3.3. Especies asociadas. ....	93

6.3.4. Fenología, plagas y enfermedades.....	94
6.3.5. Condiciones climatológicas.....	98
6.3.6. Análisis físico-químico del suelo. ....	100
6.3.7. Modelación espacial. ....	104
6.4. CONCLUSIONES .....	111
CAPITULO 7. CONCLUSIONES GENERALES.....	112
CAPITULO 8. LITERATURA CITADA.....	114
CAPITULO 9. ANEXOS .....	148

## ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Clasificación de los principales reguladores de crecimiento vegetal. ....	7
Cuadro 2. Porcentaje de germinación de semillas de <i>K. erecta</i> de acuerdo con las variables evaluadas.....	28
Cuadro 3. Índice de velocidad de germinación de las semillas de <i>K. erecta</i> .....	30
Cuadro 4. Valores estadísticos descriptivos de dimensiones y peso de la semilla de <i>K. erecta</i> .....	24
Cuadro 5. Germinación <i>in vitro</i> y altura de plántulas de <i>K. erecta</i> . ....	45
Cuadro 6. Inducción de callo y raíz en explantes de <i>K. erecta</i> Willd.....	47
Cuadro 7. Contaminación y oxidación en explantes de <i>K. erecta</i> . ....	49
Cuadro 8. Multiplicación de plántulas de <i>K. erecta</i> obtenidas <i>in vitro</i> . ....	60
Cuadro 9. Altura y sobrevivencia de las plántulas de <i>K. erecta</i> . ....	61
Cuadro 10. Porcentaje de sobrevivencia de las plántulas de <i>K. erecta</i> . ....	64
Cuadro 11. Fechas de colecta del material vegetal. ....	77
Cuadro 12. Composición química de <i>K. erecta</i> .....	79
Cuadro 13. Composición química de <i>K. erecta</i> .....	82
Cuadro 14. Variables bioclimáticas usadas para la modelación. ....	90
Cuadro 15. Comportamiento promedio de las plantas de <i>K. erecta</i> .....	92
Cuadro 16. Especies asociadas a <i>K. erecta</i> presente en los sitios de estudio.....	93
Cuadro 17. Promedio mensual de condiciones climatológicas en el año 2019 y 2020. ....	99
Cuadro 18. Características edafológicas de los sitios en estudio. ....	101
Cuadro 19. Características edafológicas de los sitios en estudio. ....	101
Cuadro 20. Porcentaje de contribución de cada variable de la construcción del modelo. ....	107
Cuadro 21. Superficie de distribución potencial de la <i>K. erecta</i> en México.....	107
Cuadro 22. Superficie de distribución potencial de <i>K. erecta</i> en el estado de Sonora.....	108

## ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Semillas de <i>K. erecta</i> .....	20
Figura 2. Germinación de <i>K. erecta</i> .....	25
Figura 3. Porcentaje de la germinación acumulada de las semillas de <i>K. erecta</i> ....	27
Figura 4. Semilla de <i>K. erecta</i> .....	28
Figura 5. Longitud de la raíz en plántulas de <i>K. erecta</i> .....	29
Figura 6. Morfología externa e interna de la semilla de <i>K. erecta</i> .....	31
Figura 7. Prueba de tetrazolio en semilla de <i>K. erecta</i> .....	32
Figura 8. Semillas de <i>K. erecta</i> .....	33
Figura 9. Inicio de germinación en condiciones controladas.....	34
Figura 10. Semillas germinadas de <i>K. erecta</i> .....	35
Figura 11. Germinación de las semillas de <i>K. erecta</i> .....	36
Figura 12. Etapas de la germinación de la semilla de <i>K. erecta</i> .....	36
Figura 13. Rancho las Cruces, Hermosillo Sonora.....	42
Figura 14. Germinación <i>in vitro</i> de <i>K. erecta</i> .....	45
Figura 15. Inducción de callogénesis y organogénesis.....	48
Figura 16. Medición de las plántulas en vasos.....	62
Figura 17. Producción de plántulas <i>in vitro</i> de <i>K. erecta</i> .....	63
Figura 18. Raíz de la plántula <i>in vitro</i> de <i>K. erecta</i> .....	65
Figura 19. Porcentaje de supervivencia de <i>K. erecta</i> .....	66
Figura 20. Trasplante de plántulas <i>in vitro</i> y <i>ex vitro</i> de <i>K. erecta</i> .....	67
Figura 21. Porcentaje de mortalidad al trasplante de <i>K. erecta</i> .....	67
Figura 22. Supervivencia al trasplante de <i>K. erecta</i> .....	68
Figura 23. Porcentaje de mortalidad al trasplante de <i>K. erecta</i> .....	69
Figura 24. Presencia de insectos plaga en los sitios evaluados.....	70
Figura 25. Ubicación del área de estudio Rancho “Las Cruces”.....	77
Figura 26. Toma de mediciones.....	92
Figura 27. Brotación, floración y producción de semilla.....	95
Figura 28. Presencia de insectos en <i>K. erecta</i> en su hábitat silvestre.....	97
Figura 29. Microlepidóptero de la familia de las Gelechiidae y genitalias.....	98
Figura 30. Germinación natural de <i>K. erecta</i> .....	100

Figura 31. Profundidad de la raíz de <i>K. erecta</i> .....	102
Figura 32. Observación geológica de las áreas de estudio.....	104
Figura 33. Modelo de distribución de <i>K. erecta</i> producto de MAXENT. ....	105
Figura 34. Curva de evaluación del modelo de distribución. ....	105
Figura 35. Distribución potencial de <i>K. erecta</i> en México.....	108
Figura 36. Distribución potencial de <i>K. erecta</i> en el estado de Sonora.....	108
Figura 37. Ubicación del Rancho Las Cruces y distribución potencial de <i>K. erecta</i> en las zonas aledañas.....	109
Figura 38. Modelo de distribución potencial de <i>K. erecta</i> para el año 2070 bajo el escenario ACCESS1-0 85 RCP.. ....	110
Figura 39. Primera hoja de la publicación del tercer capítulo.....	148
Figura 40. Primera hoja de la publicación del quinto capítulo. ....	149

## RESUMEN

En Sonora, México, el arbusto *Krameria erecta* W., es una planta forrajera y con alto contenido de proteína que crece en áreas silvestres, pero en la última década sus poblaciones se redujeron paulatinamente por ser susceptible a condiciones de extremas de sequía y al ataque de insectos que se alimentan de sus semillas, lo que disminuye la fertilidad y evita su germinación. Al evaluar el tamaño de las semillas estas presentaron un promedio de 7.4 mm, de ancho, 7.9 mm de longitud y 4.0 mm de grosor. Un kilogramo de semillas constó de 13,858 semillas, el 45% son semillas vanas, 20% dañadas por un microlepidoptero de la familia Gelechiidae y hormigas (*Formica spp*) y 35% maduras y sin daño. Las semillas mostraron un 98% de viabilidad, La germinación en condiciones controladas a 25 y 30 °C fue de 97% a las 72 horas, la germinación *ex vitro* con y sin tratamiento, a una profundidad de siembra de 1 cm fue de 97 a 81%, las semillas con y sin tratamiento a 2 cm presentaron de 40 y 50%. La longitud de raíz en promedio fue de 12.96 cm. En la inducción de callogénesis y organogénesis el medio de cultivo utilizado fue WPM/50 a la mitad de las sales. Se utilizó ácido indolbutírico (AIB), en concentraciones (0, 0.5, 1.0, 1.5 y 2 mgL<sup>-1</sup>). La germinación *in vitro* fue del 79 a 83%. La altura de las plantas con 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB fueron de 11.60 a 11.65 cm. El número de raíz en promedio en hoja fue de 0.50 a 2.50, en yema axilar no se presentó raíz. Se presentó el 12.50 % de contaminación y oxidación en yema axilar y hoja. En la multiplicación *in vitro* de plántulas con la interacción hormonal de 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup> AIB en el medio de cultivo WPM/50, se obtuvo en hojas el 87% nuevos ejemplares y en yema axilar 65%. La altura promedio en plántulas fue de 11.00 a 13.00 cm. Las plántulas producidas por yema axilar presentaron una sobrevivencia del 97.66 a 98.33% en vasos, las de hoja 97.33 a 97.66%, en macetas fue de 97 a 98.66%. La sobrevivencia en campo a los 15 días las plántulas *in vitro* presentaron un 91.6% y de las plántulas *ex vitro* 95%. A los 30 días las plántulas *in vitro* presentaron 66.6% y las *ex vitro* el 68.3%, la supervivencia a los 30 días se atribuye al daño ocasionado por *Brachystola spp*, *Acheta asimilis* y *Hyles lineata*. La longitud radicular en plántulas *in vitro* fue de

41.7 cm y en *ex vitro* 47.8 cm. Al evaluar el valor nutricional de *K. erecta* en condiciones silvestres. La proteína cruda promedio entre las estaciones del año evaluadas (primavera, verano, otoño e invierno) fue de 7.4 a 13.4%, en extracto etéreo de 1.8 a 2.3%, materia seca de 71.2 a 87.3%, excepto en invierno y primavera; en humedad de 12.7 a 28.8%, cenizas fue de 7.41 a 13.3%, en fibra cruda 23.78 a 32.82%, en calcio de 0.05 a 1.33% y fósforo con 0.06 a 0.09%. De acuerdo con el censo poblacional realizado el S3, presento 57 ejemplares, el S4 mostro 11 plantas, el S1 presento 7 individuos y el S2, 4 plantas. La altura de las plantas en promedio fue de 39 cm, con una cobertura aérea 0.180 a 0.275 m<sup>2</sup> y una cobertura de tallo 35.2 a 49.3 cm<sup>2</sup>. Las especies asociadas a *K. erecta* fueron *Lophocereus schottii*, *Cercidium microphyllum*, *Phaulothamnus spinescens*, *Encelia farinosa*, *Medicago polymorpha* y *Cynara cardunculus*. La época de floración es desfasada de noviembre a junio mostrando un 45% de floración, y de julio a octubre un 100%. Los insectos presentes fueron: *Coccinella septempunctata*, *Aphis mellifera*, *Gomphus vulgatissimus*, *Mantis religiosa*, *Naupactus xanthographus*, *Thomisus sp*, *Isoptera Ichneumonidae* y *Zelus sp*. La textura de suelo es franco arenoso, con pH ligeramente alcalino. Su raíz mide aproximadamente 13 m de longitud. Al aplicar la estadística espacial y geoestadística, estas presentaron una estructura espacial aceptada para modelar el método de la distribución espacial de *K. erecta* por lo tanto los resultados de los modelos de presencia-ausencia y predictorio utilizando MAXENT pueden considerarse aceptables y congruentes para esta especie. Los cambios en los patrones climáticos pueden afectar los procesos ecosistémicos, la interconexión entre los parches de vegetación permitiendo el correcto flujo genético y permanencia de las especies.

**Palabras clave:** *Krameria erecta*, sobrevivencia, micropropagación, *in vitro*, germinación, valor nutricional, *ex vitro*, distribución espacial.

## ABSTRACT

In Sonora, Mexico, the shrub *Krameria erecta* W., is a forage plant with a high protein content that grows in wild areas, but in the last decade its populations have been gradually reduced due to its susceptibility to extreme drought conditions and attack of insects that feed on its seeds, which decreases fertility and prevents its germination. When evaluating the size of the seeds, they presented an average of 7.4 mm wide, 7.9 mm long and 4.0 mm thick. One kilogram of seeds consisted of 13,858 seeds, 45% were empty seeds, 20% damaged by a microlepidoptera of the Gelechiidae family and ants (*Formica spp*), and 35% were mature and without damage. The seeds showed 98% viability, germination under controlled conditions at 25 and 30 °C was 97% at 72 hours, *ex vitro* germination with and without treatment, at a planting depth of 1 cm was 97 at 81%, the seeds with and without treatment at 2 cm presented 40 and 50%. The average root length was 12.96 cm. In the induction of callogenesis and organogenesis, the culture medium used was WPM/50 with half the salts. Indole butyric acid (IBA) was used, in concentrations (0, 0.5, 1.0, 1.5 and 2 mgL<sup>1</sup>). *In vitro* germination was 79 to 83%. The height of the plants with 1.5 and 2.0 mgL<sup>1</sup> of IBA was 11.60 to 11.65 cm. The average root number in the leaf was from 0.50 to 2.50, in the axillary bud there was no root. 12.50% of contamination and oxidation in axillary bud and leaf were presented. In the *in vitro* multiplication of seedlings with the hormonal interaction of 1.5 and 2.0 mgL<sup>-1</sup> AG3/1.5 mgL<sup>-1</sup> IBA in the culture medium WPM/50, 87% new specimens were obtained in leaves and 65% in axillary bud. The average height in seedlings was 11.00 to 13.00 cm. The average root length was 12.96 cm. In the induction of callogenesis and organogenesis, the culture medium used was WPM/50 with half the salts. Indole butyric acid (IBA) was used, in concentrations (0, 0.5, 1.0, 1.5 and 2 mgL<sup>1</sup>). *In vitro* germination was 79 to 83%. The height of the plants with 1.5 and 2.0 mgL<sup>1</sup> of IBA was 11.60 to 11.65 cm. The average root number in the leaf was from 0.50 to 2.50, in the axillary bud there was no root. 12.50% of contamination and oxidation in axillary bud and leaf were presented. In the *in vitro* multiplication of seedlings with the hormonal interaction of 1.5 and 2.0 mgL<sup>-1</sup> AG3/1.5 mgL<sup>-1</sup> IBA in the culture medium WPM/50, 87% new specimens were obtained in leaves and 65% in axillary bud. The average

height in seedlings was 11.00 to 13.00 cm. The seedlings produced by axillary buds showed a survival of 97.66 to 98.33% in glasses, those with leaves 97.33 to 97.66%, in pots it was 97 to 98.66%. Field survival at 15 days *in vitro* seedlings presented 91.6% and *ex vitro* seedlings 95%. At 30 days, *in vitro* seedlings presented 66.6% and *ex vitro* 68.3%. Survival at 30 days is attributed to the damage caused by *Brachystola spp*, *Acheta asimilis* and *Hyles lineata*. The root length in *in vitro* seedlings was 41.7 cm and in *ex vitro* 47.8 cm. When evaluating the nutritional value of *K. erecta* in wild conditions. The average crude protein between the seasons of the year evaluated (spring, summer, autumn and winter) was from 7.4 to 13.4%, in ether extract from 1.8 to 2.3%, dry matter from 71.2 to 87.3%, except in winter and spring; in humidity from 12.7 to 28.8%, ash was from 7.41 to 13.3%, in crude fiber 23.78 to 32.82%, in calcium from 0.05 to 1.33% and phosphorus with 0.06 to 0.09%. According to the population census carried out on S3, I present 57 specimens, S4 showed 11 plants, S1 presented 7 individuals and S2, 4 plants. The average height of the plants was 39 cm, with an aerial cover of 0.180 to 0.275 m<sup>2</sup> and a stem cover of 35.2 to 49.3 cm<sup>2</sup>. The species associated with *K. erecta* were *Lophocereus schottii*, *Cercidium microphyllum*, *Phaulothamnus spinescens*, *Encelia farinosa*, *Medicago polymorpha* and *Cynara cardunculus*. The flowering season is offset from November to June showing 45% flowering, and from July to October 100%. The insects present were: *Coccinella septempunctata*, *Aphis mellifera*, *Gomphus vulgatissimus*, *Mantis religiosa*, *Naupactus xanthographus*, *Thomisus sp*, *Isoptera Ichneumonidae* and *Zelus sp*. The soil texture is sandy loam, with a slightly alkaline pH. Its root measures approximately 13 m in length. When applying spatial statistics and geostatistics, they presented an accepted spatial structure to model the spatial distribution method of *K. erecta*, therefore the results of the presence-absence and predictive models using MAXENT can be considered acceptable and consistent for this species. Changes in weather patterns can affect ecosystem processes, the interconnection between patches of vegetation, allowing the correct genetic flow and permanence of species.

**Key words:** *Krameria erecta*, survival, micropropagation, *in vitro*, germination, nutritional value, *ex vitro*. spatial distribution.

# CAPITULO 1. INTRODUCCIÓN Y REVISIÓN DE LITERATURA

## 1.1. INTRODUCCIÓN

Entre las plantas de importancia forrajeras de Sonora, México, se encuentran las especies no maderables o arbustivas, donde destaca *K. erecta* Willdenow ex J. A. Schultes, el cual tiene un alto nivel de proteína cruda (15%) (Velázquez, 1996). Esta planta enfrenta problemas serios para su propagación en forma natural, al tener alta demanda como alimento para la fauna silvestre como venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*), liebre antílope (*Lepus alleni*). Además, en ocasiones se introducen grandes hatos de bovinos, caprinos y equinos a los agostaderos o potreros, donde generalmente se propicia el sobrepastoreo, problema principal en el incremento de la erosión del suelo y degradación de la diversidad florística, situación que contribuye a la desaparición de estas especies en los ecosistemas naturales (Mc Caughey-Espinoza *et al.*, 2017).

Las plantas superiores pueden reproducirse de forma sexual y asexual, pero actualmente existen diversos métodos como la micropropagación *in vitro*, la cual permite utilizar tejidos celulares, órganos y semillas (Sathyanarayana y Varghese, 2007; Shrivastava y Roy, 2012). Este método incrementa la capacidad de reproducir una planta completa a partir del tejido de una planta madre, que nos permite obtener una descendencia uniforme, es decir, plantas genéticamente idénticas (clones) (Couselo *et al.*, 2010), y se puede estimular su desarrollo con nutrientes y reguladores de crecimiento (fitohormonas) (Rojas *et al.*, 2003). Además, la micropropagación, puede permite conseguir una planta que nos aporte mayor productividad, resistente a patógenos, tolerante a sales y sequía.

Con estos antecedentes, es importante desarrollar una metodología que permita obtener plantas de cosahui del sur (*Krameria erecta* W.) *in vitro*, con la finalidad de conservar e incrementar las poblaciones de esta especie.

## 1.2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 1.2.1. *Krameria erecta* Willdenow ex J.A. Schultes.

El género *Krameria*, incluyó a 17 especies en la familia Leguminosae, hasta 1960, donde se reclasificó e incluyó en la familia Krameriaceae (Domínguez *et al.*, 1987). *K. erecta* es nativa de América, y se distribuye desde Chile hasta el sur de los Estados Unidos. Algunas especies que integran el género son: *K. caspidata*, *K. revoluta*, *K. lanceolata*, *K. parviflora*, *K. triandra*, *K. cyisoides*, *K. ramosissima*, *K. sonora* y *K. Gray* (Achenbach *et al.*, 1989; Simpson *et al.*, 2004).

### 1.2.2. Taxonomía y descripción botánica.

El género *Krameria* se describió en honor al médico y botánico austríaco Johann Georg Heinrich Kramer (1684-1744). *K. erecta* es un arbusto ramificado, mide entre 30-60 cm, tiene ramas delgadas y robustas, corteza gris y ramillas corto-estrigosas; hojas lineares, sésiles, agudas, de 1 mm de ancho o menos, y 8-12 mm de longitud, corto-estrigosas, verdes; pedúnculos de 1 a 2 cm de longitud; brácteas lineares, de 4 a 6 mm de longitud; sépalos estrechamente oblongos, obtusos, de 7-10 mm de longitud, rojizos en la base, esparcidamente estrigosos; pétalos inferiores casi rectangulares de 3 mm de longitud, lisos, truncados; pétalos superiores unidos en la base, de 4-5 mm de longitud, lámina del pétalo de en medio estrechamente oblongo y los laterales expandidos; estambres naciendo en las uñas de los pétalos superiores, casi igualando a los mismos pétalos; frutos comprimidos, subcordados, de 7-8 mm de ancho y 5-7 mm en grosor, de ápice agudo, esparcidamente estrigosos; espinas aciculares de 2.5-3.5 cm de longitud, glabras, con 2 a 4 barbas retrorsas a dos o tres niveles cerca del ápice (Shreve y Wiggins, 1964; Simpson y Salywon, 1999).

### 1.2.3. Clasificación taxonomía de la planta *Krameria erecta*.

Reino	<i>Plantae</i>
Sub-reino	<i>Tracheobionta</i>
Filo	<i>Magnoliophyta</i>
Clase	<i>Magnoliopsida</i>
Sub-clase	<i>Rosidae</i>
Orden	<i>Polygales</i>
Familia	<i>Krameriaceae</i>
Genero	<i>Krameria</i>
Especie	<i>Krameria erecta</i> Willdenow ex J. A. Schultes.
Nombre común	Cosahui del sur (EHSA. 2018).

Florece de enero a marzo y de octubre a noviembre. Se localiza entre los 152-1524 msnm. En EE.UU se encuentra en planicies arenosas, montañas y colinas de California, Utah, Nevada; en México en los estados de Baja California, Baja California sur, Durango, Coahuila, Chihuahua, Sonora, Sinaloa y Zacatecas (Simpson y Salywon, 1999).

### 1.2.4. Uso forrajero y medicinal.

Algunas especies de *Kramerias*, por ser un arbusto muy palatable para el ganado y fauna silvestre, en la época de sequía en los agostaderos de Sonora, México, Velázquez, (1996), evaluó el contenido de proteína en base húmeda de algunas plantas forrajeras encontrando que el cosahui del sur proporciona a los animales el 10.68% de proteína en base húmeda durante el año y Marchal *et al.*, (2005), indican que *Krameria gray* Rose y Pintor, presentó 10.24% de proteína cruda durante el año. Por otra parte, Jiménez-Estrada *et al.*, (2013), mencionan que *Krameria erecta* tiene una alta actividad antiproliferativa en células cancerígenas y alto contenido de flavonoides (3.80mg QEG<sup>-1</sup> extracto) y fenoles totales (598.51 mg de GAEG<sup>-1</sup> extracto), y Morán-Palacio *et al.*, (2014), indicaron que esta especie tiene cinco veces más actividad antioxidante que el ácido ascórbico y un alto contenido fenólico que aporta propiedades beneficiosas para la medicina tradicional.

En cuanto a *Krameria ramosissima* (A. Gray) se utiliza por los curanderos tradicionales en la región noreste de México para proteger a las personas contra el daño hepático, además, se utiliza como colorante rojo y cataplasma que se extrae de la raíz para curar llagas, enfermedades venéreas y para purificar la sangre (Torres-González *et al.*, (2011). Las ramas o palos se hierven y se toman en té por las noches, para disminuir la frialdad en la matriz y las mujeres puedan embarazarse (Simpson y Salywon, 1999; Villarreal *et al.*, (2014), utilizaron el extracto metanólico de la raíz de *K. ramosissima* con *Porphyromonas gingivalis* (ATCC 53978), para evaluar la actividad citotóxica y mutagénica en fibroplastos humanos (ATCC CRL-7222 Hs 274.T) y obtuvieron resultados negativos en la concentración de 300 µg mL<sup>-1</sup> en las pruebas citotóxica y mutagénica.

Fimbres *et al.*, (2016), evaluaron la actividad antifúngica de extractos metanólicos de *Jacquinia macrocarpa* y *Krameria erecta* en el crecimiento de *Fusarium verticillioides* y su efecto en la producción de fumonisinas, encontrando que *Jacquinia macrocarpa* utilizando 1,000 y 2,000 mg/L. presenta una inhibición del 29.4 - 36.3%, mejor que *Krameria erecta*. Mc Caughey-Espinoza *et al.*, (2017), estableció cosahui del sur en un jardín botánico y de árbol madre con la finalidad de conservar a la especie, registrándose un 70% de supervivencia al trasplante y las plantas presentaron una altura promedio de 0.45 cm, cobertura aérea de 0.68 cm<sup>2</sup> y una cobertura basal de 7.63 cm<sup>2</sup>.

### **1.2.5. Micropropagación.**

La micropropagación es la técnica de mayor impacto en las aplicaciones dentro del cultivo de tejidos vegetales y se define como la multiplicación asexual, basada en la totipotencia vegetal, realizada en condiciones *in vitro* a partir de una parte de la planta madre, es decir, reproducción masiva de plantas genéticamente idénticas (clones). La obtención de estas plantas involucra procedimientos previos al establecimiento del cultivo, como la selección y manejo de la planta madre, establecimiento de las plántulas, la proliferación y/o multiplicación a través de subcultivos, enraizamiento,

aclimatación y trasplante en campo (Cruz, 2012). Por lo tanto, la micropropagación es un método biotecnológico que ha aporta grandes beneficios al desarrollo de la agricultura, en la reproducción masiva de especies hortícolas, aromáticas, medicinales, frutícolas, ornamentales y forestales (Salgado, 2014).

#### **1.2.5.1. Ventajas.**

La micropropagación aporta importantes beneficios para la agricultura en comparación con los métodos convencionales de propagación (Mroginski, 1991; Seemann 1993) como son: 1) el incremento acelerado del número de plantas derivadas por genotipo, 2) reducción del tiempo de multiplicación, 3) posibilidad de multiplicar grandes cantidades de plantas en una superficie reducida a bajos costos y en tiempos económicamente rentables, 4) mayor control sobre la sanidad del material que se propaga, 5) Facilidad para transportar el material *in vitro* de un país a otro con menos estricciones de aduana, y 6) la posibilidad de multiplicar rápidamente una variedad de la cual sólo existen pocos individuos.

#### **1.2.5.2. Desventajas.**

Entre las desventajas presentes dentro de la micropropagación *in vitro* de acuerdo con Roca y Mroginski, (1991); Seemann (1993), se registran las siguientes: 1) material de trabajo de alto costo y sofisticado, 2) capacitación del personal para dominio y especialización técnica, 3) alto costo inicial de salarios, 4) se requiere un volumen alto, en el sistema de distribución de materiales e insumos, ya que es importante considerar que la producción a escala comercial conlleva cientos de problemas los cuales limitan su aplicación y 5) la contaminación puede causar altas pérdidas en corto tiempo.

#### **1.2.6. Reguladores de crecimiento vegetal.**

Las plantas constantemente están han desarrollado estrategias para su supervivencia en un medio ambiente en constante cambio. A excepción de la luz, los mecanismos de percepción de las plantas ante los cambios ambientales que se

presentan, no se ha esclarecido por completo, por ello, se estudian de manera permanente las vías de señalización que involucran una o varias hormonas (Achard *et al.*, 2006). Estos compuestos son responsables de los patrones de expresión génica de diversos eventos de crecimiento y desarrollo, participan en la regulación de múltiples procesos fisiológicos como la germinación de semillas, el enraizamiento, los movimientos trópicos, la tolerancia a diferentes tipos de estrés biótico y abiótico, la etapa de floración, la madurez de frutos y la senescencia (Mc Court, 1999). A diferencia de las hormonas animales, las fitohormonas se producen en las células de la planta, sin formar glándulas y se definen como compuestos orgánicos que se sintetizan en una parte de la planta y se traslada a otro sitio donde ejercen su acción fisiológica en muy bajas concentraciones, entre  $10^{-6}$  a  $10^{-9}$  M, con respecto a nutrientes y vitaminas (Izumi *et al.*, 2009).

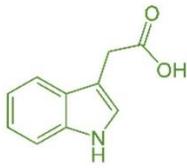
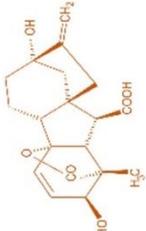
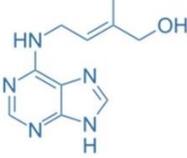
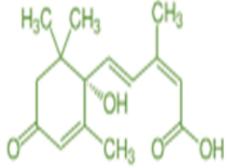
#### **1.2.7. Clasificación de los reguladores de crecimiento vegetal.**

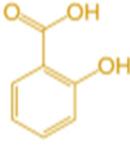
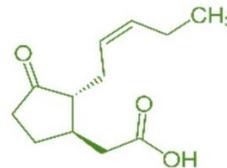
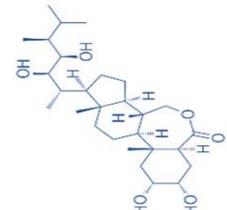
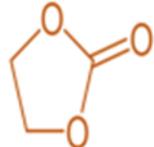
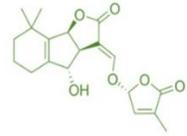
Los reguladores de crecimiento se clasifican según su estructura molecular, su actividad a nivel vegetal, sus efectos inhibitorios o estimulantes. En el Cuadro 1 se muestra la clasificación de los reguladores de crecimiento más usados en la actualidad para el crecimiento vegetal. Algunas fitohormonas se clasifican en familias, por ejemplo, las auxinas, en donde encontramos varios compuestos con estructura y actividad similar, por otra parte, los reguladores como el etileno son sustancias específicas (Bisht *et al.*, 2018). De acuerdo con la estructura y función fisiológica, las hormonas se clasifican en varios grupos que comprenden a las auxinas, citocininas (CK), ácido abscisico (ABA), giberelinas (GA), etileno, jasmonatos (JA), ácido salicílico (SA), Brasinodteroides y poliaminas. En el año 2008 dos grupos independientes identificaron las stringolactonas como un nuevo tipo de hormonas que inhibe la ramificación vegetal (Kamiya, 2010).

Cada uno de estos reguladores requiere para su síntesis de manera natural diferentes precursores que se obtienen del medio en el que la plantas se desarrollan. En ocasiones los precursores se obtienen como parte del metabolismo secundario

que otros microorganismos presentes en la rizosfera realizan para sobrevivir (Alcántara *et al.*, 2019).

**Cuadro 1.** Clasificación de los principales reguladores de crecimiento vegetal.

Fitohormona	Tipos	Efecto a nivel vegetal	Efecto a nivel celular	Precursor orgánico
<p>Auxinas</p> 	<p>AIA AIB 2,4-D Ácido <math>\alpha</math>-naftalenacético (NAA) (sintético)</p>	<p>Formación y crecimiento de tallos. Producción de raíces adventicias. Aumento de la dominancia apical</p>	<p>Promoción y división celular meristemática. Aumenta el contenido osmótico celular, la permeabilidad celular y la producción proteica. Disminuye la presión de la pared celular.</p>	L-Triptofano
<p>Giberelinas</p> 	<p>GA1 GA2 GA3</p>	<p>Aumenta el desarrollo de raíces, hojas jóvenes y floración. Alarga los nodulos en los procesos de iniciación floral. Es vital en fertilidad de plantas masculinas y femeninas.</p>	<p>Estimula el crecimiento celular en respuesta a condiciones de luz y oscuridad. Promueve la germinación y desarrollo apical.</p>	ent - Kaureno
<p>Citocinas</p> 	<p>Kinetina Zeatina Benciladenina 4-hidroxifeniletíl alcohol</p>	<p>Induce el crecimiento de raíces. Activa la senescencia de las hojas. Estimulan el desarrollo fotomorfogenico vegetal.</p>	<p>Inicia la proliferación de tejidos vegetales madre. Se produce con mayor abundancia en las células de los ápices radiculares.</p>	Adenina
<p>Ácido abscísico</p> 	<p>No presenta</p>	<p>Regula y mantiene la dormancia de las semillas. Estimula la maduración de semillas y puede inhibir el proceso de germinación vegetal. Regula la transpiración celular (Estomas).</p>	<p>Promueve la producción de tejidos zigotos. Accede a la membrana celular vegetal y sintetiza los tejidos jóvenes como el endodermo de plantas madre (Testa).</p>	Isopentil Pirofosfato Carotenoides
<p>Ácido salicílico</p>	<p>No presenta</p>	<p>Potencia la floración. Controla y protege del estrés. Incrementa la</p>	<p>Rol inhibitorio en la síntesis de etileno a nivel celular. Control de</p>	Fenilalanina

		germinación a bajas temperaturas e incrementa la resistencia en terrenos salino.	actividad fotosintética y la conductividad de las estomas.	
<p>Poliaminas</p> 	<p>Cadaverina Putrecina Agmatina Espermidina Espermina</p>	Promueve el crecimiento de la raíz y disminuye el contenido de poliaminas.	Sintetiza los procesos de proliferación y crecimiento de células vegetales.	Arginina
<p>Ácido Jasmónico y derivados</p> 	<p>Ester metálico de ácido jasmónico Ácido jasmónico</p>	Regula el desarrollo de órganos embrionarios, la germinación de semillas y la formación de raíces.	Regula el crecimiento y desarrollo celular.	1) ácido 12-oxofitodienoico (OPDA) 2) ácidos grasos poliinsaturados
<p>Brasinoesteroides</p> 	<p>Brasinolida 25HB Catasterona Ponasterona</p>	Controla el crecimiento de raíces y regula la fotomorfogénesis.	Controla el desarrollo de la inmunidad vegetal y promueve la producción de etileno.	Campesterol
<p>Etileno</p> 	No presenta	Regula y mejora la maduración de hojas, el inicio de floración y frutos. Desarrollo de órganos sexuales.	Potencia la acción de auxinas, ácido abscísico y citoquininas. Induce la reducción de ácidos nucleicos y la degradación de proteínas.	Metionina
<p>Estrigolactonas</p> 	<p>GR24 (sintético) Estrigol</p>	Potencia el desarrollo de raíces y puede aumentar el desarrollo radicular cuando se combina con auxinas.	Controla el transporte de otras fitohormonas. Inhibe la acción de las citoquininas.	Carotenoides

Fuente. Alcántara *et al.*, 2019; Modificado por Diana M. Mc Caughey E.

### 1.2.8. Funciones de los principales reguladores de crecimiento vegetal.

Las plantas para su desarrollo requieren reguladores hormonales, que le permitan controlar la actividad metabólica para garantizar la homeostasis intracelular y extracelular. Cada fitohormona de acuerdo con su estructura química realiza

diferentes interacciones para poder cumplir con sus funciones. Las principales fitohormonas utilizadas en el crecimiento vegetal son las auxinas, giberelinas, y citocinas (Alcantara *et al.*, 2019).

#### **1.2.8.1. Auxinas.**

Las auxinas son hormonas vegetales que regulan la proliferación de raíces y su desarrollo y tienen efecto en la dormancia apical (Mork y Mork, 2001; Azcón-Bieto y Talón, 2008). Esta hormona se utiliza en el proceso de enraizamiento en cultivos forestales, frutales y ornamentales (Hartmann *et al.*, 2002; Mc Steen y Zhao, 2008), siendo el ácido indolacético AIA, la principal auxina producida de manera natural, aunque también se conocen otro tipo de auxinas que son producidas de manera sintética como el ácido indol-butírico (AIB), el ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D) y el ácido  $\alpha$ -naftalenacético (ANA) (Srivastava, 2002).

Este tipo de fitohormonas se encuentran a nivel celular, donde tienen la capacidad de dirigir e intervenir en los procesos de división, elongación y diferenciación celular (Garay-Arroyo *et al.*, 2014). Dentro de las características más relevantes de las auxinas se encuentran su capacidad para inducir la formación de tallos a nivel vegetal, promover la división celular en cultivos de callos (conjunto de células no diferenciadas producidas por el exceso de auxina en el ambiente vegetal) en presencia de citocinas y tener la capacidad de inducir raíces adventicias sobre los tejidos de hojas y tallos recién cortados (George *et al.*, 2008).

#### **1.2.8.2. Citocininas.**

Las citocininas son fitohormonas específicas derivadas de la adenina o purinas y dentro de este grupo se incluye la cinetina, zeatina y benzilaminopurina. Debido a su variación estructural se ha llegado a clasificar en citocinina isoprenoides y aromáticas (Coletto, 1995; Sakakibara, 2006). Esta fitohormona se estudió entre los años de 1940 y 1950, cuando Caplin y Steward, (1949) empezaron a estudiar el efecto del extracto de levadura y el jugo de tomate sobre el crecimiento vegetal, donde se observó que

tenían la capacidad de iniciar y sustentar la proliferación de tejidos madre cuando eran aplicadas sobre organismos vegetales en pequeñas cantidades (Gupta *et al.*, 2013). Una de las primeras citoquininas que fue aislada y reconocida como zeatina proveniente del endospermo inmaduro del maíz (Salazar-Cerezo *et al.*, 2018; Tian *et al.*, 2017). Este grupo de fitohormonas es responsable de la formación y crecimiento de brotes axilares, la germinación de semillas, la maduración de cloroplastos y la diferenciación celular (Sakakibara, 2006), además, retardas la senescencia. Se cree que las citocininas se sintetizan en tejidos jóvenes o meristemáticos como ápices radiculares, yemas del tallo, nódulos de raíces de fabáceas, tienen efecto de dominancia apical, semillas en germinación, especialmente en endospermos líquidos y frutos jóvenes; desde donde se transportan vía xilema hacia la hoja donde se acumula, para ser expresada (Mock *et al.*, 2000; Srivastava, 2002; Aguilar, 2010).

Las citocinas estimulan una alta proliferación y división celular, e inducen la iniciación y elongación de las raíces al igual que pueden activar la senescencia de las hojas, permitiendo estimular el desarrollo de brotes a nivel vegetal (Yong *et al.*, 2009). Estas fitohormonas se producen en la punta de la raíz y se transportan por el xilema vegetal hacia las partes aéreas de la planta (hojas) (Bottini *et al.*, 2004). Su efecto en el sistema vegetal se acompaña de la presencia de auxinas por su alta estimulación del crecimiento y desarrollo vegetal, por lo que una concentración similar de auxinas-citoquininas induce la proliferación meristemos o callos vegetales, mientras que una mayor concentración de auxinas puede incrementar la cantidad de raíces y una mayor concentración de citoquininas puede inducir mayor producción de brotes vegetales (yemaciones) (Bottini *et al.*, 2004; Salazar-Cerezo *et al.*, 2018).

### **1.2.8.3. Giberelinas.**

Pertenecen al grupo de los diterpenoides que se definen más por su estructura que por su actividad biológica, contrario a lo que ocurre con las auxinas y citocininas (Yamaguchi y Kamiya, 2000). Las giberelinas actúan como reguladores del crecimiento y cubren todos los aspectos de vida de las plantas, modulando varias

respuestas del crecimiento de tallo, partonocarpia, expansión foliar, floración y la liberación de enzimas de algunos tejidos (Salisbury y Ross, 2000; Ueguchi-Tanaka *et al.*, 2007).

Las giberelinas o ácidos giberélicos aparecieron en la década de 1930, cuando algunos científicos analizaron las fitopatologías relacionadas con el cultivo de arroz (NC), donde registraron que la asociación del hongo *Gibberella fugikuroi* con la enfermedad “bakanae” en las plántulas de arroz (Gupta *et al.*, 2013; Salazar-Cerezo *et al.*, 2018). Esta enfermedad se reproduce por la sobreexpresión de la fitohormona de giberelina (A) que produce este hongo y que ocasionaba un incremento en el crecimiento apical de la planta, con una morfología delgada en el desarrollado del vástago vegetal (Gupta *et al.*, 2013). Con el paso del tiempo, estos científicos aislaron y caracterizaron diferentes tipos de giberelinas a partir de la filtración y purificación de los metabolitos producen estos hongos, logrando diferenciar tres tipos de giberelinas (GA<sup>1</sup>, GA<sup>2</sup>, GA<sup>3</sup>) (Gupta *et al.*, 2013, Vega-Celedón *et al.*, 2016). Esta fitohormona puede ser producida por diversos microorganismos como *Pseudomonas* spp, *Bacillus* spp, *Lactobacillus* spp, *Penicillium* spp, y *Trichoderma* spp., y también, por plantas de manera endógena en los tejidos jóvenes (Hussain *et al.*, 2012; Garay-Arroyo *et al.* 2014).

Además, están involucradas a nivel vegetal en el desarrollo de tejidos cuyo crecimiento es constante, como lo pueden ser la elongación de raíces, hojas jóvenes, floración, entre otros procesos vegetales. El ácido giberélico (GA<sup>3</sup>), por su parte, juega un rol importante en el alargamiento de los segmentos nodales ya que permite estimular la elongación celular en respuesta a las condiciones de luz y oscuridad. Adicionalmente, tiene una gran relevancia en los procesos de iniciación de la floración, por lo cual es sumamente vital para la fertilidad de las plantas masculinas y femeninas (George *et al.*, 2008; Gupta *et al.*, 2013).

Cuando se presenta una baja cantidad de giberelinas se puede observar una esterilidad y un bajo desarrollo de los aparatos reproductores vegetales. Cabe resaltar

que esta sustancia tiene la capacidad de inducir la germinación de las semillas y estimular el crecimiento embrionario después de que se rompe la dormancia en las semillas (George *et al.*, 2008; Gupta *et al.*, 2013). En algunos estudios mencionan que el ácido giberélico se produce de manera endógena durante la germinación y desarrollo apical en las plantas, debido a la alta necesidad que requieren los organismos vegetales durante la embriogénesis para mantener su desarrollo constante (Lozano, 2014).

### **1.2.9. Factores que estimulan la callogénesis y embriogénesis somática.**

La iniciación e inducción de callo embriogénico de la planta, depende de la especie, cultivar, tipo de explante, reguladores de crecimiento y luz. Cada uno de estos reguladores requiere de manera natural diferentes precursores que se obtienen de los metabolitos que otros microorganismos presentes en la rizosfera realizan para sobrevivir (Alcántara *et al.*, 2019), donde predominan las auxinas y citocininas ya que ayudan a formar los embriones somáticos.

### **1.2.10. Embriogénesis somática indirecta.**

La embriogénesis somática es una técnica de la biotecnología que permite obtener embriones a partir de células vegetales sin que exista la unión de gametos. Esta técnica se basa en el principio de totipotencialidad celular, propuesto por Haberlandt en (1902) (citado por Radice, 2010), donde menciona que las células vegetales tienen la capacidad de regenerar plantas completas. La formación de embriones la registró Reinert (1959) en zanahoria (*Daucus carota* L.) (Litz y Jarret, 1991) y a su vez reportó el potencial de 15 embriogénesis somáticas en diversas especies donde sobresalen *Datura innoxia*, *Nicotiana tabacum* y *Santalum album* (Litz y Jarret, 1991). Existen dos tipos de embriogénesis somática: directa que involucra la formación de embriones a partir de un segmento del explante sin la formación previa del callo y la indirecta es una fase intermedia de formación de callo (George *et al.*, 2008), pero en ambos casos, los embriones somáticos pasan etapas similares a las observadas en un embrión

cigótico como, globular, acorazonado, torpedo, cotiledonar y embrión maduro (Kamle *et al.*, 2011).

### **1.2.11. Formación de callo o callogénesis.**

La formación de plantas a partir de tejidos vegetativos como los tallos y las hojas se realiza de maneras indirecta en tejidos sin diferenciación celular (callos) y de forma directa en los explantes cultivados (Salgado, 2014). La embriogénesis somática indirecta requiere, la formación del callo, el cual es un tejido amorfo compuesto por una masa no organizada de células diferenciadas. La formación de callo se produce cuando las plantas presentan una herida, por la presencia de insectos o microorganismos, o como resultado de estrés. Por otro lado, en condiciones *in vitro*, el callo puede ser iniciado colocando asépticamente pequeñas partes de la planta (explantes) en un medio de cultivo (George *et al.*, 2008), bajo la presencia de reguladores de crecimiento endógenos o exógenos, el metabolismo de las células del tejido del explante cambia y comienza la división celular, durante la cual, la diferenciación y especialización de éstas son revertidas dando lugar a la desdiferenciación celular, formando un tejido de células no especializadas (George *et al.*, 2008).

Las células del callo se mantienen desorganizadas mientras el callo crece, sin embargo, algunas células especializadas pueden formar órganos como raíces y brotes (organogénesis), o embriones (embriogénesis), y potencialmente lograr la regeneración de la planta (George *et al.*, 2008). El primer reporte de la formación de callo en algodón (NC) se realizó por Beasley en 1971 (George *et al.*, 2008), quien observó que éste se extendía del micrópilo de óvulos cultivados en medio Murashige-Skoog (MS). En 1979, Price y Smith lograron, por primera vez, la formación de embriones somáticos de *Gossypium klotzschianum* (Malvaceae) a partir de callos obtenidos previamente en explantes de hipocotilo.

### 1.2.12. Callo embriogénico.

El callo embriogénico tiene la capacidad de producir embriones somáticos (George *et al.* 2008), y generalmente es de apariencia friable, granular, de color crema o verde amarillento (Sakhanokho *et al.*, 2001, Landaverde *et al.*, 2002). La identificación y selección del callo con potencial embriogénico es un paso importante en la regeneración de la especie en estudio. El fracaso en separar los callos embriogénicos de los no embriogénicos usualmente resulta en la conversión de callos con potencial embriogénico en no embriogénicos (Sakhanokho *et al.*, 2001). Gómez *et al.*, (2006) reportaron que las células con capacidad embriogénica son de tamaño pequeño, presentan citoplasma denso, núcleo y nucléolo grande, vacuolas pequeñas y gran cantidad de gránulos de almidón. Éstos últimos, presentes en los plastidios, son producidos a partir de la sacarosa incluida en el medio de cultivo y su acumulación podría ser un pre-requisito de la morfogénesis (Thorpe *et al.*, 1986).

El callo embriogénico está compuesto por estructuras nodulares o masas proembriogénicas. Si las condiciones de cultivo son favorables, estas estructuras continúan su desarrollo embrionario y pasan al estado globular, acorazonado, torpedo y cotiledonar (George *et al.*, 2008; Silva *et al.*, 2012). La expresión de la competencia embriogénica en el callo depende del uso de un medio de cultivo adecuado, con la concentración correcta de reguladores de crecimiento. Dudits *et al.*, (1995, citados en George *et al.*, 2008) mencionan que los reguladores de crecimiento y el estrés juegan un rol importante en la mediación de la cascada de transducción de señales que conducen a la reprogramación de los genes, resultando en una serie de divisiones celulares que inducen el crecimiento polarizado y con ello la formación de embriones somáticos.

Los callos iniciados en un explante usualmente no muestran capacidad morfogénica, pero al ser subcultivados en un medio inductivo, pueden formar tejido embriogénico. Sin embargo, existen algunos pocos tejidos con alta capacidad embriogénica que no requieren la adición de auxinas para el desarrollo de callo embriogénico (George *et al.*, 2008).

La inducción de callo embriogénico requiere de varios factores: el genotipo de la planta debe tener capacidad embriogénica; deben haber auxinas presentes en el medio de cultivo; luego del inicio de la embriogénesis, usualmente se debe transferir los callos a un medio con una concentración reducida o ausente de auxinas, e incluso a veces se agrega una citoquinina; el tiempo entre subcultivos no debe ser prolongado; y una fuente de nitrógeno reducido en forma de ión  $\text{NH}_4^+$  o aminoácido como glutamina o alanina debe estar presente en el medio (George *et al.*, 2008).

### 1.3. HIPÓTESIS

Al utilizar diferentes tipos y concentraciones de fitohormonas *in vitro* en *Krameria erecta* se obtendrán nuevos individuos por medio de la micropropagación.

### 1.4. OBJETIVO GENERAL

Establecer la metodología de micropropagación de *Krameria erecta* en condiciones *ex vitro* e *in vitro* y su posterior adaptación a suelo.

#### 1.4.1. Objetivos específicos

- Determinar el porcentaje de germinación *in vitro* y *ex vitro* de las semillas *Krameria erecta*.
- Evaluar el efecto de diferentes concentraciones de reguladores de crecimiento vegetal sobre la producción de callo.
- Determinar el tipo de explante adecuado para la micropropagación.
- Evaluar crecimiento de las plantas obtenidas.
- Determinar el porcentaje de sobrevivencia de las plantas obtenidas *ex vitro* e *in vitro* al trasplante en el área de estudio.
- Determinar la fenología, plagas y enfermedades a nivel campo.
- Determinar el valor nutricional de *Krameria erecta* en su habitat silvestre.

## CAPITULO 2. RASGOS MORFOLÓGICOS, VIABILIDAD Y GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE *KRAMERIA ERECTA*<sup>4</sup>

### RESUMEN

El cosahui del sur (*Krameria erecta* W.), es un arbusto con atributos forrajeros y medicinales, en Sonora, México, sus poblaciones disminuyen rápidamente por el sobrepastoreo y la escasez de agua en sus terrenos, lo que disminuye la viabilidad y capacidad germinativa de la semilla, que a su vez limita el desarrollo de sus plántulas, por lo que es urgente generar alternativas efectivas a corto plazo para garantizar la perpetuidad de esta especie en áreas silvestres, por lo tanto, el objetivo de estudio fue evaluar la morfología, viabilidad, germinación de las semillas y el desarrollo radicular de las plántulas de *K. erecta*. Los resultados indican que las semillas miden 7.4 mm de ancho, 7.90 mm de longitud y 4.0 mm de grosor. El 45% de las semillas fueron vanas/inviabiles, 20% semillas dañadas por un microlepidoptero de la familia Gelechiidae y por hormigas (*Formica spp*), y 35.01% sanas (sin daño) de un total de 13,858 semillas que integran un kg. En la prueba de cloruro de tetrazolio, las semillas mostraron un 98% de viabilidad. En porcentaje de germinación en condiciones controladas a diferentes a 25 y 30°C se obtuvo un 96% de germinación a las 72 horas. El porcentaje de germinación de semillas con y sin tratamiento pregerminativo a una profundidad de siembra de 1 cm fue de 97 a 81%, mientras que las semillas con y sin tratamiento pregerminativo sembradas a 2 cm de profundidad presentaron de 40 y 50%, la germinación en ambos casos fue a los 8 días. La longitud de raíz en plántula fue de 12.96 cm. Con estos resultados es posible reproducir plantas de *K. erecta* directamente en agostaderos del estado de Sonora.

**Palabras claves:** viabilidad, germinación, embrión, longitud de raíz

---

<sup>4</sup>Parte de este capítulo fue aceptado en la Revista IDESI (Chile) Diciembre de 2021.

## ABSTRACT

The southern cosahui (*Krameria erecta* W.), is a shrub with fodder and medicinal attributes, in Sonora, Mexico, its populations decrease rapidly due to overgrazing and water scarcity in its land, which decreases the viability and germination capacity of the seed, which in turn limits the development of its seedlings, so it is urgent to generate effective alternatives in the short term to guarantee the perpetuity of this species in wild areas, therefore, the objective of the study was to evaluate the morphology, viability, seed germination and root development of *K. erecta* seedlings. The results indicate that the seeds measure 7.39 mm wide, 7.90 mm long and 4.0 mm thick. 44.99% of the seeds were empty/unviable, 20% seeds damaged by a microlepidoptera of the Gelechiidae family and by ants (*Formica spp*), and 35.01% healthy (without damage) of a total of 13,858 seeds that make up one kg. In the tetrazolium chloride test, the seeds showed 98% viability. In percentage of germination under controlled conditions at different from 25 and 30°C, 96% germination was obtained at 72 hours. The germination percentage of seeds with and without pre-germination treatment at a sowing depth of 1 cm was 97 to 81%, while seeds with and without pre-germination treatment sown at a depth of 2 cm presented 40 and 50%, germination in both cases it was after 8 days. The seedling root length was 12.96 cm. With these results it is possible to reproduce *K. erecta* plants directly in pastures in the state of Sonora.

**Key words:** Bush, germination, seeds, root length.

## 2.1. INTRODUCCIÓN

*Krameria erecta* W., es un arbusto nativo del suroeste de los Estados Unidos y norte de México, donde crece en áreas secas como las llanuras desérticas y las laderas de los chaparrales (Simpson y Salywon, 1999). Es una planta hemiparásita, que depende de la interacción con las raíces de plantas vecinas, a las que parasita para asegurar su sobrevivencia, sobre todo por las condiciones de sequía que imperan en el Desierto Sonorense desde la década de los 90, y que ha provocado la mortalidad de varias especies (Mc Auliffe y Hamerlynck, 2010). Este género pertenece a la familia *Krameriaceae* e incluye 18 especies las cuales son arbustos con altura entre 30 y 60 cm y un diámetro de 72 cm (Christenhusz y Byng, 2016). De acuerdo con la etapa fenológica del cosahui del sur, esta especie presenta brotación en época de lluvias y floración todo el año, siendo las abejas (*Centris* sp.) los principales insectos polinizadores (Achenbach *et al.*, 1989). El fruto es un aquenio cubierto por un pericarpio con espinas y la semilla es una almendra acorazonada; las raíces tienen propiedades medicinales y de tinturas que se utilizan por los grupos étnicos Seris (Comcáac) y Pápagos nativos de Sonora, que contribuyen a evitar la propagación natural de esta planta (Torres-González *et al.*, 2011).

Las poblaciones del *K. erecta* disminuyeron fuertemente en la región noroeste de México por problemas de sobrecarga animal, altas temperaturas, incendios forestales, bajas precipitaciones y cambio de uso de suelo, además, la recolección de semillas silvestres para propagación y reforestación no se está realizando, aun cuando es necesaria para la conservación de germoplasma. Es importante considerar el momento oportuno de la cosecha de la semilla de cosahui, debido a que los factores bióticos y abióticos tienen un efecto positivo o negativo en el estado fisiológico de la semilla y para la conservación de la especie.

La recolecta de semillas es principal estrategia de conservación o recuperación de esta especie en riesgo, sin embargo, la falta de conocimiento de los rasgos morfológicos de la semilla es uno de los impedimentos para su uso eficiente

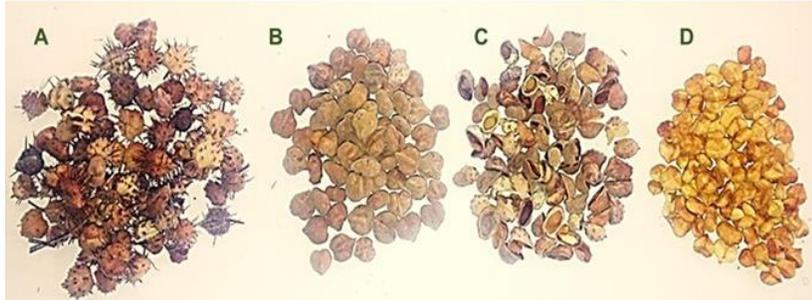
(Rodríguez-Arevalo *et al.*, 2017), por lo tanto, para evaluar la viabilidad de las semillas recolectadas se utiliza la prueba del cloruro de tetrazolio (cloruro de 2,3,5-trifenil tetrazolio; CTT), que permite evaluar el estado físico y fisiológico del embrión de la semilla (ISTA, 2019; Franca-Neto y Krzyzanowski, 2019). Al garantizar que la semilla esta viable, se propaga utilizando la técnica de "entierro de semillas", que consiste en la siembra natural de semillas bajo tierra, ya sea utilizando movimientos del suelo o roedores que ayudan en la dispersión, método que incrementa la tasa de germinación (Ren *et al.*, 2002; Beck y Vander 2010; Brokamp, 2015).

Por lo tanto, el objetivo de estudio fue evaluar los rasgos morfológicos, viabilidad, germinación de las semillas y el desarrollo radicular de las plántulas de *K. erecta*.

## **2.2. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **2.2.1. Área de estudio.**

Se recolectaron semillas de *K. erecta* en septiembre de 2019 y 2020, en el rancho Las Cruces en Hermosillo, Sonora, localizado a 29° 03' 21.30" N y 110°45'12.22" O, a 277 msnm, con una precipitación media anual de 330 mm y temperatura promedio de 24°C, con vegetación de matorral arbosufrutescente, con tipo de suelo regosol (SAGARPA, 2010). Las semillas se trasladaron al vivero del Campo Agrícola Experimental del Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora, ubicado en Hermosillo, Sonora, México (29° 00' 48" N y 111° 08' 07" O y 151 msnm) donde se les retiró las espinas para colocarlas en una bolsa tipo ziploc y almacenar durante por 100 días, a una temperatura de -4°C (Figura 1) de acuerdo con Mc Caughey-Espinoza *et al.*, (2018). Posteriormente se utilizaron para las pruebas pertinentes.



**Figura 1.** Semillas de *K. erecta*.  
A=Fruto de *K. erecta*: B=Fruto sin espinas,  
C=Pericarpio de las semillas y D=Semilla sin pericarpio.

### 2.2.2. Caracterización morfométrica y anatómica de las semillas.

Se utilizaron 4500 semillas, donde se identificó de forma precisa la radícula, pericarpio, cotiledones, hilum y cutícula, de una muestra aleatoria de 100 semillas, de acuerdo con la metodología propuesta Romero-Saritama y Pérez-Ruiz (2016a). Las características morfométricas se midieron con un vernier digital Modelo CD-6CSX (Mitutoyo Absolute, Japón). Para el peso de semilla se pesaron 500 semillas (P500S), en una balanza analítica marca phaeozem. El número de semillas por kilogramo (NSK) se estimó por conteo de cinco muestras de 500 semillas y extrapolando el valor a un kilogramo. Con respecto a la descripción anatómica y determinación de patrones topológicos, se eligieron diez semillas al azar, donde se identificaron y describieron las partes esenciales de semillas maduras y sanas, para ello se consideró el color de la semilla y la ausencia de daños por insectos. Se utilizó un bisturí y pinzas de disección, para analizar las partes de las semillas bajo un estereoscopio modelo EZ4 (Leica Microsystems) con 16 aumentos. Las mediciones de las estructuras se hicieron con un vernier digital.

### 2.2.3. Prueba del cloruro de tetrazolio.

Para esta prueba se utilizaron concentraciones al 0.5 y 1 % de cloruro de 2,3,5-trifeniltetrazolio (Sigma-Aldrich), las temperaturas, el tiempo y condiciones de incubación de las semillas en soluciones de tetrazolio se adaptaron según las reglas internacionales de análisis de semillas (ISTA, 2019). Las semillas se sumergieron por

dos horas en agua para activar el metabolismo enzimático (Salazar y Cancino, 2012), posteriormente se sumergieron en tetrazolio bajo condiciones de oscuridad por 24 y 48 horas a una temperatura de 25°C (Salazar y Botello, 2018). Las semillas se retiraron de la solución y se colocaron en cajas petri, se lavaron con agua destilada para remover el exceso del colorante y se examinaron con un estereoscopio para determinar la viabilidad. Se consideró semilla viable cuando la semilla mostró la coloración que provoca la reducción del reactivo a formazán.

#### **2.2.4. Tratamiento pregerminativo.**

Se llevo a cabo en las instalaciones del departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora. Para los tratamientos germinativos *ex vitro*, se utilizaron 400 semillas sin pericarpio; 200 por tratamiento, 1) sin tratamiento pregerminativo y 2) con tratamiento pregerminativo. Para el tratamiento pregerminativo las semillas se remojaron en agua durante 4 horas en un vaso de precipitado. Posteriormente se utilizaron macetas de polietileno a las cuales se les agregó 375 g de tierra de campo (sitio de colecta de semillas) y peat moss y perlita 60-40, para simular el tipo de drenaje que existe en su habitat natural y poder evitar la presencia de hongos. La siembra de semillas se realizó el 31 de marzo de 2020, colocando una semilla de *K. erecta* en cada maceta de polietileno a una profundidad de 1 y 2 cm (se sembraron 100 macetas por tratamiento) (Figura 2). Las macetas se regaron dos veces al día, para mantener una humedad constante e inducir la germinación (Buitrago *et al.*, 2004). Cuando las plántulas tuvieron las hojas verdaderas y una altura de 10 cm, se regó con agua tres veces a la semana con una conductividad eléctrica de 0.57 dSm-1 y un pH de 7.2. Las temperaturas se registraron con un equipo Elitech data logger C-5, las cuales oscilaron entre 15.8 y 33.3°C, con una humedad relativa promedio de 48.9%. El porcentaje de germinación se realizó con la formula propuesta por ISTA (2019), donde se consideró, la evaluación del porcentaje de semillas normales, anormales y no germinadas con la siguiente formula:

$$\% \text{ de germinación (PG)} = \frac{\text{Número de semillas germinadas}}{\text{Número total de semillas}} \times 100$$

## Número total de semillas

Se consideró, además, la evaluación del % de semillas normales, anormales y no germinadas.

Para el índice de velocidad de germinación (IVG), se utilizó la fórmula propuesta por Hartmann *et al.*, (2002), donde N= Número de semillas que germinaron dentro de un intervalo consecutivo de tiempo; T= Tiempo transcurrido (inicio y final) de un intervalo específico de medición:

$$IVG = \frac{N1 * T1 + N2 * T2 + \dots NX * TX}{\text{Total de semillas germinadas}}$$

El porcentaje de germinación acumulada (PGA) se obtuvo con la: fórmula PGA = %n1 + %n2 + %n3 %nx, donde %n1= porcentaje de semillas germinadas en el T1, %n2= porcentaje de semillas germinadas en el T2 y %nx= porcentaje de semillas germinadas en el último día (tiempo) en que se presentó la germinación. Además, el día 12 después de la germinación se midió la longitud de la raíz, donde se consideró la evaluación de 20 plántulas tomadas completamente al azar. Se utilizó, un vernier digital marca Mitutoyo Corp, modelo CD-6" CSX, No de serie 500-196-20.

Para la germinación de la semilla en condiciones controladas, se establecieron 4 réplicas con 25 semillas cada una, para determinar el porcentaje de germinación de acuerdo con las normas de la Asociación Internacional de Ensayos de Semillas (ISTA, 2019). Las semillas se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 2%, se enjuagaron con agua destilada y se colocaron en bandejas chamshell transparentes, con papel absorbente tipo valot, humedecido con agua destilada estéril, para luego colocarlas en la cámara de germinación correspondiente a la temperatura de 25 o 30°C. En ambos tratamientos se utilizó un fotoperiodo de 8 horas luz y 16 horas oscuridad. Las evaluaciones se hicieron cada 24 horas; se consideró germinada una semilla cuando la radícula alcanzó 1 a 2 mm de largo (Serrano *et al.*, 2000; Barone *et al.*, 2016).

### **2.2.5. Análisis estadístico.**

Se realizó un análisis de varianza con los datos de germinación de semillas de *K. erecta* se sometieron a un análisis factorial completamente al azar de 2x2 con 4 repeticiones. Para las pruebas de viabilidad se utilizó un diseño completamente al azar, con arreglo factorial y cuatro repeticiones. Para evaluar el efecto de los tratamientos, los datos se sometieron a un análisis de varianza usando SAS versión 9.0.1. (SAS Institute, 2011) y una prueba de medias usando Tukey ( $p \leq 0.05$ ) para determinar las diferencias significativas.

## **2.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

### **2.3.1. Características morfométricas de los frutos y semillas.**

Los frutos recolectados corresponden con la descripción que hace Simpson (1989) para la especie, con forma de corazón y la sutura central. Son una cápsula con una sola semilla, que mide 6 mm (Figura 2-A). La semilla presenta una forma de corazón, con un pericarpio de color marrón claro, y un embrión específico central, ligeramente doblado, encorvado, los cotiledones son planoconvexos y gruesos; de color crema, doblados en la cubierta del hipocotíleo (Figura 2-C). Las características morfométricas y peso de las semillas de *K. erecta* determinó que el tamaño de las semillas de esta especie no asegura la madurez fisiológica, independientemente de su tamaño estas pueden ser viables o no (Cuadro 2 y Figura 2).

De acuerdo con Romero-Saritama y Perez-Ruiz (2016b), uno de los rasgos a considerar en la morfología de las semillas es la cantidad presente en el fruto, y está asociada con el tipo de fruto y su comportamiento durante el almacenamiento, sin embargo, se han evaluaron más rasgos en semillas de especies leñosas, como la masa, tamaño, tipo de cotiledones y testa, al tener una relación con la germinación y dormancia (Khurana y Singh 2001). El conocer los rasgos morfológicos de las semillas

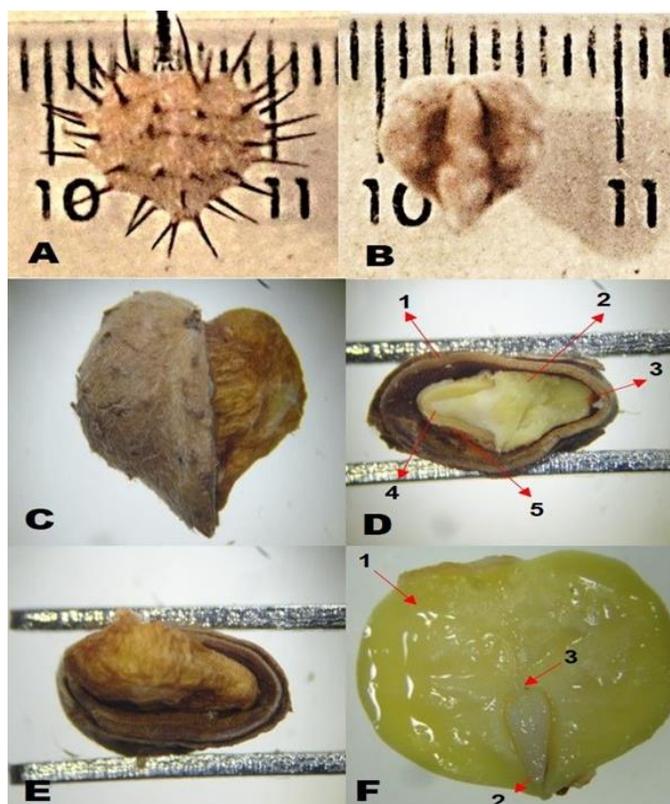
permite mejorar la manera de recolectar y conservar las especies forestales para su posterior utilización (Romero-Saritama y Pérez-Ruiz 2016a).

**Cuadro 2.** Valores estadísticos descriptivos de dimensiones y peso de la semilla de *K. erecta*.

Variables	Media	Mín.	Máx.	CV	DE	LI	LS
AS	7.39	6.68	7.79	0.1211	0.3633	7.11	7.67
LS	7.9	7.41	8.75	0.128	0.3861	7.6	8.19
GS	4.05	3.87	4.26	0.042	0.1263	3.96	4.15
P500S	36.08	35.79	36.34	0.059	0.1782	35.945	36.219
NSPK	13857.46	13758.19	13967.26	22.856	68.569	13805	13910
% SV	44.99	44.99	45	45	45	45	45
%SD	20.00	20	20	20	20	20	20
%SM	35.01	35.01	35	35	35	35	35

AS= Ancho de la semilla; LS= Longitud de la semilla; GS= Grosor de la semilla; P500S= Peso de 500 semillas; NSKG= Número de semillas por kilogramo; %SV= % de semillas vanas; %SD= % de semillas dañadas; % SM= % semillas maduras; Min= valor mínimo; Max= valor máximo; CV=Coeficiente de variación; LI= Límite inferior; LS= Límite superior.

Nota: El peso referente al kilogramo es de la semilla completa con espinas.



**Figura 2.** Morfología externa e interna de la semilla de *K. erecta*.

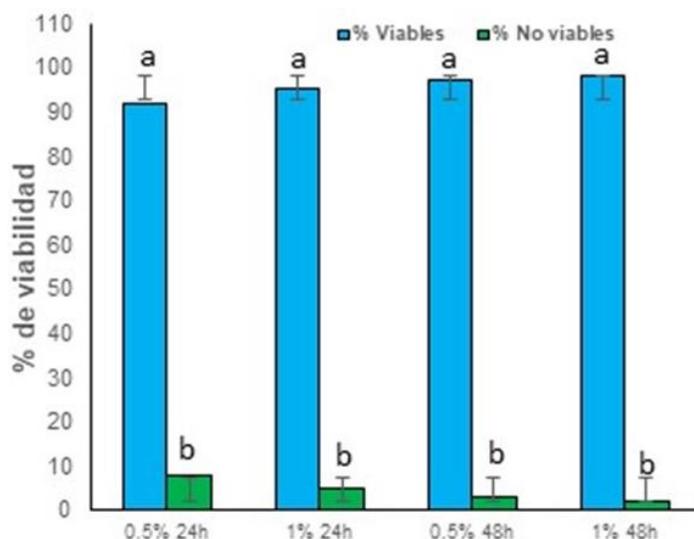
A; Aquenio B; Aquenio sin espinas C; Parte frontal de la semilla.

D; Partes importantes de la semilla (1.- Pericarpio, 2.- Cotiledones, 3.- Hilum, 4.- Cutícula y 5.- Radícula), E: Parte lateral de la semilla.

F; Corte transversal de la semilla. 1.-Cotiledones (2.- Raíz y 3.-Plumula).

### 2.3.2. Viabilidad de la semilla.

Las semillas de *K. erecta*, presentaron variación en cuanto a la coloración roja por la reducción del CTT a formazan, al activarse los procesos de respiración y la actividad deshidrogenasa en la semilla de acuerdo con Franca-Neto y Krzyzanowski (2019), como se muestra en la Figura 3. El mayor porcentaje de semillas viables se encontró al utilizar 0.5 % 48 h y 1 % 48 h seguidos de estos se encuentran las semillas que se sometieron en 0.5 % 24 h y 1 % 24 h siendo estos estadísticamente iguales entre sí al no presentar diferencias significativas (Figura 3 y 4). El error estándar en semillas tratadas fue del 0.5 y 1%, a las 24 h fue de 1.63 y 1.91, las semillas que fueron tratadas con 0.5 y 1 % a las 48 h presentaron un error estándar de 1.91 y 1.15.

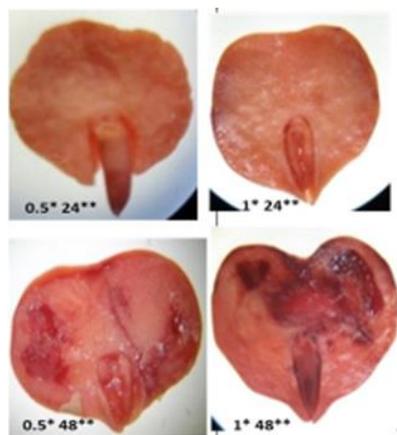


**Figura 3.** Prueba de tetrazolio en semilla de *K. erecta*.

En lo que respecta a las semillas no viables, no se observaron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) entre los tratamientos y tiempo de exposición al tetrazolio (Figura 3). De acuerdo con el análisis estadístico se presentó un error estándar para la concentración de 0.5 % a las 24 h de 1.63, para las semillas expuestas al 0.5 % durante 48 h 1.91, a las 24 h con una concentración de 1 % el error fue de 1.91 y por

último para la concentración de 1 % a las 48 horas fue de 1.15. En la Figura 4, se puede observar que las semillas viables (vivas) presentan una coloración roja o rosada del embrión como resultado de la reacción con la solución.

Se tiene la dificultad de contar con un protocolo adaptado para especies forestales nativas, para asegurar una acertada interpretación de resultados, estos son afectados de acuerdo con la cantidad de lípidos, tiempo de tinción y temperatura (Matías-Benito *et al.*, 2004). El color rojo en los embriones es un indicador positivo de la viabilidad de las semillas (Craviotto *et al.*, 2008), mientras que aquellas regiones débilmente coloreadas en algunas partes del embrión indican que las células presentan una disminuida actividad respiratoria y, por consiguiente, menor actividad de enzimas deshidrogenasas (Pinto *et al.*, 2009, Craviotto *et al.*, 2008). Dostert *et al.*, (2018), evaluaron las semillas de *Krameria lappacea* utilizando CTT (0.1%) durante 24 h y obtuvieron el 75 % de semillas viables y el 25 % de semillas no viables. Por lo tanto, los resultados obtenidos en esta investigación difieren con los obtenidos por Dostert *et al.*, (2018). Al observar el grado de coloración de las partes de la semilla, se puede determinar la presencia, localización de tinción en los tejidos de ésta (Prieto *et al.*, 2011; Espitia *et al.*, 2017).



**Figura 4.** Semillas de *K. erecta*.

\*Concentración de tetrazolio en porcentaje (%)

\*\*Tiempo de exposición en horas.

En general, la tinción en las semillas de *K. erecta* presenta una coloración conspicua y uniforme, lo que permitió observar la tinción de los tejidos vivos de las semillas, y afirmar, de acuerdo con Salazar y Botello (2018), que existe actividad respiratoria en las mitocondrias. De acuerdo con Sarmiento *et al.*, (2013), esta información permite valorar eficientemente la viabilidad de las semillas utilizando la concentración de tetrazolio del 1% al lograr una tinción adecuada del embrión. Así mismo, otros autores afirman que esta concentración es recomendable para realizar la prueba de tetrazolio (Rao *et al.*, 2007, Clemente *et al.*, 2011). El contraste de la tinción se presenta en las semillas no viables al no presentar el color rojo, lo que indica que el tejido muerto no reacciona con la solución conservando el color natural interno de las semillas (Victoria *et al.*, 2006; Takao *et al.*, 2017).

La prueba del tetrazolio ha sido utilizada en numerosas especies forestales, como: *Pinus pinea* (Matías-Benito *et al.*, 2004; *Schinopsis balansae* (Alzugaray *et al.*, 2006); *Zeyheria tuberculosa* (Soto y Valiengo, 2011); *Aspidosperma quebracho-blanco* (Alzugaray *et al.*, 2006); *Rubia fruticosa* (Marrero *et al.*, 2007); *M. frondosus* y *C. fissilis* (Barone *et al.*, 2016).

### **2.3.3. Porcentaje de germinación *ex vitro*.**

Con base en los resultados obtenidos en esta investigación, la calidad de la semilla influye en la propagación de la especie y es la principal característica que se debe considerar para su selección y manejo ya que se tiene poca o nula información de la reproducción de esta especie. La profundidad de siembra afecta significativamente la germinación de *K. erecta* ( $P \leq 0.05$ ), ya que las semillas con tratamiento pregerminativo (TP) sembradas a 1 cm presentaron (81%) 1.19 veces mayor porcentaje en comparación con las semillas sin tratamiento germinativo (STP) y los porcentajes más bajos se registraron en las semillas con y sin tratamiento sembradas a 2 cm, con un 51 y 40 % respectivamente (Cuadro 3). Esta información indica que las semillas de *K. erecta*, requieren un tratamiento pregerminativo para incrementar su germinación, resultados que difieren a los obtenidos por Dostert *et al.*, (2018), evaluaron la

germinación de semillas de *Krameria lappacea*, utilizando dos profundidades de siembra a 5 y 10 cm y dos tratamientos, escarificación mecánica y sin escarificación donde obtuvieron 82 y 86% de germinación respectivamente. Las plántulas de *K. erecta*, producidas en esta etapa se utilizaron posteriormente para evaluar el establecimiento en campo.

**Cuadro 3.** Porcentaje de germinación de semillas de *K. erecta* de acuerdo con las variables evaluadas.

Tratamiento	Profundidad de siembra (cm)	% de germinación	% de plántulas normales	% de plántulas anormales	% de semillas no germinadas
STP	1	81±5.03b	73±8.24b	8.0±3.25c	19.0±5.03c
TP	1	97±2.00a	91±2.00a	6.0±2.30bc	3.00±2.00d
STP	2	40±3.26d	25±2.00c	15.0±2.00ab	60.0±3.26a
TP	2	51±3.82c	33±3.82c	18.0±5.16a	49.0±3.82b

Diferentes letras dentro de cada columna indican diferencias significativas  $P \leq 0.05$ . Media  $\pm$  DE (n-3). TP= Tratamiento Pregerminativo y STP= Sin Tratamiento Pregerminativo.

Según Chachalis y Reddy (2000), la germinación se regula por factores como luz, temperatura, pH del suelo y humedad, que incrementan las reacciones fisiológicas de las semillas (Hartmann *et al.*, 2002; Perozo-Bravo *et al.*, 2006). Las semillas por naturaleza tienen un rango de temperatura óptimo que afecta positivamente la germinación, pero los cambios violentos provocan la pérdida progresiva de la viabilidad y disminuyen el porcentaje de germinación (Funes *et al.*, 2009).

#### 2.3.4. Porcentaje de plántulas normales, anormales y no germinadas.

Se registró que existe diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) entre los tratamientos y profundidad de siembra. Las semillas sembradas a una profundidad de 1 cm con y sin tratamiento mostraron 73 y 91% de plántulas normales respectivamente, en cambio las semillas sembradas a 2 cm de profundidad con y sin tratamiento presentaron un 25 y 33%. En lo que respecta a plántulas anormales, se presentaron diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) entre los tratamientos y la profundidad de siembra (Cuadro 3). En cuanto a las semillas sembradas a 2 cm de profundidad con y sin tratamiento

presentaron 15 y 18% de plántulas anormales, mientras que las sembradas a 1 cm mostraron de 6 a 8 % de plántulas anormales.

El 49 y 60% de las semillas sembradas a 2 cm con y sin tratamiento no germinaron, mientras que el 3.0 y 19 % de las semillas sembradas a 1 cm con y sin tratamiendo, no germino (Cuadro 3). Las plántulas que presentaron anomalías con o sin tratamiento, fue por la falta de desprendimiento de la testa, lo que interfirió para que estos realicen sus funciones fisiológicas normales (Figura 5). Resultados similares se obtuvieron por Dostert *et al.*, (2018), quienes presentaron una tasa de germinación del 62% en semillas escarificadas de *Krameria lappacea* a los 21 días después de la siembra.



**Figura 5.** Germinación de *K. erecta*. A: Sin testa y B: Con testa.

En semillas silvestres, las respuestas bioquímicas y fisiológicas como el tamaño y vigor de la semilla, así como el hábito de crecimiento influyen en el desarrollo de la planta, además, están relacionados con la eficiencia en la asignación de biomasa al grano (Celis-Velázquez *et al.*, 2010; OECD, 2016). La capacidad de germinación es un proceso de actividades anabólicas y catabólicas, como la respiración y la síntesis de proteínas, que junto con el vigor son la base para el establecimiento rápido de las plantas en el campo, pero dependen en gran parte de la temperatura, agua, oxígeno y luz, que influyen en la semilla para usar de manera eficiente sus reservas para agilizar la germinación (Peña-Valdivia *et al.*, 2013).

### 2.3.5. Índice de velocidad de germinación (IVG).

La germinación de semillas con tratamiento y sembradas a una profundidad de 1 cm inició al quinto día después de la siembra y concluyó en el onceavo día, con un promedio de germinación de 7 días (Cuadro 4).

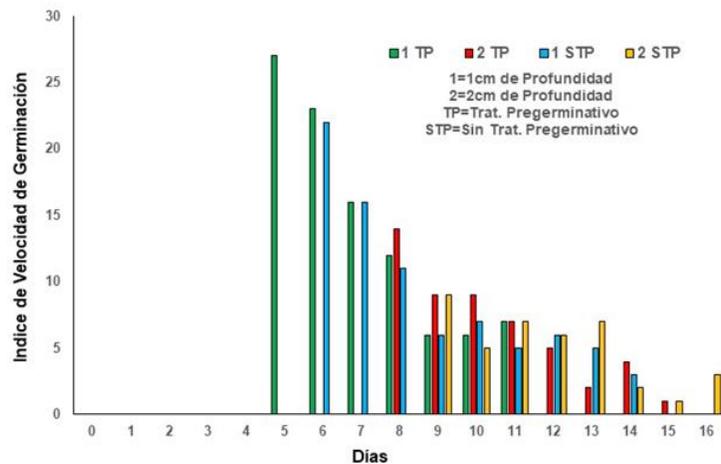
Las semillas sin tratamiento pregerminativo y sembradas a una profundidad de 1 cm, presentaron su germinación al sexto día terminando en el día número 13, presentaron una tasa de germinación de nueve días. Las semillas sembradas a una profundidad de 2 cm con y sin tratamiento pregerminativo iniciaron su germinación entre el día ocho y nueve respectivamente y termino su proceso germinativo en 15 y 16 días (Cuadro 4; Figura 6). No se presentaron daños mecánicos en las semillas, lo cual permitió obtener el 81% de la germinación entre el quinto y sexto día.

**Cuadro 4.** Índice de velocidad de germinación de las semillas de *K. erecta*.

DIAS	# de Semillas Germinadas				% de Germinación Diaria			
	1TP	2 TP	1 STP	2 STP	1% TP	2% TP	1% STP	2% STP
0	0	0	0	0	0	0	0	0
1	0	0	0	0	0	0	0	0
2	0	0	0	0	0	0	0	0
3	0	0	0	0	0	0	0	0
4	0	0	0	0	0	0	0	0
5	27	0	0	0	27	0	0	0
6	23	0	22	0	23	0	22	0
7	16	0	16	0	16	0	16	0
8	12	14	11	0	12	14	11	0
9	6	9	6	9	6	9	6	9
10	6	9	7	5	6	9	7	5
11	7	7	5	7	7	7	5	7
12	0	5	6	6	0	5	6	6
13	0	2	5	7	0	2	5	7
14	0	4	3	2	0	4	3	2
15	0	1	0	1	0	1	0	1
16	0	0	0	3	0	0	0	3
TOTAL	97	51	81	40				

\*1 y 2 = Profundidad de siembra (cm), TP=Tratamiento Pregerminativo, STP=Sin Tratamiento pregerminativo.

La emergencia de semillas de *K. erecta* sembradas a 2 cm de profundidad fue del 81%, resultados que coinciden con los reportados por Chauhan *et al.*, (2006) que registraron el 49% de germinación en semillas de *Lolium rigidum* (*Poaceae*) vivero y mencionan que factor limitante en la germinación, sin embargo, en este estudio se registró que a mayor profundidad de siembra se reduce el porcentaje de germinación de *K. erecta*, pero a menor profundidad las semillas germinaron, sin ningún problema (Mennan y Ngouajio, 2006; Chachalis *et al.*, 2008).



**Figura 6.** Porcentaje de la germinación acumulada de las semillas de *K. erecta*.

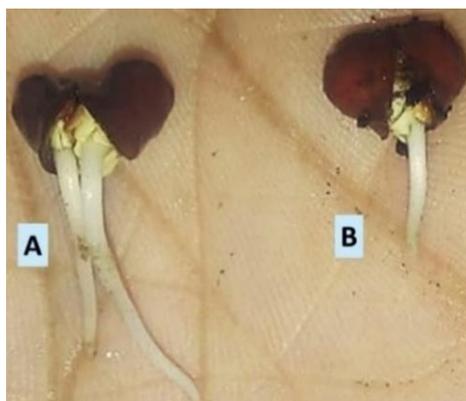
El porcentaje de germinación acumulada de las semillas con y sin tratamiento a una profundidad de 1 cm fue del 97 y 81% respectivamente (Cuadro 3) y seguida de las semillas sembradas a una profundidad de 2 cm con y sin tratamiento presentándose un PGA de 51 a 40%.

### 2.3.6. Porcentaje de germinación acumulada (PGA).

Los resultados obtenidos en semillas de *K. erecta* a una profundidad de 1 cm presentaron valores superiores a los reportados por Cordero *et al.*, (2003), quienes registraron una germinación en vivero del 60 a 75%, y bajo el dosel de los árboles un 80%; Limongi *et al.*, (2012) mencionan que la germinación mayor al 95% se atribuye a las semillas que se sembraron inmediatamente después de la cosecha. En este estudio las semillas de *K. erecta* fueron sembradas 7 meses después de su recolecta

y las semillas tratadas y sembradas a una profundidad de 1 cm presento arriba del 95% de germinación, excepto las semillas con y sin tratamiento a 2 cm de profundidad y las no tratadas a un cm de profundidad. Por lo tanto, esta variación en el porcentaje de germinación acumulada se puede atribuir a la madurez del embrión, tamaño de la semilla y humedad del sustrato (Payares-Díaz *et al.*, 2014).

Al revisar las semillas recolectadas, se registró que *K. erecta* presenta el 2% de semillas poliembriónicas (Figura 7), es decir, contienen dos embriones dentro del mismo óvulo. Este fenómeno es inusual que se presente en las semillas de plantas angiospermas (Sedgley y Griffin, 1989), pero Lakshmanan y Ambegaokar (1984), indican que la poliembriónía en angiospermas se puede clasificar como “simple” o “múltiple/asexual” (apomixis), dependiendo de la cantidad de sacos embrionarios presentes en el mismo óvulo.



**Figura 7.** Semilla de *K. erecta*.  
A: Poliembriónica B: Normal

### 2.3.7. Longitud de la raíz

El tamaño de la raíz es esencial para el desarrollo de las plantas, influenciado por la disponibilidad de aire, agua y nutrientes (Kafkafi, 2008). Las raíces de plántulas de *K. erecta* midieron en promedio 12.96 cm de longitud a los 12 días de su germinación e inicio de sus hojas verdaderas (Figura 8). La raíz es importante ya que es el sostén del nuevo individuo, la raíz de *K. erecta*, en condiciones de vivero presenta variación entre los individuos al no presentar una germinación homogénea, con una variabilidad

fenotípica. Las plántulas sembradas en contenedores de menor volumen y profundidad presentaron menor desarrollo de la raíz, tal como lo menciona Berenguer *et al.*, (2004), que indica que dos plantas sembradas en contenedores con el mismo volumen, pero de diferente profundidad, pueden presentar diferencias en el crecimiento de la raíz.



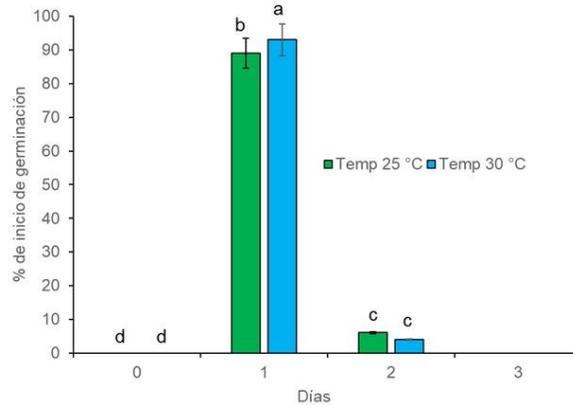
**Figura 8.** Longitud de la raíz en plántulas de *K. erecta*.

Las raíces son sensibles a las condiciones estresantes del suelo, ya que envían señales hacia la parte aérea, las cuales afectan la conductancia estomática, la expansión celular, la división celular y la tasa de presencia foliar (Passioura, 2002). El crecimiento de la raíz determina el vigor, ya que un buen vigor en el sistema radicular asegura mayor éxito en los trasplantes en suelos porosos (Valdez-Eleuterio *et al.*, 2015). Por ejemplo, una planta grande se recomienda trasplantar no sólo cuando su raíz sea abundante, sino que se encuentre en estado óptimo de funcionamiento, pero si el espacio para desarrollarse es limitado, el desarrollo de la planta será limitado (Negreros-Castillo *et al.*, 2010). En cambio, una planta pequeña puede tener mejor balance tallo/raíz, no sólo en cantidad sino en calidad, sin embargo, la calidad de las plántulas forestales es difícil de determinar (Sánchez y Murillo, 2004). Es la información existente de acuerdo con la propagación, comportamiento fenológico actual y establecimiento de especies vegetales endémicas (nativas) es limitada, aun

cuando tienen potencial, medicinal, forrajero, maderable, crecen en zonas áridas o semiáridas y promueven la revegetación para mejorar la fertilidad del suelo.

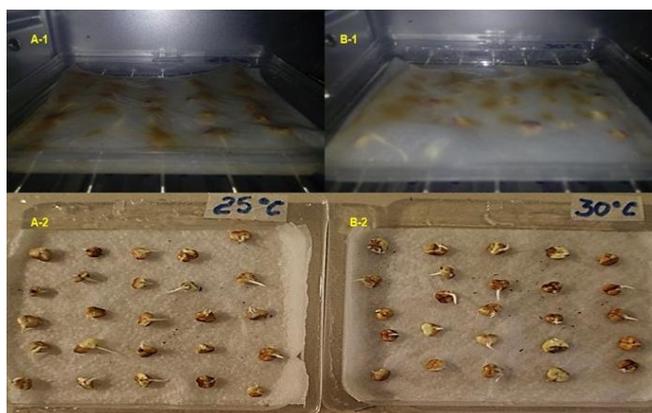
### 2.3.8. Porcentaje de germinación en condiciones controladas.

En las Figuras 9 y 10, se presentan los resultados del porcentaje de inicio de germinación, al analizar los resultados en el día cero en ambas temperaturas (25 y 30 °C), no se presentaron estadísticamente diferencias significativas ( $p>0.05$ ) presentándose 0 % de germinación.



**Figura 9.** Inicio de germinación en condiciones controladas.

En el primer día se registraron diferencias significativas entre las temperaturas, presentando un error estándar de 0.88 en las semillas evaluadas ( $p>0.05$ ), en el segundo día se presentó un error estándar de 0.57. Al evaluar el porcentaje de germinación de las semillas de *K. erecta*, en el análisis estadístico no presentó diferencias significativas ( $p>0.05$ ) entre temperaturas (25 y 30 °C), presentándose un error estándar de 0.25 en semillas germinadas a 25 °C con un 95% de germinación, mientras que a 30 °C se presentó un error estándar de 0.47 y un 97% de germinación. Las semillas no germinadas a las temperaturas evaluadas no presentaron diferencias significativas ( $p>0.05$ ) mostrándose un error estándar para las semillas a 25 °C de 0.25 y 0.47 para las semillas a una temperatura de 30° C (Figura 11 y 12). El resto de las semillas en el segundo día presentaron pudrición en ambas temperaturas (25 y 30 °C).



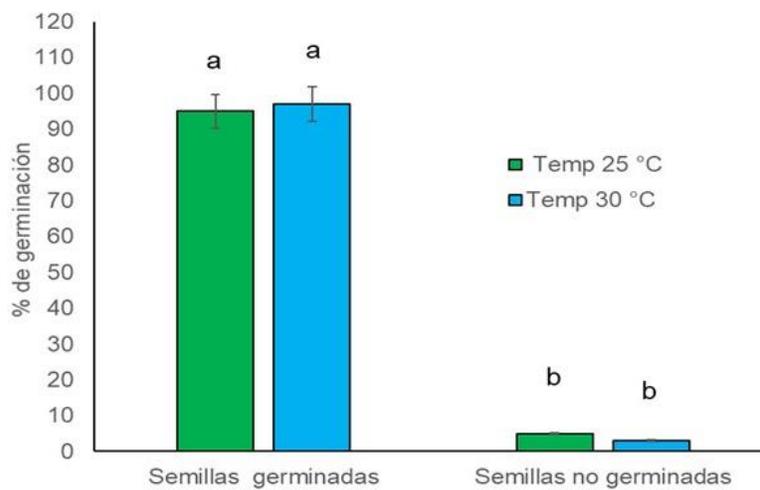
**Figura 10.** Semillas germinadas de *K. erecta*.  
A-1. Semillas a 25 °C; A-2. Semillas de *K. erecta* germinadas;  
B-1. Semillas a 30 °C; B-2. Semillas de *K. erecta* germinadas.

Con base a los resultados obtenidos en la prueba de viabilidad y germinación, los valores son similares, la prueba de tetrazolio sólo indica si es viable, no asegura que las semillas germinen. Cabe mencionar que la profundidad de siembra de las semillas de esta especie se puede considerar un factor limitante lo que provocaría obtener bajos porcentajes de germinación.

El estado del Sonora presenta condiciones de semiáridas a áridas, que limitan la auto-propagación (germinación natural de las semillas), y el crecimiento abundante de especies vegetales, excepto durante la época de lluvias (julio-septiembre), donde se encuentran las condiciones óptimas de temperatura y humedad para llevarse a cabo el rompimiento de latencia de algunas especies de semillas.

Elizalde *et al.*, (2017), menciona que la prueba de germinación permite discriminar las semillas que no germinan al ser latentes, abortadas o bien por presentar algún daño en el embrión. Matías-Benito *et al.*, (2004), mencionan que a través de ensayos de germinación se puede determinar de manera segura el porcentaje de germinación de las semillas, con ciertas condiciones controladas y/o ajustadas (temperatura, luz, almacenamiento, tipo de escarificación) según las características de la semilla en estudio.

El ISTA cuenta con técnicas estandarizadas de germinación de diferentes especies de semillas cultivables comestibles con potencial económico, pero existen muchas especies de forestales nativas que no se listan en estas técnicas, entre estas especies se encuentra *K. erecta* (Moreno-Álvarez *et al.*, 2001). De acuerdo con un gran número de investigaciones se ha demostrado que las temperaturas óptimas para la germinación de semillas de diferentes especies tienen que ser constantes (20, 25, 30 y 35° C) (Khurana y Singh 2001; González-Rivas *et al.*, 2009; Montaña-Arias *et al.*, 2015).



**Figura 11.** Germinación de las semillas de *K. erecta*.



**Figura 12.** Etapas de la germinación de la semilla de *K. erecta*.

## 2.4. CONCLUSIONES

Las características morfométricas y peso de las semillas de *K. erecta* determinó que el tamaño de las semillas no asegura su madurez fisiológica, independientemente de su tamaño estas pueden ser viables o no. De acuerdo con las concentraciones y tiempo de exposición de CTT se obtuvo arriba del 90% de viabilidad en las semillas. Con estos resultados se pudieran usar concentraciones más bajas de CTT y menor tiempo de exposición, para las pruebas de viabilidad en especies de la familia Krameriaceae. En el porcentaje de germinación *ex vitro* es importante considerar la profundidad de siembra de las semillas para la propagación *in situ* de esta especie. La eliminación de forma natural de la testa pudiera ser una restricción para la obtención de plántulas normales. *K. erecta* tiene semillas poliembrónicas con el potencial para la conservación del material genético forestal, además, la viabilidad y el vigor de los embriones indica que la semilla es una buena opción para la multiplicación de la especie. La longitud de raíz de *K. erecta* permite su desarrollo en condiciones de vivero. En la prueba de germinación en condiciones controladas a 25 °C se mostró un 95% de germinación y a 30 °C se presentó un 97% de germinación.

## CAPITULO 3. INDUCCIÓN *IN VITRO* DE CALLOGÉNESIS Y ORGANOGÉNESIS EN EXPLANTES DE *KRAMERIA ERECTA* WILLD<sup>2</sup>

### RESUMEN

El objetivo de la presente investigación fue evaluar *in vitro* la germinación e inducción de callogenesis y organogénesis en explantes de *K. erecta*. El medio de cultivo utilizado fue WPM/50 a la mitad de las sales y conformado de vitaminas, sacarosa y ácido indolbutirico (AIB), en concentraciones (0, 0.5, 1.0, 1.5 y 2 mgL<sup>-1</sup>). Los explantes fueron incubados en ambiente controlado de 25° C y foto periodo de 16 horas luz. El diseño experimental fue completamente aleatorizado con un arreglo factorial de 5x5 con un ANDEVA (P<0.05) y la prueba de media de Tukey. La germinación *in vitro* no presento diferencias significativas mostrando de un 79 a 83%. Se presentaron diferencias significativas en altura de plántulas, las concentraciones de 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB fueron de 11.60 a 11.65 cm. La altura y ancho de callo en yema axilar y hoja se presentaron diferencias significativas en concentraciones de 1.0 y 2 mgL<sup>-1</sup> de AIB. En lo que respecta al número de raíz en promedio en hoja fue de 0.50 a 2.50, mostrándose diferencias significativas en las concentraciones, en yema axilar no se presentó raíz por lo tanto no se presentaron diferencias significativas. En contaminación no se presentaron diferencias significativas presentado abajo del 12.50%. de acuerdo la desinfección con alcohol e hipoclorito de sodio (NaClO) no se presentó oxidación en semillas, pero si en yema axilar y hojas.

**Palabras clave:** cultivo de tejido, ácido indolbutirico, explantes y *Krameria erecta*

---

<sup>2</sup>Este capítulo se publicó en la Revista Abanico Agroforestal. Enero-Diciembre 2020; 2:1-13. <http://dx.doi.org/10.37114/abaagrof/2020.5>

## ABSTRACT

The objective of the present investigation was to evaluate *in vitro* the germination and induction of calllogenesis and organogenesis in *K. erecta* explants. The culture medium used was WPM/50 in half the salts and made up of vitamins, sucrose and indole butyric acid (IBA), in concentrations (0, 0.5, 1.0, 1.5 and 2 mgL<sup>-1</sup>). The explants were incubated in a controlled environment of 25 ° C and a photoperiod of 16 light hours. The experimental design was completely randomized with a factorial arrangement of 5x5 with an ANDEVA (P <0.05) and the Tukey mean test. *In vitro* germination did not show significant differences, showing 79 to 83%. Significant differences in seedling height were present, the concentrations of 1.5 and 2.0 mgL<sup>-1</sup> of IBA were from 11.60 to 11.65 cm. The height and width of callus in axillary bud and leaf presented significant differences in concentrations of 1.0 and 2 mgL<sup>-1</sup> of IBA. With regard to the average root number in the leaf, it was 0.50 to 2.50, showing significant differences in concentrations, in the axillary bud there was no root, therefore there were no significant differences. In contamination there were no significant differences presented below 12.50%. According to the disinfection with alcohol and sodium hypochlorite (NaClO), oxidation did not occur in seeds, but in axillary buds and leaves.

**Key words:** tissue culture, indolebutyric acid, explants and *Krameria erecta*

### 3.1. INTRODUCCIÓN

La familia de las Krameriaceae comprende 17 especies en un solo género *Krameria erecta* W. (Domínguez *et al.* 1987; Simpson *et al.* 2004); se distribuye geográficamente al norte de México, principalmente en Sonora, Sinaloa, Chihuahua, Durango, Coahuila, Baja California, Zacatecas y en los estados de California, Utah y Nevada en Estados Unidos de América (Simpson and Salywon, 1999).

Su importancia en el campo de la medicina se debe a que presenta alta actividad antiproliferativa en células cancerígenas y un alto contenido de flavonoides; además, tiene efectos hepatoprotector, antioxidante y antiinflamatorio, y posee cinco veces más actividad antioxidante que el ácido ascórbico (Carini *et al.* 2002; Jiménez-Estrada *et al.* 2013; Morán-Palacio *et al.* 2014). Cabe mencionar que a esta planta se le extrae la tintura de la raíz, la cual es utilizada por los Seris, etnia importante del estado de Sonora. En los últimos 20 años los trabajos de propagación *in vitro* de algunas especies forestales se han incrementado paulatinamente; no obstante, hasta el momento no se han realizado trabajos que reporten la micropropagación *in vitro* de *Krameria erecta* Willd.

La distribución de *K. erecta* se encuentra limitada en los ecosistemas naturales, por factores como: sobre pastoreo, cambio de uso de suelo, bajas precipitaciones, presencia de insectos, etc. En su hábitat natural se pueden encontrar de cero hasta 70 plantas en 2500 metros cuadrados, la presencia de nuevos individuos prácticamente es inexistente. Con la aplicación de la biotecnología se pueden conservar los ecosistemas naturales aún presentes en nuestro entorno. Una de las estrategias utilizadas para contrarrestar los problemas presentes en la propagación de las especies forestales y la extinción de estas, es el cultivo *in vitro* de cultivo vegetal (Delgado *et al.* 2008). Para aminorar la situación de las bajas poblaciones que existen en los agostaderos del estado de Sonora, y por ser una planta apetecible por los animales herbívoros y medicinal; el propósito de esta investigación es establecer una

metodología para la germinación e inducción de callogénesis y organogénesis *in vitro* en yemas axilares y hoja de *Krameria erecta* W.

## **3.2. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **3.2.1. Ubicación del área de estudio.**

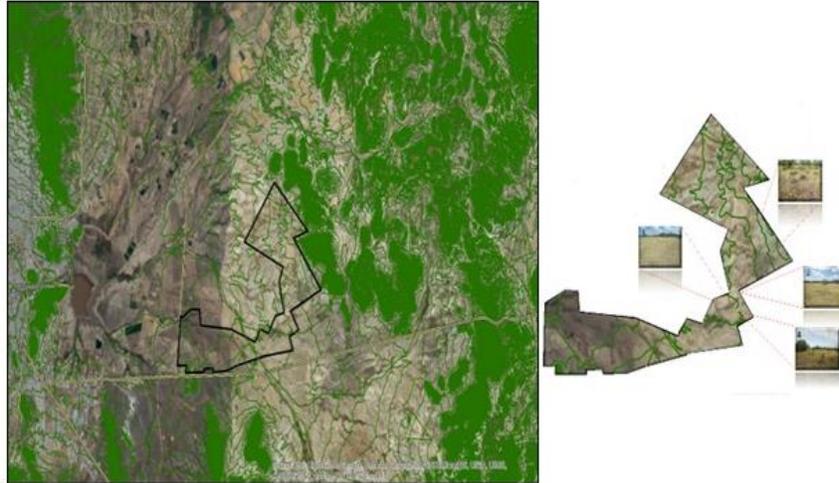
La investigación se realizó en el laboratorio de Biotecnología del Programa Educativo de Ingeniero en Horticultura de la Universidad Estatal de Sonora (UES) a 29°07'16.73" N y 110°57'45.77" O y 254 msnm, con una precipitación media anual de 386.9 mm, y una temperatura promedio de 25° C.

### **3.2.2. Área de recolecta.**

Se recolectaron semillas y partes útiles de la planta (explantes de tallo, hoja y semillas); de *K. erecta* en septiembre de 2019, en el rancho Las Cruces en Hermosillo, Sonora, localizado a 29° 03' 21.30" N y 110°45'12.22" O, a 277 msnm, con una precipitación media anual de 330 mm y temperatura promedio de 24°C, con vegetación de matorral arbosufrutescente, con tipo de suelo regosol (Figura 13) (SAGARPA, 2010).

### **3.2.3. Medio de cultivo.**

Se utilizó Woody Plant Medium (WPM/50) (Trigiano and Gray, 2011) como medio de cultivo, este medio se utilizó a la mitad de su concentración, constituido por sales minerales y vitaminas como tiamina, mio-inositol, sacarosa y agar. La fitohormona que se utilizó fue ácido indolbutírico, a concentraciones de 0, 0.5, 1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup>. No se aplicaron antioxidantes al medio.



**Figura 13.** Rancho las Cruces, Hermosillo Sonora (ARCGIS, 2014).

#### **3.2.4. Cámara de flujo laminar.**

Se utilizó una cámara de flujo laminar Marca Edge Gard Hood, la cual se desinfectó antes de realizar los cultivos, utilizando alcohol al 99% y vickor, y durante 30 min se dejó encendida una lámpara de luz fluorescente de 40 W, la cual proporcionó una irradiación de 8-10 W. m<sup>2</sup>. Se utilizaron tubos de ensayo y frascos tipo gérber de vidrio transparente, cajas Petri de vidrio, pinzas y bisturí esterilizados en una autoclave modelo Sterilmatic, a una temperatura de 120° C y 15 kg/cm<sup>2</sup> de presión durante 15 minutos.

#### **3.2.5. Cultivo de explantes.**

Las semillas fueron previamente embebidas con agua desionizada, durante 2 horas antes de la siembra. Los explantes (hojas tallos, yemas axilares, apicales y semillas sin pericarpio, fueron embebidas durante 3 horas en agua desionizada), después se desinfectaron con alcohol etílico al 70% durante 3 minutos; y posteriormente en hipoclorito de sodio (NaClO) (CLOROX®) al 15% durante 12 min, añadiendo una gota de tween 20; se realizaron 3 enjuagues con agua desionizada. Posteriormente se colocaron en una solución antioxidante de ácido ascórbico (150 mg/L) y ácido cítrico (100 mg/L) durante 5 minutos, y posteriormente se sembraron.

### **3.2.6. Incubación.**

Para la siembra se utilizaron frascos de vidrio tipo gérber. Los explantes fueron previamente sembrados; posteriormente se colocaron en el cuarto de incubación, en condiciones controladas, manteniendo una temperatura de  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ , y un fotoperiodo de 16 horas luz con 8 horas de oscuridad y 70-75% de humedad relativa.

### **3.2.7. Variables evaluadas.**

La evaluación se realizó por observación y medición en los diferentes explantes, iniciándose al tercer día de su incubación y posteriormente se observaron y se realizaron mediciones cada siete días durante 2 meses. Los parámetros evaluados fueron:

Porcentaje de germinación (%), utilizándose el criterio de la ISTA (2019).

Mediciones de callos presentes en los explantes; se utilizó un vernier marca Mitutoyo Absolute Modelo CD-6CSX N° de Serie 06401649 de 6”.

Altura de plántulas (cm), ancho y alto de callo (mm), número de raíces y contaminación y oxidación.

### **3.2.8. Análisis estadístico.**

El diseño experimental que se utilizó en este trabajo de investigación fue completamente aleatorizado, con un arreglo factorial de 5x3 (5 concentraciones y 3 explantes), con 10 repeticiones. Se realizó un análisis de varianza (ANDEVA), con un nivel de significancia de  $P < 0.05$ , y una comparación de medias de Tukey. Para el análisis de los datos se empleó el paquete estadístico JMP, versión 9.0.1 (Statistical Analysis System, [SAS Institute Inc.], 2011).

### 3.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 3.3.1. Germinación de las semillas *in vitro*.

La germinación *in vitro* inició el 4to día y concluyó al 15to día. No se presentaron diferencias significativas en el porcentaje de germinación, entre tratamientos de AIB utilizadas en este estudio, presentado un porcentaje de germinación 79.0 a 83.0%; estos resultados nos indican que para la germinación de la semilla de *K. erecta* no se requiere el uso de ningún tipo de fitohormona, en el medio de cultivo; al no ser significativo su porcentaje de germinación, ver Cuadro 5 y Figura 14.

Con respecto al porcentaje de plántulas normales germinadas, se presentó diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ), entre las concentraciones de AIB (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup>), con respecto al control (sin fitohormona); presentándose para el control un 71.25% de plántulas normales, y entre un 31.25 a 32.0% con el uso de AIB, ver Cuadro 5. Cabe mencionar que también se observaron diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ), al evaluar el porcentaje de plántulas anormales de *K. erecta*, con respecto a los tratamientos, presentando de un 11.5% de plántulas anormales en el control; mientras que en los tratamientos con AIB se presentaron de 49.75 a 51.0% de plántulas anormales.

Al analizar el porcentaje de semillas no germinadas, no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos presentándose de 8.5 a 10.5% de semillas que no germinaron, ver Cuadro 5. Dichos resultados muestran que el uso de auxinas estimuló en la germinación geotropismo negativo, al presentarse arriba del 50% de plántulas anormales.

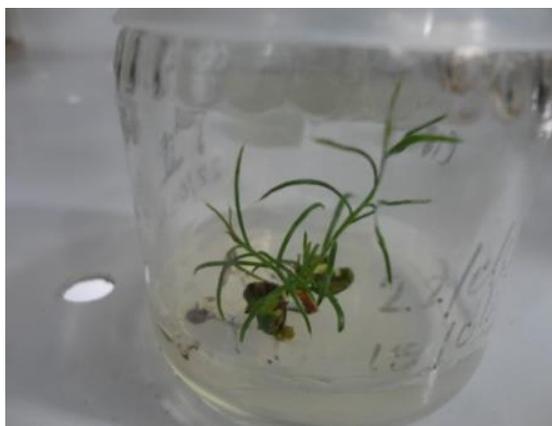
Golubov *et al.*, (2007), menciona que la germinación está ligada al crecimiento del embrión. La germinación de plántulas normales fue menor del 32.00%, al presentarse una radícula bien definida y la brotación de sus hojas seminales. De acuerdo con la AOSA (2005), indica que las plántulas que presentaron un crecimiento anormal no se

desarrollan, al presentar deficiencias en su sistema radicular (falta de radícula, fototropismo negativo u otras malformaciones).

**Cuadro 5.** Germinación *in vitro* y altura de plántulas de *K. erecta*.

Tratamiento AIB mgL <sup>-1</sup>	Semillas germinadas (%)	Plántulas Normales (%)	Plántulas anormales (%)	No germinadas (%)	Plántulas Altura (cm)
0	82.75±1.49a	71.25±1.25a	11.50±1.29b	8.50±1.00a	10.07±0.21b
0.5	81.50±1.49a	31.25±1.25b	50.25±2.75a	9.75±0.50a	10.42±0.21b
1.0	83.00±1.49a	32.00±0.81b	51.00±2.44a	9.75±0.95a	10.52±0.21b
1.5	79.00±1.49a	31.75±0.95b	49.75±2.50a	10.50±1.29a	11.65±0.21a
2.0	82.00±1.49a	31.50±1.29b	50.50±3.10a	10.25±0.95a	11.60±0.21a

Medias con letras iguales dentro de la misma columna indican que no hay diferencias significativas ( $P < 0.05$ ). Los datos presentados son la media de 10 repeticiones con 3 muestras cada frasco por tratamiento.



**Figura 14.** Germinación *in vitro* de *K. erecta*.

El porcentaje de germinación en *K. erecta* fue similar a los obtenidos por Golubov *et al.* (2007), obtuvieron porcentajes de germinación *in vitro* mayores al 80% en semillas de *B. recurvata*, que fueron almacenadas (en deshidratación con sílica gel), durante seis años, a una temperatura de 6° C, con humedad relativa baja.

### 3.3.2. Altura de plántulas.

La altura de las plántulas de *K. erecta*, presentaron diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) entre los tratamientos evaluados, ver Cuadro 5. Las plántulas con los

tratamientos de 1.5 a 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB presentaron 11.60 a 11.66 cm de altura, sin tener entre estas diferencias significativas; mientras que 0, 0.5 y 1.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB, no presentaron diferencias significativas, mostrando 10.07 a 10.52 cm. Las plántulas presentaron características propias y morfológicamente similares a las plantas presentes en su hábitat silvestre.

### **3.3.3. Inducción de callo y raíz.**

De acuerdo con los explantes utilizados en esta investigación, se mostró que existen diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) con respecto a la altura de los callos, de 0.58 a 0.67 mm de alto, ver Cuadro 6 y Figura 15; excepto el tratamiento de cero mgL<sup>-1</sup> de AIB (control), no presentó callo. En lo que respecta a lo ancho del callo, también se presentaron diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ), de acuerdo con el análisis estadístico, indicando de 0.76 a 0.96 mm en los tratamientos de 0.5, 1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB. En yema axilar se presentaron diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) entre los tratamientos, excepto en 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB; presentando alturas en yemas de 0.93 a 0.96 mm. En lo que respecta a lo ancho del callo en yema axilar, se presentaron diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) entre los tratamientos de 1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB, con respecto a 0.5 y 0 mgL<sup>-1</sup> de AIB.

El tratamiento de cero mgL<sup>-1</sup> de AIB (control) no presentó callo, ver Cuadro 6. A pesar de la diferencia significativa que existen entre los tratamientos, cabe mencionar que la aplicación de auxina (AIB) es eficaz para la inducción de callo en hoja y en yema axilar de *K. erecta*, presentado un color inicial blanco y tornarse a verde claro, con una consistencia firme; por lo tanto, podemos señalar que los callos son viables para la inducción de ser un callo embriogénico. Cabe señalar que los explantes de tallos no presentaron ninguna reacción durante el tiempo de evaluación de esta investigación, por lo tanto, se puede atribuir que esta planta presenta tallos muy lignificados que pudiese impedir alguna reacción en la micropropagación o bien una oxidación temprana.

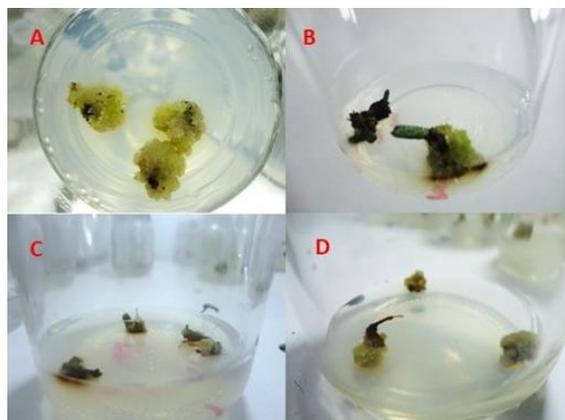
**Cuadro 6.** Inducción de callo y raíz en explantes de *K. erecta* Willd.

Tratamiento AIB mgL <sup>-1</sup>	Altura callo (mm)		Ancho callo (mm)		Número de raíz	
	Hoja	Yema axilar	Hoja	Yema axilar	Hoja	Yema axilar
0	0.00±0.00d	0.00±0.00c	0.00±0.00d	0.00±0.00c	0.00±0.00c	0.00±0.00a
0.5	0.58±0.00c	0.45±0.00b	0.76±0.01c	0.56±0.01b	0.50±0.57b	0.00±0.00a
1.0	0.65±0.01b	0.46±0.00a	0.86±0.02b	0.58±0.00a	1.25±0.95b	0.00±0.00a
1.5	0.67±0.00a	0.47±0.00a	0.96±0.03a	0.59±0.00a	2.50±0.57a	0.00±0.00a
2.0	0.67±0.00a	0.47±0.00a	0.93±0.03a	0.59±0.00a	2.00±0.81a	0.00±0.00a

Medias con letras iguales dentro de la misma columna indican que no hay diferencias significativas ( $P < 0.05$ ). Los datos presentados son la media de 10 repeticiones con 3 muestras cada frasco por tratamiento.

El porcentaje con relación a la presencia de callo en los explantes, en las hojas se presentaron hasta un 80%; mientras que en el control presentó 0%. El crecimiento de los callos se presentó a los 30 días de la incubación y su proliferación a las cuatro semanas de incubación. El porcentaje presente de callos en yemas axilares fue hasta un 60%, excepto el control que no presentó. La inducción de callo en yemas axilares se presentó a las 6 semanas de incubación. Los resultados indican que la mejor respuesta de inducción de callos en hojas o en yemas axilares se presentó al aplicar la concentración de 1.0 a 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB. Es importante señalar que el explante ideal para la producción de callo fueron las hojas, de acuerdo con el análisis estadístico aplicado.

Para el crecimiento celular las auxinas deben provocar dicha inducción de acuerdo con los genes que codifican los factores proteicos (Córdova *et al.*, 2014); de esta manera las células se dilatan por la presión del agua en el interior de la vacuola, para seguir creciendo hasta que exista una resistencia de la pared celular (Azcón-Bieto y Talón 2008). De acuerdo con Smith y Atkins (2002); Arellano *et al.*, (2008), la inducción de callo se presenta al momento que las células crecen y almacenan nutrientes, y con la presencia de auxinas y las citosinas provocan que se acumulen y estimulan las ciclinas a nivel transcripcional, desencadenando la activación de las quinasas; y asimismo promover el nuevo ciclo celular y formación de callo. La inducción de callo es independiente del tipo de explante y fitohormona utilizada (Howell *et al.* 2003; Shiram *et al.*, 2008; Rodríguez *et al.*, 2014).



**Figura 15.** Inducción de callogénesis y organogénesis.

A: Inducción de callo en hojas.

B: Inducción de callo en yema axilar.

C: Raíz en hoja y D: Callo y raíz en hoja.

Se logró la producción de callogénesis con el uso de auxinas en yemas axilares y hojas; por lo tanto, existe una estimulación en la mitosis, promoviendo la formación de tejido calloso (Smith 2012). El número de raíz presente en hojas, se observaron diferencias significativas entre los tratamientos, mostrando raíces en las concentraciones de 0.5, 1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB, excepto en el tratamiento cero mgL<sup>-1</sup> de AIB (control), quien tuvo nula inducción de raíz. Mientras que yema axilar no presentaron diferencias significativas entre los tratamientos (0, 0.5, 1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB), al no presentarse raíces, ver Cuadro 6.

El porcentaje de raíz en hoja fue del 30%, mostrándose en hojas con presencia de callo. Hasta hoy en día no existen trabajos referentes a este arbusto u otros arbustos, por lo tanto, se complica la discusión de la información por la escasa información que se recopiló; más, sin embargo, se cuenta con otros estudios de otras especies y géneros diferentes, como *Oryza sativa* (Pérez *et al.*, 2009) y *Eucalyptus globulus* (Gómez *et al.*, 2006), etc. Con el método de cultivo *in vitro*, es posible obtener plantas de calidad uniforme, de acuerdo con un genotipo seleccionado (Levitus *et al.*, 2010). Las fitohormonas no son especializadas para inducir mutaciones, ya que en concentraciones altas acelera los procesos de división celular, y posiblemente genere variaciones genéticas (George *et al.*, 2008).

### 3.3.4. Contaminación.

Los explantes, por su procedencia (área silvestre) traen algunos fitopatógenos, los cuales pueden causar problemas al momento de su siembra y desarrollarse para su proliferación. La contaminación se presentó básicamente en todas las concentraciones y explantes utilizados. Se presentaron bacterias y hongos ambientales (bióticos y abióticos), indicándose esta contaminación a partir del tercer día de incubación. Al analizar el porcentaje de contaminación presente en las semillas de *K. erecta*, de acuerdo con la concentración y tiempo de remojo que se manejó en esta investigación, no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, al presentarse una tasa de contaminación de 7.25 a 8.75%.

Es importante señalar que las plántulas desarrolladas *in vitro* estuvieron libres de contaminación por más de 3 meses; por lo tanto, el método de desinfección en semillas de *K. erecta* fue adecuado. Con respecto a la combinación se presentaron diferencias significativas en explantes de yema axilar y hoja, mostrando de 11.25 a 12.50%, ver Cuadro 7.

**Cuadro 7.** Contaminación y oxidación en explantes de *K. erecta*.

Tratamiento AIB mgL <sup>-1</sup>	Contaminación (%)			Oxidación (%)		
	Semillas	Hojas	Yema axilar	Semillas	Hoja	Yema axilar
0	8.75±1.08a	11.25±2.5a	11.25±2.5a	0.00±0.00a	28.7±2.5a	26.2±7.5a
0.5	8.75±1.08a	12.50±2.8a	12.50±2.8a	0.00±0.00a	28.7±4.7a	30.0±7.0a
1.0	7.25±1.08a	11.25±2.5a	11.25±2.5a	0.00±0.00a	28.7±2.5a	26.2±7.5a
1.5	8.00±1.08a	11.25±2.5a	12.50±2.8a	0.00±0.00a	30.0±4.0a	26.2±7.5a
2.0	7.75±1.08a	11.25±2.5a	12.50±2.8a	0.00±0.00a	28.7±2.5a	26.2±7.5a

Medias con letras iguales dentro de la misma columna indican que no hay diferencias significativas (P<0.05). Los datos presentados son la media de 10 repeticiones con 3 muestras cada frasco por tratamiento.

Podemos señalar que fue efectivo el tratamiento de desinfección de los explantes, al utilizar etanol al 70% por 3 minutos, y posteriormente por 12 minutos en hipoclorito de sodio comercial al 15%. La muerte de microorganismos es debido a la combinación del hipoclorito de sodio con las proteínas de las membranas celulares y las enzimas (Porcel *et al.*, 2013). La etapa fisiológica del tejido vegetal tiene gran influencia en el

proceso de desinfección. El material de plantas en crecimiento se desinfecta más fácil que el de plantas maduras; sus depósitos de ceras y ligninas son mayores y son una barrera para la acción del agente desinfectante sobre los microorganismos endógenos (López *et al.* 2010). Los contaminantes más comunes *in vitro* son las bacterias, son difíciles de detectar y originan serios problemas (Orlikowska *et al.*, 2017). Muchos microorganismos necesitan un tiempo de adaptación a las nuevas condiciones, previamente al manifestar su presencia, esto ocurre generalmente en la fase de multiplicación (Hernández y González, 2010).

### **3.3.5. Oxidación.**

En lo que respecta a la tasa de oxidación (oscurecimiento), en los explantes de manera general, no se presentaron diferencias significativas al analizar esta variable en los diferentes explantes (yema axilar y hoja), mostrando en hojas un 28.7 a 30.0% de oxidación; mientras que en yema axilar se presentó un 26.2 a 30.0%. En lo que respecta a las semillas, éstas no presentaron oxidación, ver tabla 3. De acuerdo con el bajo porcentaje de oxidación presente, se puede atribuir a la mezcla de antioxidantes utilizados (ácido ascórbico + ácido cítrico). En este trabajo se obtuvieron resultados favorables.

De acuerdo con Tang y Newton, (2004); Gratão *et al.* (2005); Pompeu *et al.*, (2008), la enzima y el sustrato al estar en contacto con la célula se presenta un daño, estrés o de senescencia, dando como resultado la muerte de las células del explante. Existen algunos factores o sustancias que pueden desencadenar el estrés oxidativo y nitrosativo, tales como: intensidad de luz, cortes, herbicidas, senescencia, patógenos, metales pesados, lesiones o sustancias abrasivas (Pompeu *et al.*, 2008). Los explantes de especies leñosas presentan esta reacción de oxidación Azofeifa (2009).

En cultivo de tejidos *in vitro*, la oxidación es causada principalmente por el agente desinfectante durante la asepsia del explante, los cortes, composición del medio de cultivo, volumen y calidad del frasco de cultivo (Tabiyeh *et al.*, 2006; Van Staden *et*

*al.*, 2006; Abdelwahd *et al.*, 2008). El oscurecimiento de explantes o estrés oxidativo se ha relacionado con otros desordenes fisiológicos, morfológicos, epigenéticos y genéticos, que presentan los explantes cultivados, tales como recalcitrancia, hiperhidricidad, variación somaclonal y habituación (Cassells y Curry 2001; Van Staden *et al.*, 2006). Por lo tanto, podemos señalar que la oxidación en los explantes de *K. erecta* puede deberse también al tiempo de exposición a la temperatura presente en la cámara de flujo.

### 3.4. CONCLUSIONES

Se presentó del 79 al 83% de germinación *in vitro* en semillas de *K. erecta*. Las concentraciones de 0.5, 1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB que se utilizaron en las plántulas, presentaron fototropismo negativo, excepto en la concentración cero. Las plántulas *in vitro* presentaron alturas de 10.07 a 11.65 cm. El uso de tallos como explantes no muestra ninguna reacción a las concentraciones de fitohormona (AIB) ni a las condiciones de temperatura, luz y humedad relativa presente. Al utilizar la concentración de 1.5 mgL<sup>-1</sup> de AIB presentaron callos y raíz en y hoja. Las condiciones asépticas que se manejaron fueron ideales, al no presentarse contaminación arriba del 15% en los diferentes explantes utilizados. La oxidación se presentó del 26.2 al 30%, únicamente en yemas axilares y hojas.

## CAPITULO 4. PRODUCCIÓN DE PLÁNTULAS DE *KRAMERIA ERECTA* WILLD *IN VITRO*, ACLIMATIZACIÓN Y ESTABLECIMIENTO EN CONDICIONES SILVESTRES<sup>5</sup>

### RESUMEN

El objetivo de este trabajo fue desarrollar un protocolo de producción de plántulas *in vitro* y metodología de aclimatación de *K. erecta* a partir de explantes de yema axilar y hojas obtenidos *in vitro* y cultivados en medio WPM/50 con una combinación hormonal de 1.5 mgL<sup>-1</sup>AIB y 0, 0.5, 1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup>AG<sub>3</sub>, utilizando un diseño completamente al azar con arreglo factorial. de acuerdo con la interacción hormonal de 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> AG<sub>3</sub>/1.5 mgL<sup>-1</sup> AIB se logró obtener en hojas de 87 a 87.33%, en yema axilar un 64.00 a 65% de nuevos ejemplares. La altura promedio en plántulas fue de 11.00 a 13.00 cm. En la sobrevivencia al trasplante, las plántulas de yema axilar presentaron un 97.66 a 98.33%, en hoja presentaron 97.33 a 97.66%. La sobrevivencia de las plántulas *in vitro* de yema axilar y hoja al trasplante a macetas, mostrando un 97 a 98.66%. El porcentaje de sobrevivencia en vivero en yema axilar con 87.66 a 97.00% mientras que las de hojas fue de 78.66 a 80% de sobrevivencia. No se presentaron plagas ni enfermedades en vivero, lo que puede garantizar una producción de plántulas sanas de *K. erecta*. La sobrevivencia al trasplante de plantas *in vitro* y *ex vitro* a los 15 días fue de 95 a 91.66% mientras que a los 30 días se mostró una sobrevivencia de 66.66 a 68.33%, la baja sobrevivencia de las plántulas se debió a la presencia de chapulines (*Brachystola spp*), grillos (*Acheta assimilis*) y *Hyles lineata*.

**Palabras clave:** *in vitro*, aclimatación, *Krameria erecta*, plántulas. sobrevivencia

---

<sup>5</sup>Parte de este capítulo fue aceptado en la Revista IDESIA (Chile) en Noviembre de 2021.

## ABSTRACT

The objective of this work was to develop an *in vitro* seedling production protocol and acclimatization methodology for *K. erecta* from explants of axillary bud and leaves obtained *in vitro* and cultured in WPM/50 medium with a hormonal combination of 1.5 mgL<sup>-1</sup>AIB and 0, 0.5, 1.0, 1.5 and 2.0 mgL<sup>-1</sup>AG<sup>3</sup>, using a completely randomized design with factorial arrangement. According to the hormonal interaction of 1.5 and 2.0 mgL<sup>-1</sup> AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup> IBA, it was possible to obtain 87 to 87.33% of new specimens in leaves, and 64.00 to 65% of new specimens in axillary buds. The average height in seedlings was 11.00 to 13.00 cm. In the transplant survival, the axillary bud seedlings presented 97.66 to 98.33%, in leaves they presented 97.33 to 97.66%. The survival of *in vitro* seedlings from axillary bud and leaf to potting, showing 97 to 98.66%. The percentage of survival in nursery in axillary bud with 87.66 to 97.00% while that of leaves was 78.66 to 80% survival. There were no pests or diseases in the nursery, which can guarantee a production of healthy *K. erecta* seedlings. Survival to plant transplantation *in vitro* and *ex vitro* at 15 days was 95 to 91.66% while at 30 days a survival of 66.66 to 68.33% was shown, the low survival of seedlings was due to the presence of grasshoppers (*Brachystola spp*), crickets (*Acheta asimilis*) and *Hyles lineata*.

**Key words:** *in vitro*, acclimatization, *Krameria erecta*, seedlings, survival

## 4.1. INTRODUCCIÓN

*K. erecta* Willd, arbusto perene que pertenece a la familia de las Krameriaceae, La polinización de este arbusto se realiza con la ayuda de la abeja *Centris (Paracentris)*, creando una variabilidad genética al ser propagada por semilla. La propagación *in vitro* garantiza la conservación de las características genéticas propias (Jiménez-Terry y Agramonte, 2013), de la planta madre. El uso de la biotecnología ayuda a la conservación de la biodiversidad genética, y a la innovación de procedimientos tecnológicos. La producción de plantas *in vitro* es una alternativa para la preservación de los recursos filogenéticos manteniendo un equilibrio del ecosistema forestal y medio ambiente (Daquinta *et al.*, 2002).

La aplicación de técnicas de cultivo de tejidos *in vitro* o propagación clonal, tienen un uso limitado en especies forestales, en la actualidad se están haciendo esfuerzos importantes para aplicar estas técnicas con el propósito de producción y conservación de plantas (Umboh, 1988; Daquinta *et al.*, 2001, Abdelnour *et al.*, 2007).

En la micropropagación se presentan cinco fases muy importantes que son: preparación de medio y acondicionamiento de los explantes, siembra y subcultivo, incubación *in vitro*, aclimatización y por último el invernadero. La aclimatización de plántulas obtenidas *in vitro*, es una fase transitoria entre el laboratorio y vivero (invernadero y/o campo) (Morgado *et al.*, 2000) y es fundamental para obtener una eficiencia del proceso productivo y plantas con calidad.

Las características fisiológicas, estructurales y anatómicas de las plantas *in vitro*, son parte de la aclimatización porque su crecimiento es en condiciones controladas con luz artificial, medio de cultivo nutritivo, bajo intercambio gaseoso, elevada humedad relativa y mínimas variaciones de temperatura. Por lo tanto, en la aclimatización las plantas *in vitro* alcanzaran un crecimiento autotrófico en ambientes con menor humedad relativa, más luz y con sustratos sépticos (Preece y Sutter.1991). Estos factores permiten que plantas provenientes de cultivos *in vitro* se establezcan

favorablemente en condiciones silvestres. Determinando el éxito del establecimiento de plántulas en el proceso de restauración (González-Espinosa *et al.* 2007). El establecimiento de plántulas o siembra directa de semillas de especies nativas es una opción para proveer la regeneración natural, acelerando la acumulación de biomasa y diversidad vegetal (Omeja *et al.* 2011; Ferreira y Santos, 2012).

Por lo mencionado anteriormente es importante establecer plantaciones con especies nativas, desafortunadamente, existe poca o nula información sobre ellas. Por lo anteriormente expuesto, el objetivo de esta investigación fue la producción de plántulas de *K. erecta in vitro*, *ex vitro*, aclimatización y establecimiento en condiciones silvestres.

## **4.2. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **4.2.1. Ubicación del área de estudio.**

El trasplante de las plántulas *in vitro* y *ex vitro* de *K. erecta*, se llevó a cabo en el mes de agosto de 2021 en el Rancho "Las Cruces" ubicado en la parte Este del municipio de Hermosillo, Sonora localizado a los 29°03'21.30" Norte y los 110°45'12.022" Oeste, con 277 msnm, sobre la carretera a Sahuaripa en el Km 16, donde se encuentra presente este arbusto en forma natural con el fin de asegurar su establecimiento. Los sitios cuentan con 2500 m<sup>2</sup> cada uno y se trasplantaron 30 ejemplares en cada sitio, 15 plántulas *in vitro* y 15 plántulas *ex vitro* por sitio de estudio. (INEGI, 2007; SAGARPA, 2010).

### **4.2.2. Producción de plántulas *in vitro*.**

La producción de plántulas *in vitro* se realizó en el laboratorio de cultivo de tejidos del Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. Las plántulas *ex vitro* se produjeron en el vivero del Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora en marzo de 2020.

#### **4.2.3. Tipo de explantes para la producción de plántulas.**

El material vegetal que se utilizó fueron yemas axilares y hojas, provenientes de plántulas producidas por semilla *in vitro*.

#### **4.2.4. Condición del material vegetal.**

Las plántulas de *K. erecta*, se resguardaron en el cuarto de crecimiento bajo condiciones controladas, manteniéndose una temperatura de  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ , con un fotoperiodo de 16 horas luz con intensidad luminosa de  $30 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$  y 70-75% de humedad relativa.

#### **4.2.5. Medio de cultivo *in vitro*.**

La siembra de los explantes se realizó en el medio de cultivo Woody Plant Medium (WPM/50) (Trigiano and Gray, 2011); a la mitad de la concentración; añadiéndose sales minerales, vitaminas, sacarosa y agar. Los reguladores de crecimiento fue una combinación de ácido indolbutírico ( $1.5 \text{ mgL}^{-1}\text{AIB}$ ) y ácido giberelico ( $\text{AG}^3$ ) con diferentes concentraciones (0, 0.5, 1.0, 1.5 y  $2.0 \text{ mgL}^{-1}$ ). Se utilizaron frascos de vidrio tipo gérber, cajas Petri de vidrio, pinzas y bisturí; previamente esterilizado en una autoclave modelo Sterilmatic, a una temperatura de  $120^\circ \text{C}$  y  $15 \text{ kg/cm}^2$  durante 15 minutos.

#### **4.2.6. Trasplante y sustrato para plántulas.**

El trasplante de las plántulas obtenidas a partir de los explantes (yema axilar y hoja) se llevó a cabo en la cámara de flujo laminar (Marca Edge Gard Hood), se desinfecto con alcohol al 99%, durante un periodo de 30 min se dejó encendida la lámpara de luz fluorescente de 40 W con una irradiación de  $8\text{-}10 \text{ W. m}^2$ . El sustrato utilizado fue peat moss esterilizado en una autoclave modelo Sterilmatic, durante un tiempo de 30 minutos a una temperatura de  $120^\circ \text{C}$  y  $15 \text{ kg/cm}^2$  de presión.

#### **4.2.7. Contenedores para plántulas.**

Para el trasplante de las plántulas en su primera fase de aclimatización se utilizaron vasos de plástico transparentes #12 con una capacidad de  $\frac{1}{4}$  Kg de sustrato. Para su segunda fase se utilizaron macetas color negras de polietileno, con una capacidad de  $\frac{1}{2}$  Kg de sustrato. Las macetas se desinfectaron previamente con hipoclorito de sodio al 10% durante 5 minutos, posteriormente se procedió al llenado de las macetas con peat moss. Para el caso de las plantas de siembra directa *ex vitro* se utilizaron el mismo tipo de macetas utilizando suelo del rancho.

#### **4.2.8. Aclimatación de las plántulas.**

La extracción de las plántulas se llevó a cabo cuidadosamente en el cuarto de crecimiento, sin causar daños mecánicos (tallos, hojas y raíces) y así mismo minimizar el estrés al trasplante. Las plántulas mostraron buen porte con una masa radicular y hojas. Este proceso se llevó a cabo para vasos y macetas. Para una aclimatización paulatina de las plántulas a vasos se realizó un orificio en el vaso superior cada tercer día y así mismo obtener una mejor aclimatización de las plántulas de probeta a su nuevo ambiente.

#### **4.2.9. Aplicación de riegos en plántulas.**

Una vez trasplantadas las plántulas en vasos se aplicaron riegos cada 4 días por 28 días, posteriormente fue cada tercer día durante 12 días utilizando agua desionizada estéril y para evitar la presencia de hongos se agregó en cada segundo riego Carbendazim® (0.8 g/L). Con respecto a las plántulas en maceta los riegos fueron cada dos días durante 24 días en el cuarto de crecimiento y en el vivero el riego fue diario hasta ser trasplantadas a campo (50 días), con una aplicación de fungicida cada 10 días.

#### **4.2.10. Pre-aclimatización y trasplante en campo.**

Para la aclimatización de las plántulas (*in vitro* y *ex vitro*) se llevaron al rancho 15 días antes de su trasplante (30 de julio de 2021), para evitar cambios violentos de temperatura, con el propósito a su aclimatización a las condiciones de campo. Las plántulas utilizadas de *K. erecta* producidas *in vitro* y *ex vitro* y desarrolladas en vivero, presentaban una altura promedio de 15.68 cm y 5 meses de edad, mientras que las plántulas *ex vitro* presentaban una edad de año con una altura similar a las de plántulas *in vitro* y medio aproximadamente. Para su trasplante se utilizó palas, picos, barras, para la identificación se utilizó cintilla rosa para las plántulas *in vitro* y cintilla blanca para las plántulas *ex vitro*.

#### **4.2.11. Aplicación de riegos en el trasplante.**

Para asegurar el trasplante se aplicaron 4 riegos pesados continuos de 4 litros cada uno con la finalidad de crear un bulbo de humedad y evitar el estrés causado por las altas temperaturas y alta transpiración en las plántulas. Posteriormente los riegos fueron paulatinos cada 3 día siempre y cuando no se presentaran lluvias.

#### **4.2.12. Variables evaluadas.**

Con respecto a la producción se plántulas *in vitro* de *K. erecta* en relación con la combinación de fitohormonas y concentraciones se evaluó la producción de plántulas de *in vitro* de *K. erecta*, altura de las plántulas (cm), porcentaje de sobrevivencia al trasplante a vasos, maceta, aclimatización de plántulas en vivero.

Considerando su posible adaptabilidad en ambiente semidesértico se evalúa lo siguiente:

Porcentaje de supervivencia (%SV): Se evaluó la adaptación de las plántulas de *K. erecta* producidas *in vitro* y *ex vitro* al trasplante, a los 15 días y al mes de su trasplante.

Longitud de raíz: Se evaluó al segundo día antes del trasplante en los sitios de estudio, se consideró la evaluación de 10 plántulas *in vitro* y 10 *ex vitro* completamente al azar, se utilizó, una cinta métrica (cm).

Mediciones climatológicas: Se llevó a cabo durante dos meses, se monitorearon parámetros como: temperatura máxima, mínima, porcentaje de humedad relativa y precipitación pluvial utilizando un medidor y registrador Data logger Modelo WKO57 y un pluviómetro para medir la precipitación pluvial (PP).

#### **4.2.13. Análisis estadístico.**

Para la realización de este trabajo se utilizó un diseño completamente al azar, considerando el origen de las plántulas de *K. erecta*; se realizó un ANDEVA, empleando la prueba de media de Tukey- Kramer con un alfa de 0.05%, estos análisis se llevaron a cabo utilizando el programa JMP versión 9.0.1 (Statistical Analysis System, [SAS Institute Inc.], 2011).

### **4.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

#### **4.3.1. Producción de plántulas.**

De acuerdo con los resultados obtenidos en la producción de nuevos ejemplares de *K. erecta in vitro*, se obtuvieron diferencias significativas con respecto a la combinación de fitohormonas y concentraciones. En la Cuadro 8 se muestra el efecto de la interacción hormonal en los explantes utilizados, mostrándose en hojas la concentración y combinación hormonal (1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup>AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup>AIB), una multiplicación de plántulas de probeta de 31 a 87.33% de nuevos individuos. Con respecto a las concentraciones e interacción hormonal al utilizar 0 y 0.5 mgL<sup>-1</sup>AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup>AIB no se observaron diferencias significativas en la producción de nuevos ejemplares al no lograr una estimulación en la división celular en los explantes.

**Cuadro 8.** Multiplicación de plántulas de *K. erecta* obtenidas *in vitro*.

Combinación		Explantes (%)	
AG <sup>3</sup> mgL <sup>-1</sup>	AIB mgL <sup>-1</sup>	Hoja	Yema axilar
0	1.5	0.00±0.000c	0.00±0.000b
0.5	1.5	0.00±0.000c	0.00±0.000b
1.0	1.5	31.00±0.942b	24.00±20.8b
1.5	1.5	87.33±0.942a	64.00±4.35a
2.0	1.5	87.00±0.942a	65.00±2.00a

Medias con letras iguales dentro de la misma columna indican que no hay diferencias significativas ( $P < 0.05$ ). Los datos presentados son el promedio de 10 repeticiones con 1 muestras cada frasco por tratamiento.

Al evaluar los resultados obtenidos con las yemas axilares no se observó diferencias significativas ( $P < 0,01$ ); al utilizar las concentraciones de 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup>AIB, obteniéndose una multiplicación del 64 a 64% vitroplántulas, mientras que en el resto de las concentraciones (0, 0.5 y 1.0 mgL<sup>-1</sup> AG<sup>3</sup>) y combinación hormonal (AIB/AG<sup>3</sup>) no se presentaron diferencias significativas. las concentraciones (0 y 0.5 mgL<sup>-1</sup> AG<sup>3</sup>) y combinación fitohormonas con 1.5 mgL<sup>-1</sup> AIB utilizadas en este estudio presentaron nula reacción al no presentar división celular, excepto la concentración de 1.0 mgL<sup>-1</sup> AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup>AIB que mostro un 24% en la multiplicación de nuevos ejemplares de *K. erecta*.

El efecto de la combinación y balance de auxina y ácido giberelico generó una importante inducción morfogénica mostrando embriogénesis somática completa permitiendo a su vez, con el uso de AG<sup>3</sup> una diferenciación de brotes y raíz en los explantes utilizados. Para la producción de nuevos ejemplares de *K. erecta* se pueden utilizar las hojas y la combinación AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup> AIB con las concentraciones de 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> AG<sup>3</sup>. La mayoría de las especies leñosas presenta una característica común: 'recalcitrantes' y el proceso de establecimiento y propagación *in vitro* inicia utilizando explantes juveniles de líneas germinadas *in vitro* por su mayor potencial morfogénico (Segura, 1993).

Los resultados obtenidos en este trabajo de investigación coinciden con lo mencionado por Pérez *et al.*, (2001); Aguilar *et al.*, (2010); Ocampo y Núñez, (2007); Yaya *et al.*, (2005), quienes indican el uso de WPM (Wood Plant Medium) en plantas

leñosas en baja concentración de sales (50%), favorece notablemente a la presencia de enraizamiento de los explantes. Por otra parte, Jones, (1983); Hartmann *et al.*, (1997) mencionan que la formación de brotes adventicios en los explantes y el desarrollo de las nuevas plántulas en condiciones *in vitro* garantiza obtener un sistema con un buen coeficiente de multiplicación y altas posibilidades de éxito de sobrevivencia en las futuras plantaciones en campo.

Es posible obtener nuevos ejemplares *in vitro* de *K. erecta* apoyándose en la biotecnología y conservación de ejemplares silvestres con excelente calidad desde el punto de vista fisiológico, genético y sanitario, presentes en algunas regiones de Sonora (Farjon, 2003). Cabe señalar que este trabajo es el único estudio realizado en las especies que comprenden a la familia de las Krameriaceae y por ende no se logró realizar cotejos con otras especies de la misma familia.

#### 4.3.2. Altura de las plántulas.

Las vitroplantas obtenidas, no mostraron diferencias significativas en relación con la altura, la concentración y combinación hormonal (1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup> AIB), utilizada en yema axilar y hoja. Estos resultados se mostraron a los 40 días a su trasplante en vasos (Cuadro 9).

**Cuadro 9.** Altura y sobrevivencia de las plántulas de *K. erecta*.

Combinación		Altura (cm) de plántulas en la cámara de crecimiento		% de sobrevivencia al trasplante a vaso	
AG <sup>3</sup> mgL <sup>-1</sup>	AIB mgL <sup>-1</sup>	Hoja	Yema axilar	Hoja	Yema axilar
1.0	1.5	11.0±0.00a	12.3±0.57a	97.33±7.23a	97.66±0.57a
1.5	1.5	12.0±1.00a	12.6±1.15a	97.66±1.52a	98.33±0.57a
2.0	1.5	12.3±0.57a	13.0±1.00a	97.33±1.52a	98.00±1.00a

Medias con letras iguales dentro de la misma columna indican que no hay diferencias significativas (P<0.05). Los datos presentados en la altura son el promedio de 10 repeticiones con 1 muestra cada vaso por tratamiento y el % de sobrevivencia son el promedio de 10 repeticiones.

Es importante señalar que este arbusto es de lento crecimiento y que las yemas axilares mostraron un mejor comportamiento a la concentración de la interacción hormonal (AIB/AG<sup>3</sup>) al no iniciar de cero en su estructura al poseer lignina (parte

leñosa), mientras que en las hojas el proceso del desarrollo de tallo (lignina) y hojas fue más lento al no contar con ellos desde el inicio (Figura 16). Cabe mencionar que se obtuvieron plántulas arriba del promedio producidas en yemas axilares y hojas.



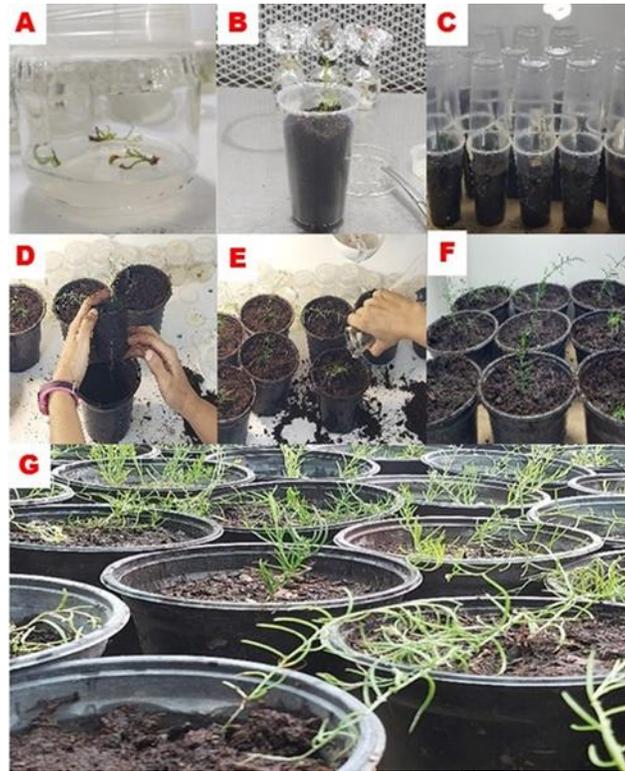
**Figura 16.** Medición de las plántulas en vasos.

Sin embargo, el crecimiento de las plántulas fue similar entre las concentraciones, la combinación hormonal y explantes utilizados mostrando que el crecimiento de las plántulas fue similar indicando que pudieran obtener plántulas de un tamaño homogéneo, al utilizar cualquiera de las tres concentraciones de AG<sup>3</sup> en combinación con 1.5 mgL<sup>-1</sup>AIB, al presentarse de manera general alturas promedio de 11 a 13.00 cm.

#### **4.3.3. Porcentaje de sobrevivencia en vasos.**

Este es el inicio del proceso de aclimatización, al retirar los nuevos ejemplares de su medio de cultivo y trasplantarlos a un sustrato nuevo, en este proceso o fase no se observaron diferencias significativas en yema axilar y las concentraciones (1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup>AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup> AIB) utilizadas mostrándose de un 97.66 a 98.33 % de sobrevivencia a los 40 días evaluados, al igual que las vitroplantas producidas por hoja presentaron una sobrevivencia al trasplante de 97.33 a 97.66 % (Cuadro 9 y

Figura 17). Los resultados obtenidos son prometedores al obtener arriba del 95 % de sobrevivencia en plántulas de yema axilar y hoja. El protocolo de desinfección fue adecuado al no presentarse contaminación.



**Figura 17.** Producción de plántulas *in vitro* de *K. erecta*.

A: Yema axilar en organogénesis. B: Trasplante de plántulas a vasos.

C: Crecimiento de plántulas de probeta en el cuarto de crecimiento.

D: Trasplante de plántulas de probeta de vasos a macetas.

E: Aplicación de riego a plántulas en maceta.

F: Aclimatización de las plántulas en maceta en el cuarto de crecimiento.

G: Aclimatización de las vitroplántulas en vivero.

#### **4.3.4. Porcentaje de sobrevivencia en macetas.**

De acuerdo con el análisis estadístico no se presentaron diferencias significativas entre las concentraciones y combinación hormonal (1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup>AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup>AIB), evaluadas con respecto al porcentaje de sobrevivencia al trasplante de las plántulas de probeta de vasos a macetas, las plántulas producidas por yema axilar mostraron de un 98.00 a 98.66% de sobrevivencia (Cuadro 10 y Figura 18).

Mientras las plántulas producidas por hoja no mostraron diferencias significativas con respecto a las concentraciones (1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup>AG<sup>3</sup>) y combinación hormonal (1.5 mgL<sup>-1</sup>AIB) obteniéndose una sobrevivencia de 97.00 a 97.33 % de sobrevivencia al trasplante en maceta, obteniéndose de manera general una sobrevivencia arriba del 95 % (Cuadro 10). No se observó contaminación y la baja mortalidad se puede atribuir que fue por falta de adaptación y/o daños mecánicos en la raíz al momento del trasplante. Aunado a que estas raíces son artificiales, es decir, que no presentan pelos secundarios y nula lignificación (Mc Caughey-Espinoza *et al.*, 2021).

**Cuadro 10.** Porcentaje de sobrevivencia de las plántulas de *K. erecta*.

Concentración		% de sobrevivencia en maceta		% de sobrevivencia en vivero (aclimatización)	
AG <sup>3</sup> mgL <sup>-1</sup>	AIB mgL <sup>-1</sup>	Hoja	Yema axilar	Hoja	Yema axilar
1.0	1.5	97.00±1.00a	98.00±1.00a	75.66±1.15b	87.66±1.52a
1.5	1.5	97.33±0.57a	98.66±1.15a	76.00±1.00b	89.00±1.00a
2.0	1.5	97.33±0.57a	98.33±1.52a	80.00±2.00a	91.00±1.73a

Medias con letras iguales dentro de la misma columna indican que no hay diferencias significativas (P<0.05). Los datos presentados son el promedio de 10 repeticiones con 1 muestra cada maceta por y el % de sobrevivencia son el promedio de 10 repeticiones.

#### 4.3.5. Aclimatización de plántulas en vivero.

Al pasar las plántulas a vivero, se obtuvo una alta sobrevivencia de las vitroplantas y no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos, pero si entre explantes utilizados (Figura 17). Las vitroplántulas provenientes de yemas axilares con concentraciones y combinación de fitohormonas (1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup>AG<sup>3</sup>/1.5 mgL<sup>-1</sup>AIB) presentaron un 87.66 a 91% de sobrevivencia mientras que las vitroplantas producida por hojas mostraron un 75.66 a 80%. Las plantas se adaptaron a su nuevo ambiente mostrando una coloración verde oscura atribuida posiblemente a la radiación de luz presente en el vivero, cantidad de sustrato y área del contenedor (maceta) para el buen desarrollo de sus raíces (Figura 18).

La aclimatización de ambos tipos de explantes en vivero se presentó a los 26 días al presentar nuevas hojas y brotación. Por lo tanto, se logró una aclimatización por encima del 75%, lo que indica que las plántulas superaron los cambios de

temperatura, luz y humedad relativa del lugar *in vitro* (condición heterótrofa) a las condiciones naturales presentes en el vivero (autótrofas) *ex vitro*. Tomando en cuenta que las estomas no tienen la capacidad de completar el cierre estomático bajo las condiciones *in vitro*, lo que genera una pérdida importante de agua (George y Debergh, 2008).



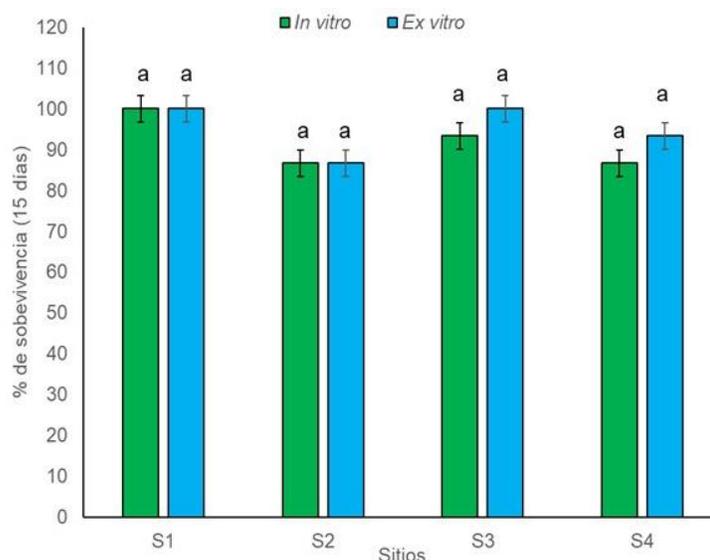
**Figura 18.** Raíz de la plántula *in vitro* de *K. erecta*.

#### **4.3.6. Evaluación a los 15 días al trasplante.**

De acuerdo a la evaluación realizada en campo a los 15 días después del trasplante de las plántulas de *K. erecta* producidas *in vitro* y *ex vitro*, de manera general presentaron una adaptación similar, al no presentar diferencias significativas con una  $R^2$  de 0.083, mostrando un porcentaje promedio de sobrevivencia en plántulas producidas *in vitro* de 91.66% con una desviación estándar de 3.19, las plántulas producidas *ex vitro* mostraron una sobrevivencia al trasplante de 95% con una desviación estándar de 3.19 (Figura 19 y 20). Las plántulas producidas *in vitro* y *ex vitro* mostraron arriba del 90% de sobrevivencia al trasplante en los sitios evaluados.

Estos resultados son satisfactorios y prometedores para realizar plantaciones de *K. erecta* en áreas de agostaderos perturbados idóneos para establecer parches de vegetación con esta especie. Si se considera realizar plantaciones con plantas *ex vitro* es necesario tomar en cuenta que la semilla tiene problema para su colecta en campo

al presentar inconvenientes en la calidad de su semilla. Al manejar plántulas *in vitro* se garantiza la obtención de plantas sanas que, con cuidados necesarios, pueden tener una adaptación con los por encima del 85% y se evita la variación genética.



**Figura 19.** Porcentaje de supervivencia de *K. erecta*.

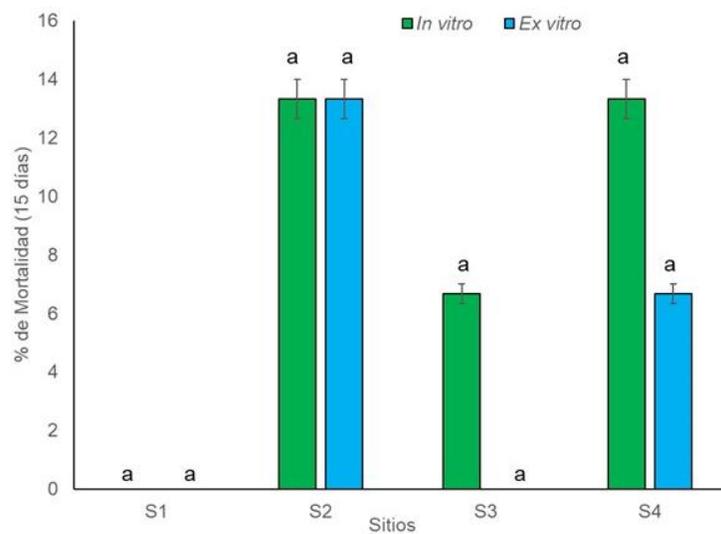
Mc Caughey-Espinoza et al., (2017) evaluaron el trasplante de plantas adultas de *K. erecta*, a los 15 días de su trasplante obteniendo 70% de sobrevivencia, estos resultados son más bajos que los obtenidos en la presente investigación, al obtener por encima del 80% de sobrevivencia al trasplante al utilizar plántulas *in vitro* y *ex vitro*.

De acuerdo con Mc Caughey-Espinoza et al., (2017), las arbustivas muestran una respuesta favorable al presentar una excelente capacidad de adaptación utilizando plántulas para la propagación en la época de lluvias con una altura en promedio general de 15.68 cm. Aunado a los riegos de auxilio (7 riegos) que se aplicaron de manera necesaria en la época crítica. Existe nula información sobre la sobrevivencia a trasplantes de especies de la familia de las *Krameriaceae*, por lo tanto, no es posible realizar una extendida discusión con otros estudios.



**Figura 20.** Trasplante de plántulas *in vitro* y *ex vitro* de *K. erecta*.

A-1: Raíz de plántulas *ex vitro*. A-2:Trasplante y colocación del protector. A-3:Colocación de piedras y A-4: Aplicación del primer riego pesado. B-1:Raíz de plántulas *in vitro*. B-2:Trasplante y colocación del protector. B-3:Colocación de piedras y B-4: Aplicación del primer riego pesado.

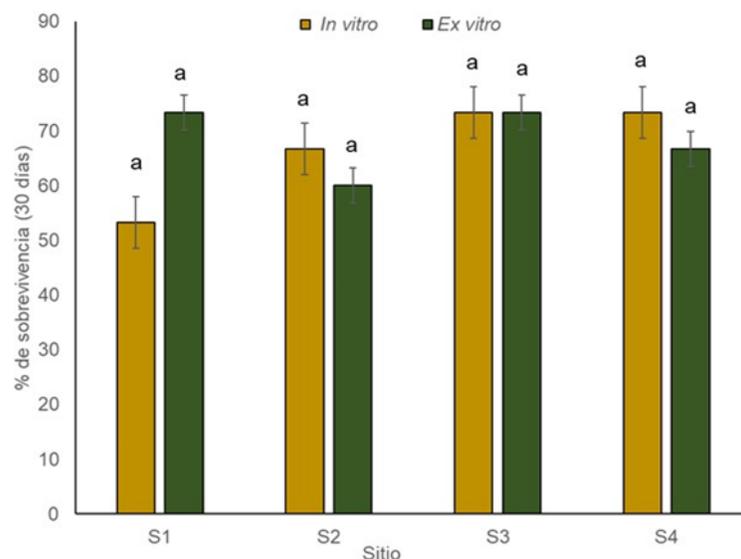


**Figura 21.** Porcentaje de mortalidad al trasplante de *K. erecta*.

Al analizar los datos con respecto a mortalidad, no se presentaron diferencias significativas con una  $R^2$  de 0.083. La mortalidad de las plántulas *in vitro* presente en los cuatro sitios en promedio fue de 8.33% con una desviación estándar de 3.19, mientras tanto las plántulas *ex vitro* mostraron un promedio de 5% de plántulas muertas y una desviación estándar de 3.19 (Figura 21). Para ambos casos (plántulas *in vitro* y *ex vitro*) el porcentaje de plantas muertas se pudiera atribuir, al daño ocasionado por grillos (*Acheta asimilis*), chapulines (*Brachystola spp*) o simplemente a la falta de adaptación.

#### 4.3.7. Evaluación a los 30 días al trasplante.

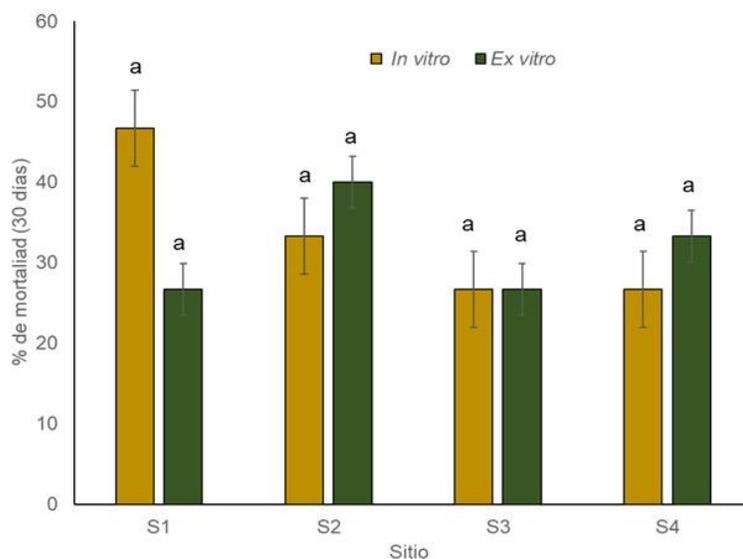
De acuerdo con el trasplante realizado de las plántulas de *K. erecta* producidas *in vitro* y *ex vitro* a los 30 días después del trasplante (Figura 22), no se presentaron diferencias significativas entre las plantas *in vitro* y *ex vitro* mostrando una  $R^2$  de 0.014, obteniéndose en las plántulas *in vitro* en promedio un 66.66 % de sobrevivencia con una desviación estándar de 9.42, y las plántulas *ex vitro* mostraron un 68.33% de sobrevivencia con una desviación estándar de 6.38. El porcentaje de sobrevivencia se vio afectado en plántulas *in vitro* hasta un 33.34% y las *ex vitro* fue de un 31.37%.



**Figura 22.** Sobrevivencia al trasplante de *K. erecta*.

Con respecto a la mortalidad (Figura 23) de manera general de las plántulas *in vitro* y *ex vitro* no mostraron diferencias significativas con una  $R^2$  de 0.014. obteniendo en promedio para las plántulas *in vitro* de 33.35% de mortalidad con una desviación estándar de 9.42 y las plántulas *ex vitro* un 31.67% de mortalidad y una desviación estándar de 6.36.

Cabe señalar que los bajos porcentajes que se obtuvieron de sobrevivencia al trasplante de *K. erecta* no fue por la falta de adaptabilidad o aclimatización en los sitios al no encontrarse plántulas secas, únicamente tallos trozados y plántulas completas, posiblemente ocasionado por el daño de chapulines (*Brachystola spp*), grillos (*Acheta assimilis*) aunada a la presencia de la plaga de larvas migratorias *Hyles lineata*, que en su etapa adulta son palmillas de la familia Sphingidae, que se observó ocasionando daños tanto en plantas adultas ya establecidas de manera silvestre como a las plántulas nuevas (Figura 24).



**Figura 23.** Porcentaje de mortalidad al trasplante de *K. erecta*.

#### 4.3.8. Longitud de la raíz.

Sin embargo, al evaluar la longitud de la raíz de las plántulas *in vitro* y *ex vitro* se presentó estadísticamente diferencias significativas mostrando una  $R^2$  de 0.90 y un promedio de longitud radicular en las plántulas *in vitro* de 41.70 cm con una desviación estándar de 1.37, las plántulas *ex vitro* mostraron una longitud promedio de 47.84 y una desviación estándar de 0.57.



**Figura 24.** Presencia de insectos plaga en los sitios evaluados.

A: Chapulín (*Brachystola* spp), B: Grillo (*Acheta asimilis*),  
C: Larva de la palomilla *Hyles lineata*, D: Planta adulta de  
*K. erecta* silvestre con larvas de *Hyles lineata*.

Es importante señalar que las plántulas *ex vitro* iniciaron su proceso radicular mas firme y bien desarrollada desde su germinación y no presentaron estrés al igual que las plántulas *in vitro* en su etapa de aclimatización en laboratorio y vivero. Por lo tanto,

las plántulas *ex vitro* presentaron un sistema radicular con mayor longitud que las *in vitro*.

De acuerdo con Passioura (2002), las raíces presentan sensibilidad a las condiciones estresantes del suelo, que afectan a la conducción estomática, expansión celular, división celular y área foliar, aunado a que las plantas producidas en diferentes ambientes, sustratos y métodos de propagación, su crecimiento dependerá del volumen que tiene el contenedor para el desarrollo radicular y las propiedades físicas del suelo (Wallach y Raviv, 2005).

Las plantas pequeñas pueden presentar un mejor balance tallo/raíz en cantidad y calidad. Sin embargo, la calidad de plántulas no es un concepto absoluto, para determinar la calidad de plántulas forestales (Sánchez y Murillo, 2004). Al presentarse un buen sistema radicular y fuerte, contribuirá a una mejor adaptación (Mc Caughey-Espinoza et al., 2018), al obtener plantas con un buen vigor, por lo tanto, es posible señalar que las plántulas producidas *in vitro* y *ex vitro* mostraron resultados en su longitud de raíz aceptables para realizar trasplantes en áreas silvestres.

#### **4.3.9. Mediciones climatológicas.**

Las variables climáticas de temperaturas y precipitación están relacionadas con los factores de la adaptabilidad y crecimiento de las plantas. En el mes de agosto se presentó una temperatura promedio máxima de 37.77° C con una mínima de 26.19° C, presentando una HR de 62.79 y únicamente en dos días desfasados se presentaron lluvias dando un total de 13.97 cm.

Mientras que en el mes de septiembre fue de 36.16° C de temperatura promedio máxima y una mínima de 24.06 con una HR de 67.48 y se presentó lluvia en un solo día que fue de 3.75 cm, a pesar de las bajas precipitaciones, estas ayudaron a asegurar el trasplante en los sitios de estudio ayudando a bajar las temperaturas y haciendo un microclima tolerante para los nuevos ejemplares.

Es importante señalar que también el crecimiento y adaptación de las especies está asociado con el estrés del sitio de estudio por la falta de precipitaciones causante del déficit de agua y el incremento de la temperatura. La evapotranspiración es más alta en la época de sequía aunado a la influencia por elementos climáticos como velocidad del viento, radiación solar y humedad relativa, que varían en escalas temporales (Seneviratne, 2012). Presentando una relevante función entre la planta y el clima (Pompa-García *et al.* 2013). En el caso de los ejemplares de *K. recta* (*in vitro* y *ex vitro*) se adaptaron a las condiciones climatológicas presentes al mostrar una adaptabilidad aceptable.

#### 4.4 CONCLUSIONES

El protocolo de desinfección de la cámara de flujo laminar con alcohol al 70%, las macetas con 10% de NaClO durante 10 minutos y esterilización del sustrato (peat moss) durante 30 min en la autoclave fue adecuado. Se obtuvieron alturas en promedio de 8.66 cm en explantes de hoja y 13.00 cm en los explantes de yemas axilares. La metodología para la fase de aclimatización fue idónea. Con la combinación hormonal y concentración (AIB/AG<sup>3</sup> 1.5 mgL<sup>-1</sup>) se puede garantizar la producción masiva de *K. erecta in vitro*. La aclimatización de las plántulas en vivero fue por encima del 75%. Con los resultados obtenidos en este trabajo se tiene un protocolo para próximas producciones de plántulas de *K. erecta* para realizar plantaciones forestales. Se recomienda realizar análisis de secuencia histológica en diferentes etapas del desarrollo organogénico, que permita identificar la división celular con proliferación celular activa en *K. erecta*. Las plántulas producidas *in vitro* y *ex vitro* presentan arriba del 90% de sobrevivencia al trasplante a los 15 días y al mes arriba del 60%. La mortalidad en las plántulas se debió a la presencia de insectos como; chapulines (*Brachystola spp*), grillos (*Acheta assimilis*) y *Hyles lineata*. La longitud de las raíces de las plántulas *in vitro* y *ex vitro* fue de 41.70 a 47.84 cm.

## CAPITULO 5. ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL DE *KRAMERIA ERECTA* WILLD DEL ESTADO DE SONORA<sup>1</sup>

### RESUMEN

*Krameria erecta* W. es un arbusto perenne que se localiza en zonas áridas y semi-áridas, del noroeste de México, es una planta apetecible por los animales domésticos y silvestres. El objetivo de este trabajo fue determinar el valor nutricional de *K. erecta*, para ello se evaluó el material vegetal en cuatro estaciones del año (primavera, verano, otoño e invierno), de cuatro sitios de agostadero (2,500 m<sup>2</sup> c/u). Las determinaciones nutricionales se hicieron con base en los métodos de la Asociación Oficial de Química Agrícola (AOAC). Los datos se analizaron bajo un diseño completamente al azar con ANDEVA y pruebas de Tukey-Kramer al 0.05%. De acuerdo con los resultados obtenidos, se observaron diferencias significativas de proteína cruda entre estaciones (7.46 a 13.42%), en extracto etéreo se observaron diferencias significativas entre los sitios y estaciones (1.8 a 2.3%), igual en materia seca (71.2 a 87.3%), excepto en invierno y primavera; la humedad mostró diferencias significativas de 12.7 a 28.8%, las cenizas presentaron diferencias entre estaciones 7.41 a 13.3%, en fibra cruda se observan diferencias significativas en la época de colecta pero no entre los sitios con 23.78 a 32.82%, en calcio no se mostró diferencias significativas en verano, otoño e invierno con 0.05 a 1.33%. El fósforo no presentó diferencias significativas entre épocas de colecta y entre los sitios, con 0.06 a 0.09%. *K. erecta* es un arbusto que satisface los requerimientos nutricionales en épocas críticas del año.

**Palabras Clave:** ganado, *Krameria erecta*, planta nativa, contenido nutricional, apetecible.

---

<sup>1</sup>Este capítulo se publicó en la Revista Abanico Veterinario. Enero-Diciembre 2019; 9:1-12.<http://dx.doi.org/10.21929/abavet2019.923>Artículo

## ABSTRACT

*Krameria erecta* W. is a perennial shrub that is found in arid and semi-arid areas of northwestern Mexico. It is a plant that is palatable to domestic and wild animals. The objective of this work was to determine the nutritional value of *K. erecta*, for which the plant material was evaluated in four seasons of the year (spring, summer, autumn and winter), from four range sites (2,500 m<sup>2</sup> each). The nutritional determinations were made based on the methods of the Official Association of Agricultural Chemistry (AOAC). Data were analyzed under a completely randomized design with ANOVA and Tukey-Kramer tests at 0.05%. According to the results obtained, significant differences were observed in crude protein between stations (7.46 to 13.42%), in ether extract significant differences were observed between sites and stations (1.8 to 2.3%), the same in dry matter (71.2 to 87.3 %), except in winter and spring; the humidity showed significant differences from 12.7 to 28.8%, the ashes showed differences between stations 7.41 to 13.3%, in crude fiber significant differences were observed in the collection season but not between the sites with 23.78 to 32.82%, in calcium it was not shown significant differences in summer, autumn and winter with 0.05 to 1.33%. Phosphorus did not present significant differences between collection times and between sites, with 0.06 to 0.09%. *K. erecta* is a shrub that meets nutritional requirements at critical times of the year.

**Key words:** cattle, *Krameria erecta*, native plant, nutritional content, appetizing.

## 5.1. INTRODUCCIÓN

*Krameria erecta* es un arbusto perene de la familia de las *Krameriaceae* ramificado, con una altura de 30-60 cm. (Shreve y Wiggins, 1964; Simpson y Salywon, 1999). Florece de enero a marzo y de octubre a noviembre. Se localiza en los 152-1524 msnm. Se encuentra en planicies pedregosas adyacentes a montañas y colinas de California, Utah, Nevada, Baja California, Arizona, Baja California sur, Durango, Coahuila, Chihuahua, Sonora, Sinaloa y Zacatecas (Simpson y Salywon, 1999).

Entre un 30% a 70% de las especies nativas y de alto valor forrajero que actualmente presentan una fuerte disminución en sus poblaciones, se encuentran el palo fierro (*Olneya tesota* A. Gray), zámota (*Coursetia glandulosa* A. Gray), cosahui del sur (*Krameria erecta* Willd), entre otras, debido a que han tenido un notorio consumo por los animales domésticos y silvestres (Mc Caughey-Espinoza *et al.*, 2017). Los arbustos constituyen un buen porcentaje de la dieta de los animales bóvidos por, lo cual es importante la conservación de las plantas nativas en los hábitats naturales. El valor nutritivo de los alimentos está dado por su composición química y por la eficiencia con la cual los animales extraen sus nutrientes durante la digestión (Sanon *et al.*, 2008).

Las plantas nativas pueden proveer una dieta rica en proteína, fósforo y calcio, en las diferentes estaciones del año. Es de suma importancia investigar los recursos forrajeros propios del entorno, para incorporarlos a los sistemas de producción ganadera y poder brindar alternativas sostenibles, que permitan mejorar los agroecosistemas y condiciones de vida de las comunidades (Francis y Lowe, 2000; Muñoz *et al.*, 2011; Apráez *et al.*, 2017).

Los árboles y los arbustos asociados proporcionan múltiples beneficios a la ganadería (Ruiz *et al.*, 2006). Las plantas nativas forrajeras tolerantes a sequías constituyen opciones para resolver las deficiencias nutricionales de bovinos en pastoreo (Insuasty, Apráez *et al.*, 2013); por su gran versatilidad y diversas bondades,

son muy importantes en los sistemas agroforestales y silvopastoriles (Portillo *et al.*, 2009). También tienen atributos medicinales, mostrando efectos contra daño hepático, antioxidantes y antiinflamatorios y anticancerígenos (Carini *et al.*, 2002; Torres-González *et al.*, 2011; Jiménez-Estrada *et al.*, 2013; Morán-Palacio *et al.*, 2014).

En la actualidad, la actividad ganadera amerita un nuevo enfoque productivo que revalorice los recursos arbóreos y arbustivos como elementos fundamentales para el diseño de sistemas eficientes y sostenibles. En esta investigación se planteó evaluar el contenido nutricional de *K. erecta* Willd, debido al potencial forrajero de esta especie en los agostaderos del estado de Sonora, México.

## **5.2. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **5.2.1. Ubicación del área de estudio.**

La investigación se llevó a cabo en el Rancho "Las Cruces" situado en la parte Este de Hermosillo, Sonora. Este se localiza a los 29°03'21.30" Norte y los 110°45'12.022" Oeste, aproximadamente a 16 km sobre la carretera Hermosillo-Sahuaripa (Figura 25). Tiene una altitud de 277 m, precipitación media anual de 330 mm y temperatura promedio de 24° C. El suelo es regosol y la vegetación es un matorral arbosufrutescente (COTECOCA, 2002).

### **5.2.2. Especie en estudio y material utilizado.**

La especie de interés es *K. erecta*, por ser una planta importante en los agostaderos del desierto Sonorense. El material vegetal se seleccionó al azar independientemente de su etapa fenológica. Se utilizaron tijeras podadoras, bolsas de papel, marcadores y balanza digital Pelouze Modelo SP5.



**Figura 25.** Ubicación del área de estudio Rancho “Las Cruces” (ARCGIS, 2014).

### 5.2.3. Colecta de muestras.

Se seleccionaron cuatro sitios del agostadero (cuadrantes de 50x50 m), con una superficie de 2,500 m<sup>2</sup> por cuadrante. La colecta del material vegetal se realizó al azar; no se consideró la etapa fenológica por existir una variación entre en la misma época de evaluación. El material vegetal incluyó hojas, tallos y flores, estas se mezclaron y se dividieron en tres muestras. El mismo procedimiento se realizó para cada uno de los sitios en estudio. De acuerdo con las condiciones climatológicas presentes en el estado de Sonora, se muestrearon y analizaron en cuatro estaciones del año (primavera, verano, otoño e invierno) (Cuadro 11).

**Cuadro 11.** Fechas de colecta del material vegetal.

# de colecta	Fecha	Estación
1ra	16 de julio de 2018	Verano
2da	03 de noviembre de 2018	Otoño
3ra	31 de enero de 2019	Invierno
4ta	27 de abril de 2019	Primavera

#### **5.2.4. Análisis químico.**

El contenido nutricional de *K. erecta* se realizó en el laboratorio de nutrición animal del Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora, mediante los métodos establecidos por la A.O.A.C (1995), que incluye el contenido de humedad (método 930,04), proteína cruda utilizando el método de Kjeldah (método 955,04), cenizas (por calcinación a 550°C) (método 930,05), extracto etéreo (método 962,09) y fibra bruta (método 920,39). Se procedió a secarse a en 55 °C de temperatura, durante 48 horas para la obtención del peso base seca; se molió previamente utilizando un molino Willey con malla de 1 mm.

#### **5.2.5. Análisis estadístico.**

Para llevar a cabo el análisis se asumió un diseño completamente al azar, con los sitios y las estaciones del año como factores. Los análisis de varianza y las comparaciones de medias con Tukey-Kramer al 0.05% se llevaron a cabo utilizando el programa JMP versión 9.0.1 (Statistical Analysis System, [SAS Institute Inc.], 2011).

### **5.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

#### **5.3.1. Evaluación del análisis proximal.**

En lo que respecta al porcentaje de proteína se observa que presentaron diferencias significativas en las cuatro épocas del año, mientras que en el resto de los sitios evaluados no se mostraron diferencias significativas, presentando valores de proteína cruda en promedio de 7.46 a 13.42% durante todo el año. Los porcentajes de proteína cruda más altos se presentaron en la época de verano, esto puede deberse a que la proteína incrementa su concentración cuando la planta se encuentra en estrés hídrico durante tiempos prolongados (Cuadro 12). Debido a sus niveles proteicos considerables, naturaleza multipropósito, amplio margen de adaptación y

capacidad de producción, la biomasa de los árboles y arbustos puede contribuir para mejorar la calidad de la dieta de los animales (García *et al.*, 2009).

Marshal *et al.*, (2005), evaluaron la proteína cruda de *Krameria grayi*, en cuatro épocas del año, mostrando para invierno 10.97%, primavera 10.83%, verano 8.55% y otoño 10.62%. Dichos resultados difieren con los obtenidos en este estudio *Krameria erecta* presento valores más altos en las cuatro épocas evaluadas. Toyos-Vargas *et al.*, (2013), analizaron el contenido de proteína cruda de 5 especies forrajeras nativas: huizache (*Acacia farnesiana*), mezquite (*Prosopis glandulosa*), palo fierro (*Olneya tesota*), palo verde (*Cercidium floridum*) y vinorama (*Acacia brandegeana*), presentaron valores de 14.68 a 22.74% de proteína cruda, siendo estas fabáceas por lo tanto difieren con los resultados obtenidos en este estudio.

**Cuadro 12.** Composición química de *K. erecta*.

Sitios/época	%PC*	%EE*	%MS*	%H*
S1 Verano	13.41±0.0404a	2.2±0.1000bcd	87.3±0.3605a	12.7±0.1527f
S2 Verano	13.22±0.0100±a	1.9±0.1000de	84.9±0.4000b	15.1±0.2645e
S3 Verano	13.31±0.0208a	2±0.1000cde	85.1±0.1527b	14.9±0.1154e
S4 Verano	13.42±0.0152a	1.8±0.1000e	87.2±0.0577a	12.8±0.0585f
S1 Otoño	10.3±0.2516cd	2.7±0.1527a	72.1±0.6115e	27.9±0.2000b
S2 Otoño	10.5±0.2000c	2.2±0.1732bcd	73.4±0.1000d	26.6±0.1000c
S3 Otoño	10.1±0.1000d	2.4±0.1000ab	71.2±0.1732f	28.8±0.1154a
S4 Otoño	10.5±0.1000c	2.2±0.1000bcd	72.3±0.1527e	27.7±0.5291b
S1 Invierno	7.46±0.0556e	2.3±0.1000bc	73.5±0.1000d	26.5±0.1732c
S2 Invierno	7.68±0.0300e	2.1±0.1000bcde	73.3±0.1000d	26.7±0.1000c
S3 Invierno	7.61±0.0100e	2.3±0.2000bc	73.6±0.1000d	26.4±0.1000c
S4 Invierno	7.67±0.0200e	2.3±0.1732bc	73.4±0.1000d	26.6±0.2645c
S1 Primavera	11.09±0.0200b	2.2±0.1000bcd	76.3±0.1732c	23.7±0.2645d
S2 Primavera	11.03±0.0100b	2±0.1000cde	76.7±0.1732c	23.3±0.1000d
S3 Primavera	11.1±0.1000b	2.1±0.1000bcde	76.6±0.2000c	23.4±0.1000d
S4 Primavera	11.03±0.0100b	2±0.1000dce	76.4±0.1000c	23.6±0.1000d

Literales diferentes, entre columnas indican diferencias significativas (P<0.05). %PC= % de proteína cruda; % EE= % de extracto etéreo; %MS= % de materia seca; %H= % de humedad.

En extracto etéreo, existen diferencias significativas con (P<0.05). Entre los sitios y época de colecta, presentaron valores de 1.8 a 2.4% de extracto etéreo (Cuadro 12). El porcentaje de materia seca presentó diferencias significativas entre los sitios y la época de colecta, mostrando valores de 71.2 a 87.3%. Cabe mencionar que estos

resultados están relacionados con el contenido de proteína; en verano las plantas presentan mayor contenido de materia seca y, por ende, menor humedad. La presencia de las lluvias ocasiona cambios importantes en el contenido de proteína y materia seca, provocando la disminución de estas variables y aumentando el porcentaje de humedad, como se muestra claramente en este estudio al obtener valores de 12.7 a 28.8%.

Los resultados obtenidos en lo que respecta al porcentaje de materia seca en este estudio difieren con los de Toyas-Vargas *et al.*, (2013). Estos evaluaron algunas especies de plantas nativas, huizache (*Acacia farnesiana*), mezquite (*Prosopis glandulosa*), palo fierro (*Olneya tesota*), palo verde (*Cercidium floridum*) y vinorama (*Acacia brandegeana*), obteniendo resultados de 92.53 a 96.38%. Por lo tanto, se puede mencionar que, a menor disponibilidad de agua en los suelos, se incrementa la evapotranspiración de las plantas y repercute en las variaciones de humedad del tejido vegetal analizado (Ojeda *et al.*, 2012).

El componente arbóreo y arbustivo involucrado en estos sistemas tiene efectos significativos en el estado nutricional de los herbívoros (Carmona, 2007). Debido a sus considerables niveles proteicos, los árboles y arbustos pueden contribuir a mejorar la calidad de la dieta de los animales. Es preciso evaluar la composición química y nutricional de las especies más promisorias en los ecosistemas ganaderos, para así poder establecer las principales ventajas y limitaciones en el uso de cada una para la alimentación animal (García y Medina, 2006; García *et al.*, 2009).

Debido a la composición química y valor nutricional del follaje, flor y frutos, de elevada aceptabilidad por animales, las plantas leñosas se pueden considerar con potencial forrajero (Pizzani *et al.*, 2006; Pinto-Ruiz *et al.*, 2010). El forraje tiene diferentes valores nutricionales, según sea la parte de consumo y la época en que se encuentre el banco de proteína natural durante el año (Orskov, 2005; Hernández *et al.*, 2008).

El porcentaje de cenizas presente en *K. erecta* mostró diferencias significativas entre épocas de colecta, pero no entre los sitios, excepto en la época de invierno en el sitio dos, que fue diferente al resto de los sitios de esa misma época. Los valores de ceniza presentes fueron de 7.41 a 13.33%. En el contenido de cenizas los resultados difieren con los de Toyas-Vargas *et al.*, (2013), siendo los valores de *K. erecta* más altos, con respecto a huizache (*Acacia farnesiana*), mezquite (*Prosopis glandulosa*), palo fierro (*Olneya tesota*), palo verde (*Cercidium floridum*) y vinorama (*Acacia brandegeana*).

El porcentaje de fibra cruda (% FC) presentó diferencias significativas entre estaciones mostrando promedios de 23.78 a 32.82%, pero no existe diferencia significativa entre los sitios evaluados (Cuadro 13). Los procesos metabólicos de las plantas no se ven relacionados con el contenido de fibra cruda, al no intervenir en estos mismos, la fibra cruda es necesaria para realizar los procesos digestivos, por lo cual *K. erecta* muestra valores considerables de fibra cruda en las diferentes épocas evaluadas. Por otra parte, al comparar estos resultados con los de Toyas-Vargas *et al.*, (2013), son similares en cuanto al porcentaje de fibra cruda, con respecto a las plantas de huizache (*Acacia farnesiana*), mezquite (*Prosopis glandulosa*) y vinorama (*Acacia brandegeana*) y el porcentaje de proteína cruda de *K. erecta* difiere con los de palo fierro (*Olneya tesota*) y palo verde (*Cercidium floridum*) presentando valores más altos *K. erecta*.

El calcio presentó diferencias significativas entre las épocas de colecta. Con respecto a primavera se presentaron diferencias significativas en el mismo sitio y época de colecta, mientras que en verano, otoño e invierno no presentaron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ). Por lo tanto, este elemento sí tiene variación en los análisis en la época de primavera, siendo este un elemento inmóvil en el suelo (Cuadro 13). La variación de este en las plantas puede deberse a la heterogeneidad de los suelos que presentan problemas de erosión y parches de vegetación en los sitios de estudio.

El porcentaje de fósforo en tejidos de *K. erecta* no presento diferencia significativa ( $p>0.05$ ), entre las épocas de colecta y sitios, al presentarse valores de 0.06 a 0.09% (Cuadro 13). Este resultado puede atribuirse a que el fósforo es poco móvil en el suelo cuando presenta un pH básico o alcalino que genera una baja disponibilidad de absorción de este elemento por la planta.

**Cuadro 13.** Composición química de *K. erecta*.

Sitios/época	%Ce*	%FC*	%Ca*	%P*
S1 Verano	13.33±0.0264a	24.11±0.2000d	1.21±0.0173b	0.07±0.0173a
S2 Verano	13.21±0.0115a	23.78±0.0230d	1.18±0.0052b	0.06±0.0152a
S3 Verano	13.28±0.0230a	23.98±0.0100d	1.19±0.0100b	0.07±0.0100a
S4 Verano	13.3±0.1000a	23.99±0.0100d	1.18±0.0100b	0.07±0.0100a
S1 Otoño	10.3±0.1000c	29.21±0.8523b	1.32±0.0360a	0.09±0.0360a
S2 Otoño	10.1±0.2000c	29.54±0.2107b	1.31±0.0100a	0.06±0.0100a
S3 Otoño	10.2±0.1000c	29.39±0.0360b	1.33±0.0100a	0.08±0.0100a
S4 Otoño	10.3±0.1732c	29.5±0.1000b	1.31±0.0173a	0.07±0.0173a
S1 Invierno	7.41±0.0100e	32.82±0.0100a	0.05±0.0100f	0.06±0.0100a
S2 Invierno	7.7±0.1000d	32.17±0.0173a	0.06±0.0100f	0.06±0.0100a
S3 Invierno	7.66±0.0100de	32.41±0.0100a	0.05±0.0100f	0.06±0.0100a
S4 Invierno	7.62±0.0100de	32.58±0.0264a	0.06±0.0100f	0.06±0.0100a
S1 Primavera	11.12±0.0200b	26.74±0.0173c	0.87±0.0173e	0.09±0.0100a
S2 Primavera	11.01±0.1000b	26.59±0.0100c	0.99±0.0100c	0.08±0.0100a
S3 Primavera	11.04±0.0173b	26.64±0.0264c	0.89±0.0100e	0.08±0.0100a
S4 Primavera	11.07±0.0100b	26.52±0.0264c	0.93±0.0173d	0.07±0.0100a

Literales diferentes, entre columnas indican diferencias significativas ( $P<0.05$ ). %Ce= % de cenizas; %FC= % de fibra cruda; %Ca= % de calcio; %P= % de fósforo.

A pesar de los cambios drásticos que se presentan en esta región durante las cuatro estaciones del año, *K. erecta* muestra buen potencial nutricional, al no tener variaciones tan fuertes en su composición bromatológica en fibra cruda, calcio, extracto etéreo, materia seca y fósforo. Por esta razón, es importante conocer el contenido de los alimentos y el valor nutricional de las especies nativas (Guerrero *et al.*, 2010).

Los árboles y arbustos forrajeros son especies adaptadas a las condiciones de suelo y clima de la región, lo que permite garantizar con alta probabilidad su sobrevivencia, persistencia y crecimiento de moderado a relativamente rápido, mejora la dieta del animal y reduce el uso de concentrados en las explotaciones pecuarias

proporcionando condiciones favorables para el incremento de la respuesta productiva de los animales (De Andrade *et al.*, 2008; Rodríguez y Roncallo, 2013; Sosa *et al.*, 2004; García y Medina, 2006; Petit *et al.*, 2009). La integración de árboles en los potreros presenta una opción para mejorar la productividad y sustentabilidad de la ganadería (Ortega, 2013). Es importante señalar que para discutir los resultados obtenidos se cuenta con poca información sobre el contenido nutricional de otras especies de la familia de las *Krameriaceae*. Se deben hacer más investigaciones para continuar evaluando el contenido nutricional de otras especies aun no estudiadas que son de gran importancia para los animales ya que cubren una gran parte de sus necesidades nutricionales.

#### **5.4. CONCLUSIONES**

La composición química de *K. erecta* mostró un mayor contenido de nutrientes en verano, excepto en extracto etéreo. En la época de otoño, *K. erecta* proporciona mayor porcentaje de grasa y carbohidratos, por lo que puede ser aprovechada como energizante por los animales domésticos y silvestres. Su valor nutricional varía entre sitios, probablemente asociado con la heterogeneidad del suelo y la distribución de los parches de vegetación. La especie es apetecible para los animales y se puede considerar como un arbusto con excelente calidad forrajera para las zonas áridas o semiáridas del noroeste de México donde se distribuye.

## CAPITULO 6. EVALUACIÓN DE *KRAMERIA ERECTA* W. EN CONDICIONES SILVESTRES Y SU DISTRIBUCIÓN ESPACIAL EN EL ESTADO DE SONORA<sup>3</sup>

### RESUMEN

*Krameria erecta* es un arbusto perenne silvestre nativo del estado de Sonora. El objetivo del presente trabajo fue evaluar *K. erecta* en condiciones silvestres y su distribución espacial en el estado de Sonora. De acuerdo con el censo poblacional, el S3 presento 57 ejemplares, el S4 mostro 11 plantas, el S1 presento 7 y el S2 4 plantas. En altura se presentaron promedios de 39.50 a 43.17 cm, cobertura aérea fue de 0.180 a 0.275 m<sup>2</sup> y cobertura de tallo de 35.23 a 49.30 cm<sup>2</sup>. Las especies asociadas más representativas fueron *Lophocereus schottii*, *Cercidium microphyllum*, *Phaulothamnus spinescens*, *Encelia farinosa*, *Medicago polymorpha* y *Cynara cardunculus*. La época de floración se presenta desfasada. No se presentaron enfermedades, entre los insectos presentes fueron: *Coccinella septempunctata*, *Apis mellifera*, *Gomphus vulgatissimus*, *Mantis religiosa*, *Naupactus xanthographus*, *Thomisus spp*, *Zelus spp* y *Avispa Ichneumonidae*, termitas (*Isoptera*). Las precipitaciones pluviales se presentaron más en el año 2019 por lo tanto el porcentaje de HR fue más alta. La textura de suelo es franco arenoso, con pH ligeramente alcalino. Su raíz mide aproximadamente 13 m de longitud. La estadística espacial y geoestadística presentaron una estructura espacial aceptada para modelar el método de la distribución espacial de *K. erecta* por lo tanto los resultados de los modelos de presencia-ausencia y predictorio utilizando MAXENT pueden considerarse aceptables y congruentes para esta especie. Los cambios en los patrones climáticos pueden afectar los procesos ecosistémicos, la interconexión entre los parches de vegetación.

**Palabras clave:** Fenología, plagas, poblaciones silvestres, modelación espacial, hemiparásita.

---

<sup>3</sup>Parte de este capítulo se aceptó en la Revista IDESIA (Chile) Diciembre 2021; 39:1-10.

## ABSTRACT

*Krameria erecta* is a wild perennial shrub native to the state of Sonora. The objective of this study was to evaluate *K. erecta* in the wild and its spatial distribution in the state of Sonora. According to the population census, S3 presented 57 specimens, S4 showed 11 plants, S1 presented 7 and S2 4 plants. In height there were averages of 39.50 to 43.17 cm, aerial cover was from 0.180 to 0.275 m<sup>2</sup> and stem cover from 35.23 to 49.30 cm<sup>2</sup>. The most representative associated species were *Lophocereus schottii*, *Cercidium microphyllum*, *Phaulothamnus spinescens*, *Encelia farinosa*, *Medicago polymorpha* and *Cynara cardunculus*. The flowering season is delayed There were no diseases, among the insects present were: *Coccinella septempunctata*, *Apis mellifera*, *Gomphus vulgatissimus*, *Mantis religiosa*, *Naupactus xanthographus*, *Thomisus spp*, *Zelus spp* and Wasp *Ichneumonidae*, termites (*Isoptera*). Rainfall occurred more in 2019, therefore the percentage of RH was higher. The soil texture is sandy loam, with a slightly alkaline pH. Its root measures approximately 13 m in length. Spatial statistics and geostatistics presented an accepted spatial structure to model the spatial distribution method of *K. erecta*, therefore the results of the presence-absence and predictive models using MAXENT can be considered acceptable and consistent for this species. Changes in weather patterns can affect ecosystem processes, the interconnection between patches of vegetation.

**Key words:** Phenology, pests, wild populations, spatial modeling, hemiparasite.

## 6.1. INTRODUCCIÓN

México es un país megadiverso, a nivel mundial ocupa el quinto lugar en especies de planta (CONANP, 2021). Cuenta con casi todos los tipos de vegetación existentes en el mundo, desde las selvas cálido-húmedas, bosques templados, bosques mesófilos de montaña, matorrales xerófilos, pastizales naturales, vegetación halófila y gipsófila (Challenger y Soberón, 2008).

La vegetación del Desierto Sonorense es diversa fisonómicamente y se diferencia de los desiertos de Norteamérica por sus elementos arbóreos, arbustivos, cactáceas y plantas suculentas (Turner y Brown 1994). *Krameria* es el único género de plantas fanerógamas de la familia Krameriaceae. Se encuentran únicamente en América, particularmente en zonas tropicales, y también en zonas áridas. Comprende 57 especies descritas, de las cuales solamente 18 son reconocidas (Simpson, 2016). *K. erecta*, es un arbusto susceptible al desplazamiento por otras especies nativas o invasoras aunado al consumo, pisoteo de animales herbívoros y la extracción de las plantas como uso medicinal o extracción de tintura.

Los cambios de la cobertura de suelo y cambios climáticos que amenazan a la permanencia y perpetuidad son reflejados en los patrones de distribución de especies. El análisis del patrón de distribución espacial determina las condiciones micro ambientales necesarias por cada taxa en particular dentro de una comunidad, de acuerdo con su capacidad de establecimiento, renovación, crecimiento, probabilidad de mortandad y competencia entre las especies (Linares-Palomino, 2005).

La dispersión espacial permite identificar mecanismos y factores que causan la coexistencia inter e intraespecífica y la diversidad vegetal (Montañez *et al.*, 2010). En los últimos 10 años, los patrones de distribución de las especies han generado un campo en la investigación y biogeografía de la conservación (Richardson y Whittaker, 2010). La aplicación del uso de la técnica de modelación de Maxent y la incorporación de registros de herbarios, georreferenciados (Feeley y Silman, 2010), Proporcionado

la implementación y evaluación de los modelos de distribución de especies de interés en diferentes ecosistemas presentado modelos empíricos, con respeto a la presencia de especies y sus variables de predicción en relación con el medio ambiente (Guisana y Zimmermann, 2000; Pliscoff y Fuentes-Castillo, 2011).

Lamentablemente la vegetación aun existente en el estado no ha sido estudiada desde sus bases, es decir sus características fisiológicas, asociaciones con otras especies, etc., y se requiere la necesidad de generar estudios sobre recursos filogenéticos. Por lo tanto, el objetivo de este trabajo fue evaluar *Krameria erecta* en condiciones silvestres y su distribución espacial en el estado de Sonora. Dicha información permitirá evaluar la riqueza de los ecosistemas, así como los cambios presentes que pueden afectar la biodiversidad.

## **6.2. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **6.2.1. Ubicación del área de estudio.**

El presente trabajo, se llevó a cabo en el Rancho "Las Cruces" situado en la parte Este de Hermosillo, Sonora, México, localizado a los 29°02' 38.78" Norte y los 110°45' 50.91" Oeste, con 268 msnm ubicado en el Km 16, sobre la carretera a Sahuaripa, Sonora, México, con una precipitación media anual de 330 mm y temperatura promedio de 24° C, con un tipo de vegetación denominado matorral arbosufrutescente, con tipo de suelo de regosol (INEGI, 2007; SAGARPA, 2010).

### **6.2.2. Especie en estudio.**

Se evaluó *K. erecta*, debido a su importancia forrajera y medicinal de las especies de plantas presentes en el estado de Sonora, México.

### 6.2.3. Variables evaluadas.

Censo poblacional: Se llevó a cabo el conteo de plantas existentes en los sitios evaluados, para obtener la densidad de plantas presentes de acuerdo con los metros cuadrado de cada sitio en estudio (Brower *et al.*, 1997).

Mediciones dasométricas: se realizaron mediciones con respecto a la altura cm, cobertura aérea (m<sup>2</sup>) y cobertura de tallo (cm<sup>2</sup>) de las plantas, se utilizó una cinta métrica en cm. Se consideraron las mediciones de todas las plantas existentes en cada sitio evaluado y se llevó acabo de acuerdo con Meza y Osuna, (2003); Pérez *et al.*, (2017).

Especies asociadas: Con la finalidad de saber con qué especies de plantas interactúa *K. erecta*, se realizó la identificación de las especies presentes dentro de los sitios evaluados. La identificación se llevó a cabo en el Herbario de la Universidad de Sonora.

Fenología, plagas y enfermedades: se monitoreo y se realizaron colectas para la identificación que se llevó a cabo en el laboratorio de entomología del Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora (DAG) y el Instituto de Investigación Forestal Agrícola y Pecuaria (INIFAP).

Mediciones climatológicas: Se llevó a cabo durante dos años (2019-2020), se monitorearon algunos parámetros como son: temperatura máxima y mínima, porcentaje de humedad relativa, utilizándose un medidor y registrador Data logger Modelo WKO57 y un pluviómetro para medir la precipitación pluvial (PP), se colocaron en un punto central entre los cuatro sitios (S1 y S2) y (S3 Y S4).

Análisis físico-químico del suelo: Se realizaron muestreos de suelo en dos tiempos (julio y enero) y en los cuatro sitios de estudio, para determinar: pH, CE, textura, MO, N, P y K. y con ello tener un diagnóstico de la condición de calidad, fertilidad del suelo y textura (Ochoa-Meza *et al.*, 2009).

Distribución espacial. Para el modelado de distribución de la especie *K. erecta* se utilizaron los registros georreferidos procedentes de GBIF (GBIF, 2020), las 19 variables bioclimáticas en formato raster (Fick y Hijmans, 2017), (Cuadro 14), las variables bioclimáticas proyectadas al año 2070 mediante el modelo ACCESS1-0 con una concentración representativa de 8.5 (RCP85) el cual contempla una mayor concentración de acumulación de CO<sub>2</sub> en partes por millón, todas estas capas con una resolución de 30 segundos de pixel, siendo esto 1 Km<sup>2</sup> por pixel aproximadamente. El algoritmo que se utilizó para la modelación fue el de máxima entropía (Phillips *et al.*, 2004; Phillips *et al.*, 2005; Phillips *et al.*, 2006 y Phillips *et al.*, 2008; Elith, *et al.*, 2010.) mediante el software Maxent 3.4.1. (Steven *et al.*, 2017).

Para el proceso de modelación se realizaron 20 réplicas con 1000 interacciones, se tomaron de forma aleatoria el 80% de los registros para la construcción del modelo y 20% para su evaluación, las opciones de Random Set y Jackknife fueron activadas, mientras que las opciones extrapolate y climping se desactivaron, todos los valores de Beta se ajustaron a 1 y el resultado de salida en formato logístico.

El modelo fue procesado en QGIS 3.14 Pi, donde se reclasificó para obtener un modelo de presencia-ausencia, tomando como valor de corte, el valor donde la especificidad y la sensibilidad al evaluar el modelo son iguales, para este caso fue el valor de 0.37, tomando como potencial presencia de la especie en estudio cualquier pixel con un valor igual o mayor que éste. Se estimó la superficie para México con potencial de distribución de *K. erecta*, así como la superficie para el estado de Sonora y las variables involucradas con mayor importancia en la elaboración del modelo.

**Cuadro 14.** Variables bioclimáticas usadas para la modelación.

Código	Variable Climáticas
BIO-01	Temperatura Promedio Anual
BIO-02	Oscilación Diurna de la Temperatura
BIO-03	Isotermalidad (°C) ((BIO2/BIO7)*100)
BIO-04	Estacionalidad de la temperatura (Coeficiente de variación, %)
BIO-05	Temperatura máxima promedio del periodo más caliente (°C)
BIO-06	Temperatura mínima promedio del periodo más frío (°C)
BIO-07	Oscilación anual de la temperatura (°C) (cociente entre parámetros 5/6)
BIO-08	Temperatura promedio del cuatrimestre lluvioso (°C)
BIO-09	Temperatura promedio del cuatrimestre seco (°C)
BIO-10	Temperatura promedio del cuatrimestre cálido (°C)
BIO-11	Temperatura promedio del cuatrimestre frío (°C)
BIO-12	Precipitación anual (mm)
BIO-13	Precipitación del periodo más lluvioso (mm)
BIO-14	Precipitación del periodo más seco (mm)
BIO-15	Estacionalidad de la precipitación (Coeficiente de variación, %)
BIO-16	Precipitación del cuatrimestre lluvioso (mm)
BIO-17	Precipitación del cuatrimestre seco (mm)
BIO-18	Precipitación del cuatrimestre cálido (mm)
BIO-19	Precipitación del cuatrimestre frío (mm)

#### **6.2.4. Análisis estadístico.**

Para llevar a cabo el análisis, se asumió un diseño completamente al azar, con los sitios y densidad de plantas como factores. Se llevó a cabo un análisis de varianza (ANDEVA) y para la comparación de medias se utilizó Tukey-Kramer al 0.05%, utilizando el programa JMP versión 9.0.1 (Statistical Analysis System, [SAS Institute Inc.], 2011).

### **6.3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

#### **6.3.1. Censo poblacional.**

Existe evidentemente una diferencia entre los sitios evaluados con el número de plantas existentes, presentándose para el S3 un total de 57 ejemplares, para el S4 se contabilizaron 11 plantas, seguido de este se encuentra el S1 con 7 individuos y por último el S2 con 4 plantas. Las sumas totales de las plantas existentes entre los sitios

evaluados arrojaron 79 ejemplares de *K. erecta*. Este arbusto presenta una densidad muy por debajo de lo esperado si se considera una población de 3x3 el cual arrojaría un total de 1,111 plantas por ha<sup>-1</sup>.

A pesar de que *K. erecta* es una planta que puede propagarse de manera sexual sin considerar sus limitaciones, presenta serios problemas en sus poblaciones naturales por las extracciones de ejemplares sin control. En Perú se cuenta con plantaciones de *Krameria lappacea*, con densidades de 1,566 plantas/ha (Weigend y Dostert, 2008). Lo que garantiza un control en la colecta de ejemplares y la existencia de la especie.

### **6.3.2. Mediciones dasométricas.**

El análisis estadístico indica que no existen diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) entre los sitios evaluados con respecto a la altura de las plantas (Cuadro 15 y Figura 26), mostrándose un rango promedio de 39.50 a 43.17 cm entre los sitios. Se localizaron plantas con alturas superiores a los 72 cm, protegidas bajo los árboles de palo fierro, lo que sugiere que las plantas de *K. erecta*, pueden alcanzar alturas superiores a los 60 cm siempre y cuando se tenga un buen manejo de la carga animal, así como el descanso de potreros.

Mc Caughey-Espinoza *et al.*, (2017), evaluaron la altura de las plantas de *K. erectas* adultas con una altura promedio de 0.36 cm. Al año de su trasplante alcanzaron una altura promedio de 0.45 cm. De acuerdo con estos resultados se pueden tener plantas con un buen crecimiento de hasta un 25% y la adaptación de estas de acuerdo con Mc Caughey-Espinoza *et al.*, (2017), se tendría un 70% de sobrevivencia al trasplante en plantaciones nuevas.

Los resultados de cobertura aérea muestran que no se presentaron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) entre los sitios estudiados. Se obtuvo un rango promedio de 0.180 a 0.275 m<sup>2</sup> (Cuadro 15 y Figura 26). La precipitación es un factor importante

para el crecimiento de la cobertura aérea, al presentarse brotación considerando la relación que existe entre la temperatura y la edafología presente. La cobertura de tallo presentes en las plantas de *K. erecta*. En los sitios evaluados de acuerdo con el análisis estadístico no presentaron diferencias significativas ( $p>0.05$ ) mostrándose de 35.23 a 49.30 cm<sup>2</sup>, (Cuadro 15 y Figura 26).

**Cuadro 15.** Comportamiento promedio de las plantas de *K. erecta*.

Sitio	Altura (cm)	Cobertura aérea (m <sup>2</sup> )	Cobertura de tallo (cm <sup>2</sup> )
S1	42.28±14.34a	0.197±0.17a	35.23±27.80a
S2	39.50±5.19a	0.180±0.03a	35.92±5.10a
S3	43.17±11.78a	0.275±0.18a	49.30±27.42a
S4	42.18±10.06a	0.263±0.12a	47.83±27.86a

Literales diferentes, entre columnas indican diferencias significativas ( $P<0.05$ ).

Mc Caughey-Espinoza *et al.*, (2017), al evaluar el diámetro de la cobertura aérea de las plantas de *K. erectas* adultas, al momento del trasplante tenía 0.096 m<sup>2</sup> y al transcurso de un año fue de 0.36 m<sup>2</sup>.



**Figura 26.** Toma de mediciones.  
A: Altura. B: Cobertura aérea y C: Cobertura de tallo.

De acuerdo con Mc Caughey-Espinoza *et al.*, (2018), mencionan que el sistema radicular permitirá contar con arbustivas fuertes por ende un tallo más firme siendo este el pilar de la planta que soportará su peso. Mc Caughey-Espinoza *et al.*, (2017),

al evaluar el tallo en las plantas de *K. erecta*, adultas trasplantadas, mostraron 18.17 cm<sup>2</sup> y al año de su evaluación fue 45.72 cm<sup>2</sup>.

### 6.3.3. Especies asociadas.

La vegetación existente se determina por la heterogeneidad en su composición y la apertura del dosel de los especímenes (Turner y Brown 1982). Las especies principales son plantas perenes. Al evaluar las especies en cada uno de los sitios, la mayoría de estas tienen presencia en los cuatro sitios evaluados (Cuadro 16).

**Cuadro 16.** Especies asociadas a *K. erecta* presente en los sitios de estudio.

Ubicación				Nombre común	Nombre científico
Sitio 1	Sitio2	Sitio 3	Sitio 4		
*	*	*	*	Mezquite	<i>Prosopis juliflora</i>
*	*	*	*	Palo verde azul	<i>Cercidium floridum</i>
	*		*	Sinita	<i>Lophocereus schottii</i>
*	*	*	*	Mal de ojo	<i>Sphaeralcea ambigua</i>
*	*	*	*	alfombrilla	<i>Euphorbia indivisa</i>
*	*	*	*	Zacate Liebrero	<i>Bouteloua rothrockii</i>
*	*	*	*	Girasol del monte	<i>Helianthus annuus</i>
*	*	*	*	Zacate buffel	<i>Cenchrus ciliaris L.</i>
*	*		*	Cosahui del norte	<i>Calliandra eriophylla</i>
	*	*	*	Palo fierro	<i>Olneya tesota A. Gray</i>
		*		Palo verde chino	<i>Cercidium microphyllum</i>
	*			Bachata	<i>Phaulothamnus spinescens</i>
		*	*	Rama blanca	<i>Encelia farinosa</i>
	*			Cardo	<i>Cynara cardunculus</i>
		*		Trébol	<i>Medicago polymorpha</i>

Entre las especies que se observaron en uno o dos sitios fueron sinita (*Lophocereus schottii*), palo verde chino (*Cercidium microphyllum*), bachata (*Phaulothamnus spinescens*), rama blanca (*Encelia farinosa*), trébol (*Medicago polymorpha*) y cardo (*Cynara cardunculus*) esto puede deberse a la heterogeneidad del suelo y los parches de vegetación presentes de cada sitio.

En los sitios S2 y S3 se observaron 12 especies dentro de la vegetación asociada, mientras que en el sitio S4 se observaron 11 especies y por último en el sitio S1 con 8 especies y la mayoría de estas herbáceas. Es importante señalar que la densidad de especies presentes en los sitios no se podría considerar aceptable a presentar islas de piedras (parches de sedimentos) que evita la existencia de vegetación y la absorción de la radiación solar lo que ayuda al calentamiento global.

#### **6.3.4. Fenología, plagas y enfermedades.**

De acuerdo con la población evaluada de *K. erecta*, el 45% de su totalidad presentaron brotación, floración y semillas en los meses de noviembre a junio, mostrando que las plantas presentan una fenología temporalmente desfasada entre las plantas. Mientras que en los meses de julio a octubre la brotación, floración y producción de semillas se presenta en todas las plantas evaluadas mostrando una mayor cantidad de flores y brotos más grandes (Figura 27). Los insectos presentes en la polinización de este arbusto son *Centris* o *Paracentris*.

Al estudiar la fenología de las especies proporciona las bases para el entendimiento de la biología de la reproducción vegetal, las especies pioneras florecen a lo largo del año y especies de fases sucesionales tardías florecen en periodos marcados anualmente o incluso en años (Mantovani *et al.*, 2003, ICP-Forest, 2006). La información sobre los recursos filogenéticos silvestres y la relación entre los factores bióticos y abióticos permite establecer estrategias de colecta para la producción de nuevos ejemplares.

Las precipitaciones son esenciales para reactivar las etapas fenológicas de las plantas. De acuerdo con las observaciones que se llevaron a cabo los resultados muestran que *K. erecta* florece todo el año. Dichas observaciones difieren con las reportadas por Shreve y Wiggins (1964) y Simpson, (2016), señalan que esta especie florece de enero a marzo y de octubre a noviembre.



**Figura 27.** Brotación, floración y producción de semilla.

Estas observaciones pueden deberse al cambio climático que ha generado la evolución de esta especie para su adaptación y sobrevivencia y así mismo perpetuar su especie, o bien que el monitoreo realizado por Shreve y Wiggins, (1964), no se realizó durante todo un año para garantizar su etapa fenológica. Entre los factores climáticos que originan las variaciones de los periodos producción (floración-semilla) adelantado o atrasado (Sherry *et al.*, 2007).

Es importante señalar que las reservas de las plantas también juegan un papel muy importante para poder culminar un periodo fenológico que asegure su especie. De acuerdo con el calentamiento global presente se ha tomado una mayor importancia a los estudios fenológicos de las especies, al observar los procesos biológicos de supervivencia y su perpetuidad logrando mejorar con mayor precisión los modelos de distribución de nuevas especies (Chuine y Beaubien, 2001).

Justiniano y Fredericksen (2000); Mantovani *et al.*, (2003), señalan que es necesario comprender la fenología porque contribuye a entender los patrones reproductivos y vegetativos de las plantas como también de los animales que dependen de ellas (herbívoros, polinizadores y frugívoros). La fenología pudiera solucionar algunos problemas del ámbito forestal para la conservación de recursos

genéticos y el manejo forestal (Talora y Morellato 2000; Vílchez *et al.*, 2012). También es importante el conocimiento de las épocas de floración y fructificación (Vílchez *et al.*, 2012).

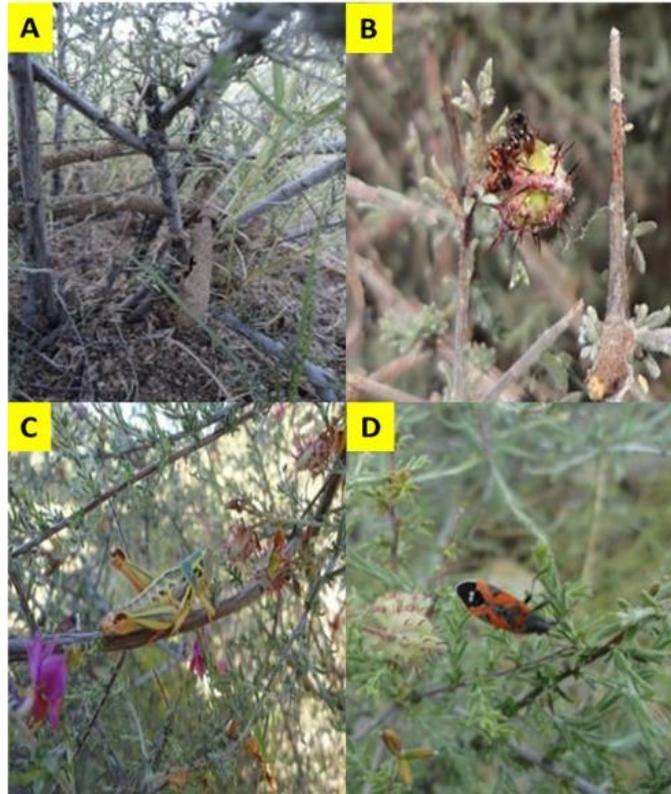
Con relación a la presencia de insectos, se presentaron insectos no perjudiciales como las catarinas (*Coccinella septempunctata*), Abejas (*Apis mellifera*), éstas se presentaron durante los meses de marzo-octubre. Libélulas (*Gomphus vulgatissimus*), campamocha (*Mantis religiosa*), se observaron en los meses de agosto-octubre, burrito de la vid (*Naupactus xanthographus*), en los meses de mayo a junio. Mosca (*Mosca sirfida*), de mayo-agosto y araña (*Thomisus spp*), de julio-noviembre, tarántula (*Lycosidae theraphosidae*), Chicharrita verde (*Zelus spp*) y Avispa (*Ichneumonidae*).

Entre los insectos perjudiciales (Figura 28) en las plantas de *K. erecta* se observó el gusano peludo (*Estignene acrea*), gusano medidor (*Trichoplusia ni Hübner*), hormigas (*Formica spp*), se presentaron desde agosto-octubre, consumen las semillas antes del cuajado, ocasionando una disminución en la cantidad de la producción de semillas hasta un 8% aproximadamente de cada planta.

El chapulín (*melanoplus spp*), fue de marzo-abril y de julio-septiembre, termitas (*Isoptera*), estas se encuentran presentes todo el año ocasionando la muerte a las plantas. Diabrotica (*Diabrotica balteata*), se observó en febrero y marzo, chicharrita verde (*Empoasca fabae*), se observó en el mes de noviembre. Grillo (*Acheta asimilis*), en los meses de junio a octubre. La presencia de insectos presentes de debieron a las condiciones climatológicas presentes y sus variaciones entre las especies presentes en la misma época.

La baja producción de semilla viable se atribuye directamente a un microlepidóptero este se encuentra presente todo el tiempo, esperando las condiciones propicias para perpetuar su especie en la época de floración. Es un insecto específico que daña a las semillas de *K. erecta*. En lo referente a la identificación de este insecto solo se llegó a la conclusión de que pertenece a la familia Gelechiidae (Figura 29), para la

lograr la identificación del insecto, se están realizando las pruebas de genitales y moleculares con relación a las del género *Anacampsis lupinella*, por ser similares físicamente y pertenecer a la familia Gelechiidae y presentarse en *Krameria bicolor*.



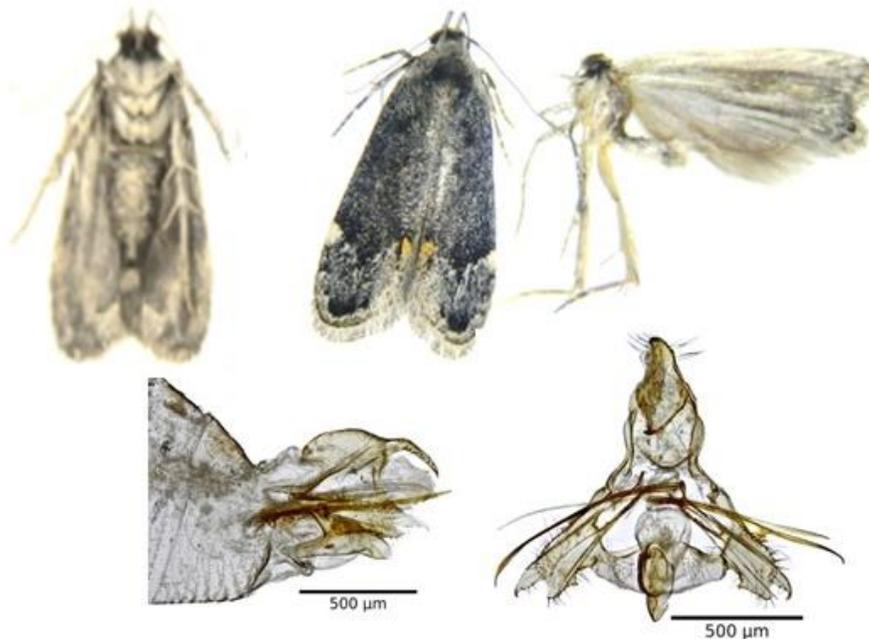
**Figura 28.** Presencia de insectos en *K. erecta* en su hábitat silvestre.

A: Termita (*Isoptera*), B: Hormigas (*Formica spp*),

C: Chapulín (*melanoplus spp*) y

D: Diabrotica (*Diabrotica balteata*).

En su hábitat silvestre *K. erecta*, no es una planta susceptible a enfermedades, al no observarse plantas con algún síntoma, las plantas muertas se pudiesen atribuir a las termitas o bien a las bajas precipitaciones y altas temperaturas.



**Figura 29.** Microlepidóptero de la familia de las Gelechiidae y genitalias.

#### **6.3.5. Condiciones climatológicas.**

Al observar las condiciones climáticas presentes durante dos años se puede percatar que estas plantas carecieron de tener buena humedad en el suelo en la época de lluvias sobre todo en el 2020 como se muestra en el Cuadro 17, como también las altas temperaturas presentándose a partir de mayo a octubre de 2020 mientras que en el 2019 fue de junio a agosto.

La precipitación pluvial se presentó más en el año 2019 en los meses de mayo a febrero, mientras que en 2020 fue de junio a febrero. Mientras la humedad relativa presente fue similar en ambos años en los meses de enero-febrero, de abril hasta agosto y de noviembre a diciembre.

Esta variación de humedad se ve reflejada por la presencia de lluvias las cuales fueron escasas y poco prolongadas. La falta de humedad también se observa en las plantas al mostrarse estresadas y poco vigorosas aunado a la des-uniformidad en la brotación, floración y producción de semillas.

**Cuadro 17.** Promedio mensual de condiciones climatológicas en el año 2019 y 2020.

Mes/año	Temp Max (° C)	Tem Min (°C)	PP (mm)	% HR
Enero 2019	25.18	8.76	0.72	52.52
Enero 2020	25.34	8.43	0.91	58.24
Febrero 2019	24.52	9.64	0.15	49.31
Febrero 2020	26.62	10.82	0.61	45.42
Marzo 2019	29.21	12.63	0.00	39.34
Marzo 2020	27.67	12.69	0.00	55.42
Abril 2019	33.25	17.46	0.00	29.48
Abril 2020	33.46	15.29	0.00	27.51
Mayo 2019	36.32	16.72	0.04	34.93
Mayo 2020	38.48	21.38	0.00	23.31
Junio 2019	41.24	21.85	0.03	33.93
Junio 2020	41.36	25.76	0.8	24.87
Julio 2019	40.63	27.21	7.81	43.24
Julio 2020	41.71	29.27	0.61	40.76
Agosto 2019	39.95	27.28	8.58	55.58
Agosto 2020	40.11	29.31	0.73	44.71
Septiembre 2019	35.84	25.47	4.23	66.62
Septiembre 2020	39.72	27.23	0.00	38.69
Octubre 2019	31.19	21.81	1.72	45.87
Octubre 2020	38.35	21.11	0.00	32.49
Noviembre 2019	25.17	18.46	1.81	57.89
Noviembre 2020	27.27	5.12	0.00	54.38
Diciembre 2019	22.38	13.31	1.32	61.79
Diciembre 2020	29.42	4.28	0.14	57.58

Temp Max= Temperatura máxima, Temp Min= Temperatura mínima, °C= Grados Centígrados, PP (mm)= Precipitación Pluvial en mm y % HR=Porcentaje de Humedad Relativa.

El año 2020 fue clave para entender que el cambio climático está afectando de manera grave a las plantas silvestres y no solo a las de regiones áridas o semiáridas.

Entre los factores en la variación temporal de la fenología reproductiva de las especies, se ha enfatizado en las horas luz, humedad relativa, temperatura y precipitación (Vílchez y Rocha. 2004). Si las precipitaciones son constantes en verano, los bancos de germoplasmas naturales presentan una germinación del 3 al 5%, gracias a la presencia de materia orgánica que mantiene la humedad en las semillas, pero desafortunadamente las plántulas no terminan su desarrollo fenológico al ser consumidas por lagomorfos o por la falta de humedad mueren (Figura 30).

Con el calentamiento global se ha observado que los procesos biológicos de supervivencia y de acuerdo con estudios fenológicos reproductivos se pudieran mejorar modelos de predicción de las especies, considerando indicadores como el clima que está ligado a las variaciones de los periodos de la producción de semillas (retraso o adelanto) y/o especies futuras (Chuine y Beaubien, 2001; Sherry *et al.*, 2007).



**Figura 30.** Germinación natural de *K. erecta*.

#### **6.3.6. Análisis físico-químico del suelo.**

En relación con el análisis edafológico mostró que los suelos tienen una textura franco-arenosa. En el cuadro 18 y 19 se muestran los resultados de cada uno de los parámetros evaluados relacionados a los análisis físico-químico del suelo. El pH es ligeramente alcalino (7.56 a 7.96); con una tendencia paulatina a la salinidad por el alto contenido de carbonatos totales.

**Cuadro 18.** Características edafológicas de los sitios en estudio.

Sitio	ppm (mg / Kg suelo)						C.I.C
	N-NO3	P	Ca	Mg	Na	K	mEq/100g
S1M1	8.20±1.97a	7.82±4.32a	9477.50±328.77a	375.25±44.23b	213.50±17.33a	221.00±39.62a	51.91±1.58a
S1M2	4.92±0.95a	4.90±0.97a	2595.50±137.14b	274.50±62.23b	167.50±16.36b	260.00±35.18a	16.63±1.27b
S2M1	7.50±1.40a	4.30±0.40a	9397.75±175.50a	642.25±104.00a	233.25±23.82a	225.50±62.84a	53.83±1.01a
S2M2	5.55±1.31a	4.00±0.20a	2446.75±150.48b	262.50±33.37b	170.75±11.78b	270.50±78.15a	15.82±0.80b
S3M1	7.72±2.05a	5.25±0.51a	9411.25±178.42a	655.25±109.71a	244.25±26.03a	321.75±87.42a	54.30±0.64a
S3M2	5.85±1.31a	4.80±1.00a	2324.00±82.54b	344.25±55.18b	166.25±9.70b	311.25±82.28a	15.98±0.42b
S4M1	8.20±1.51a	5.60±1.54a	9308.25±224.55a	752.75±95.79a	225.75±28.74a	255.50±75.86a	54.34±0.57a
S4M2	8.52±1.55a	6.65±2.21a	2420.25±108.30b	256.25±36.67b	162.50±10.66b	323.50±66.48a	15.74±0.43b

Medias con letras iguales dentro de la misma columna indican que no hay diferencias significativas ( $P < 0.05$ ). Los datos presentados son el promedio de 3 repeticiones con 4 muestras por cada sitio a una profundidad de 30 cm.

**Cuadro 19.** Características edafológicas de los sitios en estudio.

Sitio	% CATIONES INTERCAMBIABLES				% SAT	pH	C.E.	%CaCO3	% M.O
	Ca*	Mg*	Na*	K*					
S1M1	0.91±0.007a	0.06±0.00b	0.01±0.00b	0.01±0.00b	26.50±2.90b	7.63±0.10b	0.71±0.05a	8.97±10.09a	1.42±0.04a
S1M2	0.78±0.019c	0.13±0.01a	0.04±0.00a	0.04±0.00a	26.40±1.40b	7.56±0.10b	0.57±0.02b	8.60±8.21a	1.13±0.13ab
S2M1	0.87±0.012ab	0.09±0.01a	0.01±0.00b	0.01±0.00b	30.00±0.72a	7.81±0.13a	0.65±0.08ab	17.25±8.09a	1.29±0.10ab
S2M2	0.77±0.020c	0.13±0.01a	0.04±0.00a	0.04±0.01a	31.15±1.73a	7.84±0.13a	0.57±0.02b	23.55±1.65a	1.27±0.14ab
S3M1	0.86±0.017b	0.10±0.01a	0.01±0.00b	0.01±0.00b	29.47±2.18a	7.78±0.04a	0.58±0.00b	12.87±11.77a	1.26±0.25ab
S3M2	0.72±0.017d	0.11±0.02a	0.04±0.00a	0.05±0.01a	26.57±0.56b	7.96±0.03a	0.56±0.00b	10.80±3.67a	0.98±0.06b
S4M1	0.85±0.017b	0.11±0.01a	0.01±0.00b	0.01±0.00b	27.67±0.86ab	7.77±0.08a	0.60±0.06ab	12.42±7.27a	1.24±0.17ab
S4M2	0.76±0.023c	0.13±0.02a	0.04±0.00a	0.05±0.00a	27.02±1.83b	7.96±0.06a	0.58±0.03b	11.42±6.91a	1.14±0.26ab

Medias con letras iguales dentro de la misma columna indican que no hay diferencias significativas ( $P < 0.05$ ). Los datos presentados son el promedio de 3 repeticiones con 4 muestras por cada sitio a una profundidad de 30 cm.

De acuerdo con los resultados estos indican que la fertilidad de los sitios evaluados corresponde a la de suelos de zonas áridas, sus niveles de nutrientes son suficientes, éstos se encuentran en forma insoluble (Castellanos *et al.*, 2000). Cabe mencionar que la distribución espacial de los recursos en el desierto es muy variable por la disponibilidad de agua y nutrientes que está fuertemente influenciada por la vegetación (Titus *et al.*, 2002). Cabe señalar que más del 60% del territorio Sonorense presentan valores por debajo del 5% de materia orgánica, mostrándose sobre todo en los agostaderos. Por otro lado, las variaciones edáficas tienen relación con el tamaño y densidad de estomas presentes (Hernández *et al.*, 2007). Por lo tanto, la influencia de las variables ambientales y edafológicas podría ser las causantes de las diferencias poblacionales y el tamaño de las plantas.

Al evaluar las condiciones de los componentes más necesarios en el suelo, se observó de acuerdo con el análisis estadístico no se presentaron diferencias significativas entre los sitios y época de muestreo con respecto a N-NO<sub>3</sub>, P, K, Mg\* y %CaCO<sub>3</sub>. Mientras que el Ca, Na, mEq/100g, Na\* y K\* mostraron diferencias significativas en la época de muestreo, en el resto de las variables analizadas se presentaron diferencias significativas en cuento a la época y sitio evaluado.

*Krameria erecta* es una planta hemiparásita, no solamente absorbe los nutrientes y humedad del suelo, si no también parasita las raíces de diferentes plantas huésped que se encuentren cercas a través de conexiones haustoriales. Su raíz puede llegar a medir aproximadamente 13 metros de longitud a una profundidad de 30 cm, presenta una buena ramificación de raíz y haustorios, presentando una raíz principal gruesa y paralela al suelo (Figura 31), succulenta, su corteza se desprende de la raíz fácilmente dejando ver un tallo lignificado de color blanco, también tienen la capacidad de guiarse entre las rocas y posiblemente obtener humedad de estas para mantenerse. Los haustorios puedan ser observados en las plantas presentes en su habitat natural como también en plántulas producidas *in vitro*.



**Figura 31.** Profundidad de la raíz de *K. erecta*.

A: Seguimiento de la raíz.

B: Raíz de *K. erecta* descubierta.

*Krameria recta* al ser una planta hemiparásita que fotosintetiza por sí misma, ha logrado sobrevivir a las condiciones adversas que se presenta en el estado de Sonora, por medio de los haustorios que se fijan al xilema de las plantas hospederas. Las raíces secundarias a partir del cambium vuelven a producir un meristemo que brotará y dará lugar a una nueva planta. Según Dostert et al. (2018), no existe información en *K. lappacea* sobre la frecuencia de la producción de brotes, pero que no es un fenómeno aislado.

Por lo tanto, es importante realizar estudios a fondo en relación con la presencia de haustorios presentes en las raíces secundarias de *K. erecta*, su frecuencia de brotación y realizar un análisis evolutivo y genético. Por lo pronto podemos señalar que *K. erecta* es una planta perenne que habita en condiciones secas, hemiparásita obligada.

En la figura 32, del S3 se muestra la superficie externa del suelo más desnudo por los parches de sedimentos que se depositaron en la época cuaternaria y piedras rodadas, presentándose restos de caracoles incrustados en las rocas, en los otros sitios los sedimentos se encuentran bajo la superficie del suelo entre unos 5 a 30 cm en promedio, es importante señalar que en las áreas donde existía más pedregosidad y restos de lava volcánica bajo el suelo era más complicado tener un seguimiento con mayor precisión y determinar la longitud de esta ya que su grosor cambiaba dependiendo de la complejidad del área edafológica en la cual se desarrollaba y se trozaba.

A pesar de que los análisis de suelo señalan que los sitios evaluados presentaron características idóneas en cuenta sus nutrientes para ser suelos aptos para la agricultura, en campo se observa todo lo contrario por lo mencionado anteriormente por las placas de sedimentos (planchas de restos volcánicos) presentes al no tener una idea de la superficie de estas.



**Figura 32.** Observación geológica de las áreas de estudio.

A y B: Sedimentos volcánicos de la época cuaternaria.

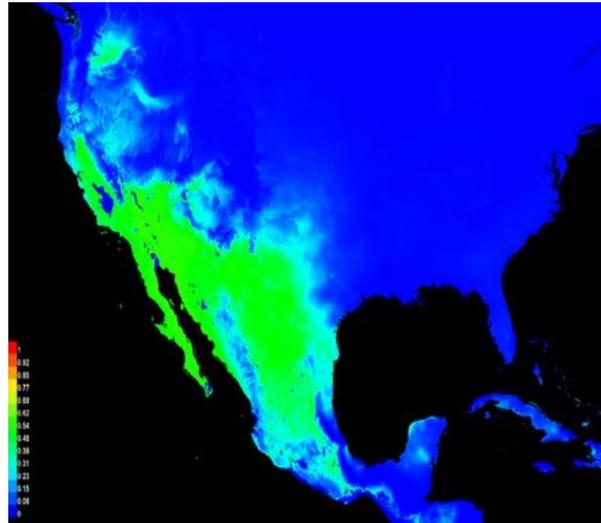
C y D: Rocas con caracoles incrustados.

### 6.3.7. Modelación espacial.

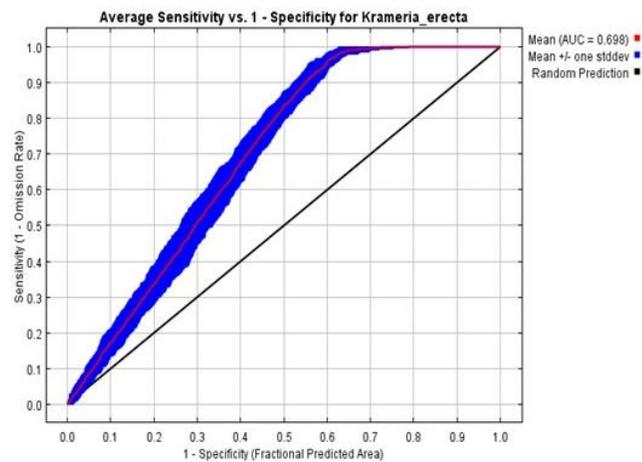
El modelo de distribución desarrollado en Maxent se realizó utilizando 1,401 registros de presencia para la construcción de este y 74 registros para su evaluación, el modelo presentó valores de probabilidad de ocurrencia máximos de 0.551932 (Figura 33), mientras que la curva ROC presento un área bajo la curva de 0.698 (Figura 34), el cual es un valor medio dado que valores iguales o mayores que 0.7 son aceptables.

Los valores de ROC, indican que los modelos resultantes se ajustan bien a los valores de entrada, este alto grado de ajuste puede atribuirse a que solo de evaluó una especie que es representativa del Desierto Sonorense y se encuentra distribuida en ambientes propios del área de estudio. Moghaddam *et al.*, (2017), evaluaron el impacto del cambio climático en el palo fierro (*Olneya tesota* A.Gray), utilizando una modelación de distribución geo-espacial en el estado de Sonora; Ortega-Huerta y Peterson (2008), evaluaron el rendimiento de 6 programas de modelación para la distribución de especies, obteniendo los mejores resultados con GARP y Maxent. Por

lo tanto, los modelos obtenidos en este trabajo son el resultado confiable, la distribución potencial de *K. erecta* representativa para el desierto Sonorense, y su ubicación en zonas de interés con base en la diversidad biológica presente.



**Figura 33.** Modelo de distribución de *K. erecta* producto de MAXENT.



**Figura 34.** Curva de evaluación del modelo de distribución.

Al modelar una especie, utilizando 20 réplicas para cada modelo, se tiene la certeza estadística de que los modelos no presentarán un ajuste muy laxo ni sobreajuste, debido a que disminuye el sesgo en la distribución probabilística de los registros

utilizados para el entrenamiento y la validación de los modelos, aun cuando en la bibliografía no existe un consenso de cuál es el número de repeticiones adecuadas, hay trabajos en los cuales han modelado utilizando 50 y hasta 100 réplicas, así como trabajos donde se han utilizado solamente 15, 10 y hasta una réplica para obtener el modelo de distribución potencial (Rödder *et al.*, 2009; Jarnevish y Reynolds, 2011; Padallia *et al.*, 2014).

Las variables de mayor contribución a la construcción del modelo fueron la precipitación del periodo más seco (bio\_14), la temperatura promedio del cuatrimestre frío (bio\_11) y Temperatura promedio del cuatrimestre seco (bio\_09) ya que estas tres variables aportan el 85% de la construcción del modelo (Cuadro 20), mientras que las variables que no contribuyeron a la construcción del modelo fueron la temperatura promedio anual (bio\_01), la Estacionalidad de la precipitación (Coeficiente de variación, %, bio\_15) y la Temperatura promedio del cuatrimestre lluvioso (bio\_08, Cuadro 20).

Mawdsley *et al.*, (2009), mencionan que las áreas presentan mayor importancia por su alto valor de riqueza de especies representativas y pueden ser consideradas como las zonas en las que se deban de focalizar los esfuerzos para la conservación por que presentan condiciones climáticas y cobertura de suelo idóneas para su distribución y permanencia, de esta forma los esfuerzos realizados serían más puntualizados para el manejo y conservación de las especies.

El mapa de distribución potencial para México presenta una superficie de presencia potencial de 873,717.23 Km<sup>2</sup> representando el 45% de la superficie del país, mientras que se calcula una superficie de 1'078,288.39 Km<sup>2</sup> donde no se observan las condiciones óptimas para que la especie se encuentre presente, representando esto el 55% de la superficie restante del país (Figura 35, Cuadro 21).

Dentro del estado de Sonora, el potencial de distribución de la especie *K. erecta* abarca una superficie de 164,501.09 Km<sup>2</sup> lo cual representa el 90.37% del estado, mientras que, el 9.63% restante, con una superficie de 17,523.17 Km<sup>2</sup> no presenta

condiciones idóneas para la presencia de la especie, encontrándose estas principalmente en las zonas de la sierra alta del estado de Sonora (Cuadro 22, Figura 36).

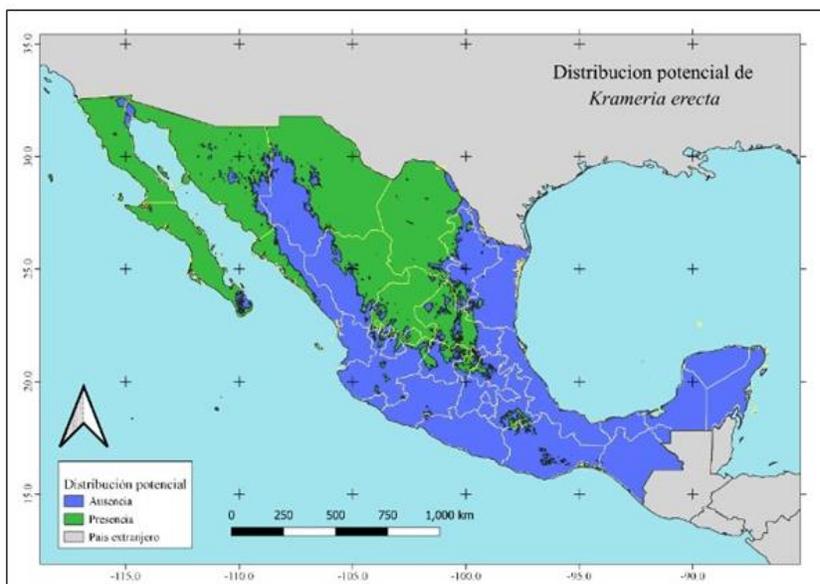
**Cuadro 20.** Porcentaje de contribución de cada variable en la construcción del modelo.

Variable	Porcentaje de contribución
bioclim_14	48.7
bioclim_11	19.4
bioclim_09	16.9
bioclim_02	3.5
bioclim_17	2.9
bioclim_07	2.5
bioclim_04	1.6
bioclim_12	1.3
bioclim_06	1.1
bioclim_05	0.7
bioclim_16	0.5
bioclim_10	0.3
bioclim_19	0.3
bioclim_13	0.2
bioclim_18	0.2
bioclim_03	0.1
bioclim_01	0
bioclim_15	0
bioclim_08	0

**Cuadro 21.** Superficie de distribución potencial de la *K. erecta* en México.

Modelo	Superficie en Km <sup>2</sup>	Porcentaje del territorio
Ausencia	1078288.392	55%
Presencia	873717.2328	45%
Superficie total	1952005.625	100%

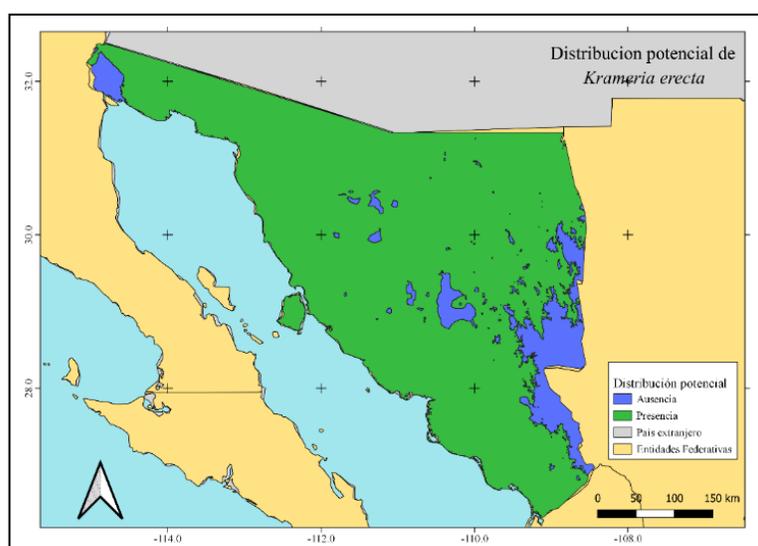
*K. erecta*, es un recurso muy valorado en los agostaderos del estado de Sonora, sobre todo en la época crítica del año donde las condiciones son extremadamente secas y cálidas, este arbusto cubre algunas de las necesidades nutricionales de los animales herbívoros. Las temperaturas máximas y mínimas explican el comportamiento de la variabilidad de la presencia de la especie en México Figura 35.



**Figura 35.** Distribución potencial de *K. erecta* en México.

**Cuadro 22.** Superficie de distribución potencial de *K. erecta* en el estado de Sonora.

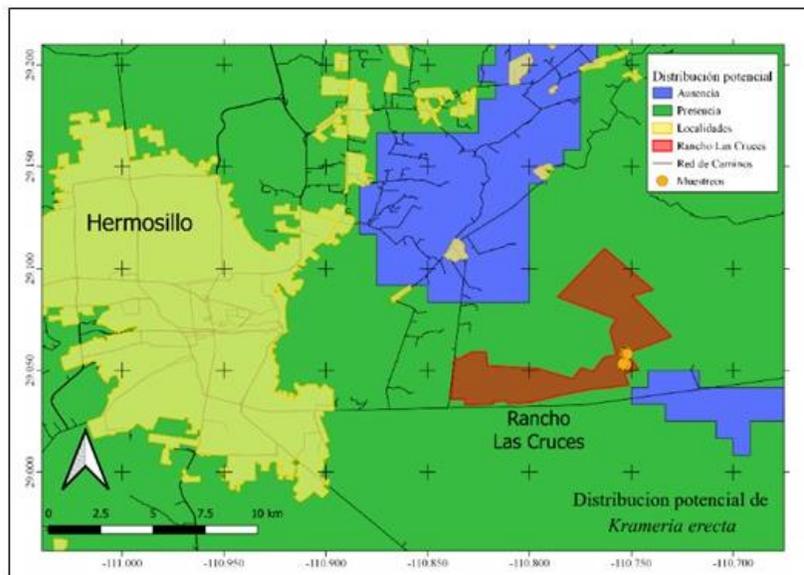
Modelo	Superficie en Km <sup>2</sup>	Porcentaje del territorio
Ausencia	17523.17936	9.63%
Presencia	164501.0961	90.37%
Superficie total	182024.2755	100%



**Figura 36.** Distribución potencial de *K. erecta* en el estado de Sonora.

Uno de los sitios en los cuales se encuentra distribuida *K. erecta* es el Rancho Las Cruces, localizado a los 29°02' 38.78" Norte y los 110°45' 50.91" Oeste, con 268 msnm ubicado en el Km 16, sobre la carretera a Sahuaripa, Sonora, México, presenta un área idónea para la localización de la especie *K. erecta* según los datos arrojados por el modelo, al haberse encontrado registros nuevos de la especie dentro de dicho predio, sirve para la validación de este modelo (Figura 37).

El modelo de distribución para el año 2070 de *K. erecta* muestra una pérdida total de la probabilidad de ocurrencia de la especie dentro del área de modelación (FIGX) lo cual es el producto de la pérdida de las condiciones climáticas idóneas para que la especie pueda soportarse; dicha pérdida se debe a las variaciones climáticas dada a la alta concentración de CO<sub>2</sub>, colecta inmoderada y sobre pastoreo entre otras, ver Figura 38.

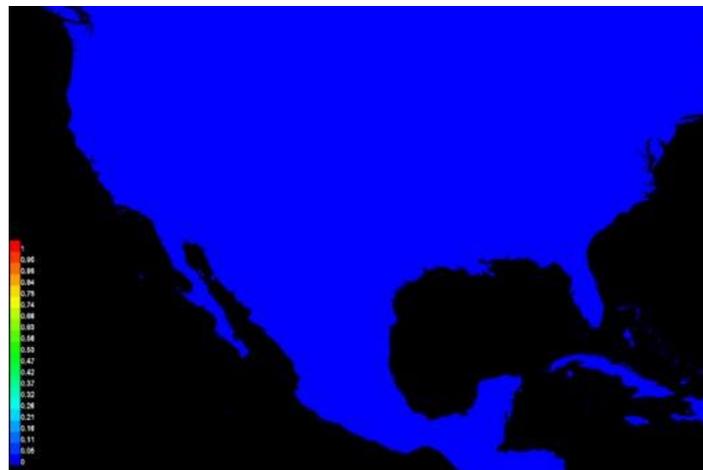


**Figura 37.** Ubicación del Rancho Las Cruces y distribución potencial de *K. erecta* en las zonas aledañas.

Cada vez es más notorio las consecuencias negativas que afectan a las especies debido al cambio climático, ya que se observan los daños en especies, porque existe una influencia sobre la biomasa en áreas geográficas, ecosistemas, nichos ecológicos

de especies que están cambiando que por consecuencia se afectan dentro de su hábitat natural (Scheldeman y Van Zonneveld, 2011), como resultado las áreas idóneas para el desarrollo de la especie, se ven amenazados, así como para muchas especies que se encuentren susceptibles y sean protegidas dependerá su supervivencia y por otra parte que su hábitat sea el más propicio y traerá como consecuencia que la especie desaparezca del ecosistema (Velásquez-Tibatá *et al.*, 2012).

Las variables ambientales utilizadas permitieron modelar las distribuciones de *K. erecta*, especie de interés con muy buenos valores de ajuste, sin embargo, en los trabajos como los de Arriaga *et al.*, (2003) y Kumar y Stohlgren (2009), se realizó el modelado espacial utilizando variables distintas, como la orientación, la radiación solar y el tipo de vegetación. Por lo tanto, para trabajos futuros de esta especie será de mayor utilidad evaluar las variables antes mencionadas para hacer un análisis más detallado. La predicción de los modelos de distribución espacial de especies/ecosistemas utilizados para proyectar el espacio geográfico-ecológico del pasado y futuro, está creando nuevas técnicas y herramientas, formando una nueva dinámica dentro de la biogeografía (Guisan y Thuiller, 2005).



**Figura 38.** Modelo de distribución potencial de *K. erecta* para el año 2070 bajo el escenario ACCESS1-0 85 RCP.

## 6.4. CONCLUSIONES

Se localizó una baja población de *K. erecta*, lo cual sugiere que se puede generar la desaparición de esta planta a mediano plazo. Las mediciones de altura y coberturas pueden ser superiores si se tuviera un mejor manejo de los agostaderos. Las especies asociadas y distribuidas en los sitios evaluados fueron herbáceas, gramíneas, arbóreas y arbustivas. De acuerdo con la época de floración, se presenta todo el año a pesar de ser una floración desfasada, las plantas silvestres no mostraron enfermedades, su mortalidad es ocasionada por termitas (*Isoptera*), la baja producción de semilla viable se puede atribuir directamente al ataque de hormigas (*Formica spp*) y al microlepidóptero perteneciente a la familia Gelechiidae. Las precipitaciones pluviales generan un cambio en los factores abióticos y bióticos que pueden propiciar la propagación de la especie en forma natural. La textura de los suelos para los sitios evaluados fue franco arenoso, mostrándose una tendencia paulatina a la salinidad por el alto contenido de carbonatos totales y empobrecimiento de materia orgánica. *Krameria erecta* es una planta hemiparásita obligada que fotosintetiza y presenta haustorios en sus raíces secundarias.

El modelo espacial demostró ser una metodología confiable para la predicción de la distribución potencial *K. erecta* para el estado de Sonora. En el estudio se caracterizó que existe una gran área de presencia, mostrando a su vez áreas aisladas de menor probabilidad de presencia de la especie. Los resultados indican que la presencia de *Krameria erecta*, se encuentra asociada al cambio en el uso de suelo, herbivorismo, vegetación asociada y a los procesos tróficos. Por otro lado, el estudio demuestra que existe una interacción en las condiciones climatológicas que en gran medida determina su distribución.

## CAPITULO 7. CONCLUSIONES GENERALES

El porcentaje de germinación de *K. erecta* es superior al 80%, por lo tanto, no se recomiendan tratamientos pregerminativos. Al presentarse semillas poliembrionícas se recomienda realizar un estudio anatómico e identificar anatómicamente su origen.

La forma de la semilla es un aquenio que protege la viabilidad por largos periodos de almacenamiento y al aplicarse tetrazolio a la semilla de *K. erecta* se obtiene un porcentaje de germinación del 95 a 97 de semillas viables, a temperaturas controladas de 25 y 30%.

La germinación *in vitro* de semillas de *K. erecta* fue del 79 al 83% utilizando concentraciones de 0.5, 1.0, 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB. Las concentraciones de 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB utilizadas en explante en yema axilar y hoja presentaron un 80% callogénesis y organogénesis incompleta a los 30 días de incubación.

Con la combinación hormonal AIB/AG<sup>3</sup>, así como la concentración de 1.5 mgL<sup>-1</sup> se garantiza la producción masiva de *K. erecta in vitro*, por lo que se recomienda realizar análisis de secuencia histológica en diferentes etapas del desarrollo organogénico, para identificar la división celular con proliferación celular activa.

Las plántulas producidas *in vitro* o *ex vitro* presentan una sobrevivencia superior al 90% a los 15 días en su hábitat silvestre y un 60% al mes. Se registró que la mortalidad de plántulas fue ocasionada por chapulines (*Brachystola spp*), grillos (*Acheta asimilis*) y larvas de *Hyles lineata*.

El valor nutricional de *K. erecta* varió entre sitios, posiblemente por la heterogeneidad del suelo y la distribución de los parches de vegetación.

En el rancho Las Cruces se registró la población más baja de *K. erecta*, lo que puede provocar su desaparición a mediano plazo, ya que las mediciones dasométricas son superiores a las reportadas por otros autores.

La época de floración de *K. erecta*, se presentó en todo el año a pesar de ser una floración desfasada, además, se registró un insecto microlepidóptero (Gelechiidae) que se alimenta del embrión de la semilla y ocasionó un daño del 20%.

El modelo espacial demostró ser una metodología confiable para la predicción de la distribución de *K. erecta* para el estado de Sonora, México, considerando los diferentes tipos de vegetación como arborescente, arbosufrutescente, matorral entre otros y suelos tanto arenosos o tipo regasol. Además, este modelo demuestra que existe una interacción entre las condiciones climatológicas, edafológicas y vegetación que de alguna forma determinan su distribución.

## CAPITULO 8. LITERATURA CITADA

- Abdelnour-Esquivel, A., Rojas, G. y U. Alfaro. 2007. Estudios preliminares para la crioconservación de especies forestales arbóreas. *Tecnología en Marcha*. 20(1): 98-103. [https://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec\\_marcha/article/view/95](https://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/view/95).
- Abdelwahd R., N. Hakam., M. Labhilili y S. Udupa. 2008. Use of an adsorbent and antioxidants to reduce the effects of leached phenolics *in vitro* plantlet regeneration of faba bean. *African Journal of Biotechnology*. 7:997-1002.
- Achard P., H. Chen., L. De Grauwe., J. Decar., H. Schoutteten., T. Moritz., D. Van Der Straeten., J. Peng y N. P. Harberd. 2006. Integration of plant responses to environmentally activated phytohormonal signals. *Science* 311:91-94.
- Achenbach, H., J. Grob., B. Bauerei, A. Dominguez X., S. Vega H., V. Star J., y C. Rombold. 1989. Neolignans and nor-neolignans from *Krameria lanceolata*. *Phytochemistry* 28(7): 1959-1962.
- Achenbach H., Grob J, Baucreb P. Domínguez X. A., Sánchez H. Verde Star J. y Rombold C., 1989. Neolignan from *Krameria sonora*” *Phytochemistry*, 28, 19-59.
- Aguilar, M., Villalobos, V., y Salgado, R. 2010. Cultivo *in vitro* de *Paulownia tomentosa*. Instituto Nacional de Investigaciones forestales, agrícolas y pecuarias. Campo experimental Uruapan, México. Recuperado el 25/09/21: [https://www.researchgate.net/publication/264825921\\_Cultivo\\_in\\_vitro\\_de\\_Paulonia\\_Paulownia\\_tomentosa](https://www.researchgate.net/publication/264825921_Cultivo_in_vitro_de_Paulonia_Paulownia_tomentosa).
- Alcántara Cortes Johan Steven, Acero Godoy Jovanna, Alcántara Cortés Jonathan David, Sánchez Mora Ruth Melida. 2019. Principales reguladores hormonales y sus interacciones en el crecimiento vegetal. *NOVA*; 17 (32): 109-129.

- Alzugaray, C., N. Carnevale, A. Salinas y R. Pioli. 2006. Calidad de semillas de *Aspidosperma quebracho-blanco* Schlecht. *Quebracho* 13: 26-35.
- AOAC.1995. (Association of Official Analytical Chemists). Official methods of analysis. 17th ed., William Horwitz editor, Washington D.C., USA.
- AOSA. Association of Official Seed Analysts. 2005. "Rules fortesting seeds". Association of Official Seed Analysts, USA. [Fecha de consulta: 05 Dic 2019]. <https://www.analyzeseeds.com/about-us/>.
- Apráez G. E, Gálvez L. A., Navia J.F. 2017. Evaluación nutricional de arbóreas y arbustivas de bosque muy seco tropical (bms- T) en producción bovina. *Rev. Cienc. Agr.* 34(1):98-107. ISSN 0120-0135. <http://dx.doi.org/10.22267/rcia.173401.66>.
- ARCGIS. 2014. Source: Esri, DigitalGlobe, GeoEye, Earthstar Geographics, CNES/Airbus DS. USDA, USCS, AeroGRID, IGN, and the Gis User Community. Software 10.1.
- Arellano Y., García E. y J. Vázquez. 2008. Estimulación de la síntesis de ADN y de proteínas del ciclo celular por auxinas durante la germinación de maíz. *Agrociencia*.42(6):637-644. <http://www.scielo.org.mx/pdf/agro/v42n6/v42n6a4.pdf>.
- Arriaga, L., A. E. Castellanos, E. Moreno y J. Alarcón. 2003. Potential ecological distribution of alien invasive species and risk assessment: a case study of buffel grass in arid región of Mexico. *Conservation Biology*. 18:1504-1514.
- Azcon-Brieto J. y Talon M. 2008. *Fisiología y Bioquímica Vegetal*. Editorial McGraw - Hill - Interamericana. 2da Ed. Madrid. 377 p. ISBN 978-84-481-5168-3.

- Azofeifa Álvaro. 2009. Problemas de oxidación y oscurecimiento de explantes cultivados in vitro. *Agronomía Mesoamericana*. 20(1): 153-175. ISSN: 1021-7444.
- Barone, J., E. Duarte y C. Luna. 2016. Determinación de la eficacia de métodos de evaluación de calidad de semillas de especies forestales nativas de la Selva Atlántica. *Quebracho-Revista de Ciencias Forestales* 24(1,2): 70-80.
- Beck M.J. & S.B. Vander Wall. 2010. Seed dispersal by scatter-hoarding rodents in arid environments. *Journal of Ecology* 98: 1300–1309. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2745.2010.01716.x>.
- Berenguer J. J., M. Garcia Lozano, I. Escobar y M. M. Tellez. 2004. Evaluación del volumen y, tiempo del uso y geometría del contenedor en cultivos en fibra de coco. Pp. 163-169. Acta VII Jornada de sustratos de la sociedad Española de Ciencias Hortícolas (SECH), Madrid.
- Bottini R, Cassán F, Piccoli P. 2004. Gibberellin production by bacteria and its involvement in plant growth promotion and yield increase. *Appl Microbiol Biotechnol.* ;65(5):497–503.
- Bisht TS, Rawat L, Chakraborty B, Yadav V. A. 2018. Recent Advances in Use of Plant Growth Regulators (PGRs) in Fruit Crops - A Review. *Int J Curr Microbiol Appl Sci.*7(05):1307–36.
- Brokamp G. 2015. Relevance and Sustainability of Wild Plant Collection in NW South America. Springer Fachmedien Wiesbaden, Alemania. 103-122. ISBN 978-3-658-08696-1.
- Brower J.B.; Zar J.H.; Von Ende C. N. 1997. Field and

Laboratory Methods for General Ecology. Mc Graw-Hill, Dubuque, pp 288. ISBN-10: 0697243583; ISBN-13: 978-0697243584.

Buitrago, V.; López, P.; Coronado, P.; Osorno, L y Fernando, L. 2004. Determinación de las características y propiedades mecánicas de papa cultivada en Colombia, Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental, vol.8, n.1 <http://dx.doi.org/10.1590/S1415-43662004000100015>.

Carini M., Aldini G., Orioli M. & Facino R.M. 2002. Antioxidant and photoprotective activity of a lipophilic extract containing neolignans from *Krameria triandra* roots. Planta Med. 68(3):193-7. <http://dx.doi.org/10.1055/s-2002-23167>.

Carmona Agudelo J. C. 2007. Effect of use of tree and shrub forage on digestive dynamics in bovines. Revista Lasallista de Investigación. 4. 40-50. ISSN:1794-4449.

Cassells A, Curry R. 2001. Oxidative stress and physiological, epigenetic and genetic variability in plant tissue culture: implications for micropropagators and genetic engineers. Plant Cell, Tissue and Organ Culture. 64:145-157. <http://dx.doi.org/10.1023/A:1010692104861>.

Castellanos , J. Z., B. Hurtado, S. Villalobos, V. Badillo, P. Vargas y S. A. Enrique. 2000. Características físicas y químicas de los suelos del estado de Guanajuato a partir de los análisis de laboratorio del CEBAJ. INIFAP, Campo Experimental Bajío. Informe de Investigación del Proyecto FGP-2000, Celaya Gto., Mexico. 40 p.

Celis Velazquez, R., Peña Valdivia, C., Luna Cavazos, M., & Aguirre, J. (2011). Caracterización morfológica de las semillas y consumo de reservas durante la emergencia de plántulas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) silvestre y

domesticado. Revista De La Facultad De Agronomía De La Universidad Del Zulia, 27(1). Retrieved from <https://produccioncientificaluz.org/index.php/agronomia/article/view/26833>

Chachalis, D.; Reddy, K.N., 2000. Factors affecting *Campsis radicans* seed germination and seedling emergence. *Weed Science*, 48, 212-216.

Chachalis, D.; Korres, N.; Khah, E.M., 2008. Factors affecting seed germination and emergence of venice mallow (*Hibiscus trionum*). *Weed Science*, 56, 509-515.

Challenger, A.; Soberón, J. 2008. Los ecosistemas terrestres. In *Capital natural de México. Vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad*. Conabio, México. pp. 87-108.

Caplin, S., Steward, F. 1949. A Technique for the Controlled Growth of Excised Plant Tissue in Liquid Media Under Aseptic Conditions. *Nature* 163, 920–921. <https://doi.org/10.1038/163920a0>

Chauhan, B S.; GILL, G.; Preston, C., 2006. Influence of environmental factors on seed germination and seedling emergence of rigid ryegrass (*Lolium rigidum*). *Weed Science*, 54, 1004-1012.

Christenhusz, M.J., Byng, J.W. 2016. The number of known plants species in the world and its annual increase. *Phytotaxa* 261(3): 201-217.

Chuine, I.; Beaubien, E.G. 2001. Phenology is a major determinant of tree species range. *Ecology Letters* 4:500-510.

Clemente, A. D. C. S., M. L. de Carvalho, R. M. Guimarães y W. M. Zeviani. 2011. Preparo das sementes de Café para avaliação da viabilidade pelo teste de

tetrazólio. Revista Brasileira de sementes 33(1): 38-44.  
<https://doi.org/10.1590/S0101-31222011000100004>.

Coletto, J. M. 1995. Crecimiento y desarrollo de las especies frutales. 2da Edición. Ediciones Mundi-Prensa. España. 157-158 pp.

Cordero, J., et al., . 2003. Árboles de Centroamérica: un manual para extensionistas. Oxford: OFI/CATIE. 1079 p.

Córdova Ana M, Cobos Marianela, Imán SA, Castro Juan C. 2014. Un método eficiente para la inducción de callos *in vitro* en *Myrciaria dubia* (Kunth) Mc Vaugh "Camu Camu". Scientia Agropecuaria. 5(1):25-34. ISSN 2077-9917.  
[http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S2077-99172014000100003&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2077-99172014000100003&lng=es&tlng=es).

Couselo, J. L. Corredoira E., Vietez A.M., y Ballester A. 2010. Aplicación del Cultivo *in vitro* de Tejidos Vegetales en Estudios de Fitorremediación. Revista Real Academia Galega de Ciencias. Volumen 29. 77-88 pp.

CONANP. 2021. México Megadiverso. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas. Disponible en: <https://www.gob.mx/conanp/articulos/mexico-megadiverso-173682>. Consultado: 24/06/2021.

COTECOCA (Comisión Técnico Consultiva de Coeficientes de Agostadero). 2002. Diagnóstico de los agostaderos del Estado de Sonora. SAGARPA. Coordinación General de Ganadería. México. p. 52.

Craviotto, R., M. Arango Perearnau y C. Gallo. 2008. Prueba Topográfica por Tetrazolio en soja. Suplemento Especial. Análisis de Semillas. Nº 1. pp 96.

- Cruz Pizarro Francisco. 2012. Micropropagación (Manual de prácticas). Universidad Nacional Autónoma de México Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. Ed. UNAM es FESC. pag. 4.
- Daquinta, M; Ramos, L; Capote, I; Lezcano, Y; Rodríguez, R; Trina, D. y Escalona, M. 2001. Micropropagación de la teca (*Tectona grandis* L.f.). Revista Forestal Centroamericana 35:25-28. <http://hdl.handle.net/11554/10038>.
- Daquinta Marcos, Ramos Luis, Capote Iris, Lezcano Yarianne, Rodriguez Romelio, Escalona Maritza. 2002. Inducción de callos y regeneración de plantas en *Tectona grandis* L. Biotecnología vegetal vol. 2: 15-19. Recuperado <https://revista.ibp.co.cu/index.php/BV/article/view/133/html>.
- De Andrade C. M.S., Valentín J. F., Vaz F. A. 2008. Growth of tropical forage grasses and legumes under shade. Pesquisa Agropecuária Brasileira. 39:263. DOI: 10.1590/S0100-204X2004000300009.
- Delgado M. F, Cuba M, Hechenleitner P, Thiers O. 2008. Propagación vegetativa de taique (*Desfontainia spinosá*) y tepa (*Laureliopsis philippiana*) con fines ornamentales. Bosque (Valdivia). 29(2):120-126. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-92002008000200004>.
- Dominguez X. A, Rombold C, Verde Star J, Achenbach H, Grob J. 1987. Hermsillol, an 8,3'-Neolignan from *Krameria sonora*. Phytochemistry. 26(6):1821-1823. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)82296-7](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)82296-7).
- Dostert Nicolas, Caceres Fatima, Brokamp Grischa y Maximilian Weigend. 2018. Propagación in situ de ratania *Krameria lappacea* (Krameriaceae): factores limitantes de la propagación natural y efectos de resiembra. Rev. peru. biol. 25(1): 029 – 034. <http://dx.doi.org/10.15381/rpb.v25i1.14345>. ISSN-L 1561-0837

- EHSA. 2018. Honduras Silvestre. Honduras: Educación Helvética S.A., Base de Datos, Honduras Silvestre, Versión 3.0, div. Animalia y Plantae, <http://www.hondurassilvestre.com/search/taxa/taxa.aspx?tsn=26756>.
- Elith, J.; Kearney, M. & Phillips, S. 2010. The art of modelling range-shifting species. *Methods in Ecology and Evolution*, vol. 1, p. 330-342. <https://doi.org/10.1111/j.2041-210X.2010.00036.x>.
- Elizalde, V., J. R. García, C. B. Peña-Valdivia, M. Ybarra, O. R. Leyva y C. Trejo. 2017. Viabilidad y germinación de semillas de *Hechtia perotensis* (Bromeliaceae). *Revista de Biología Tropical* 65(1): 153-165. DOI. <http://dx.doi.org/10.15517/rbt.v65i1.23566>.
- Espitia, C. M., C. Cardona-Ayala y H. Araméndiz-Tatis. 2017. Morfología y viabilidad de semillas de *Bombacopsis quitana* y *Anacardium excelsum*. *Cultivos Tropicales* 38(4): 75-83.
- Farjon, A. 2003. The remaining diversity of conifers. *Acta Horticulturae (ISHS)* 615: 75-89. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2003.615.5>.
- Feeley Kenneth J. & Silman Miles R. 2010. Modelling the responses of Andean and Amazonian plant species to climate change: the effects of georeferencing errors and the importance of data filtering. *Journal of Biogeography*. Vol. 37, No. 4 pp. 733-740. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2699.2009.02240.x>.
- Ferreira R, Santos P. 2012. Direct Sowing: An Alternative to the Restoration of Ecosystems of Tropical Forests. In: Sudarshana P, Nageswara-Rao M, Soneji J, editors. *Tropical Forests*. Brazil: Editorial In Tech. Croacia; p. 333-348.

- Fick, S.E. and R.J. Hijmans, 2017. WorldClim 2: new 1km spatial resolution climate surfaces for global land areas. *International Journal of Climatology* 37 (12): 4302-4315. <https://doi.org/10.1002/joc.5086>.
- Fimbres-López F., E. C. Rosas-Burgos, A. Burgos-Hernández, M. Plascencia-Jatomea, M. L. Aldana-Madrid, O. Cota-Arriola, E. A. Quintana-Obregón y M. O. Cortez-Rocha. 2016. Antifungal activity of methanolic extracts of *Jacquinia macrocarpa* and *Krameria erecta* on the growth of *Fusarium verticillioides* and effect on fumonisin production. *Revista Mexicana de Micología*. 43: 1-9. <http://doi.org/10.33885/sf.2016.3.1150>.
- Franca-Neto J. D. B. y F. C. Krzyzanowski. 2019. Tetrazolium: an important test for physiological seed quality evaluation. *Journal of Seed Science* 41(3): 359-366. <http://doi.org/10.1590/2317-1545v41n3223104>.
- Francis John K., Lowe Carol A. 2000. *Guazuma ulmifolia* Lam. Guácima. Bioecología de Árboles Nativos y Exóticos de Puerto Rico y las Indias Occidentales. New Orleans. LA: U.S.255p. [https://data.fs.usda.gov/research/pubs/iitf/Bioecologia\\_gtr15.pdf](https://data.fs.usda.gov/research/pubs/iitf/Bioecologia_gtr15.pdf).
- Funes, G., Díaz, S., & Venier, P. 2009. La temperatura como principal determinante de la germinación en especies del Chaco seco de Argentina. *Ecología Austral*, 19, 129-138.
- Garay-Arroyo A, de la Paz Sánchez M, García-Ponce B, Álvarez-Buylla E. R, Gutiérrez C. 2014. La Homeostasis de las suxinas y su Importancia en el desarrollo de *Arabidopsis Thaliana*. *REB Rev Educ bioquímica* [Internet].33(1):13–22. [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1665-19952014000100003&lng=es&nrm=iso&tlng=es](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1665-19952014000100003&lng=es&nrm=iso&tlng=es).

- García Danny E., Medina M.G. 2006. Composición química, metabolitos secundarios, valor nutritivo y aceptabilidad relativa de diez árboles forrajeros. *Rev. Zootecnia Trop.* 24(3):233-250. ISSN 0798-7269.
- García de Medina M. G., Moratinos P., Cova L.J., Torres A., Santos O., Perdomo D. 2009. Caracterización químico-nutricional de forrajes leguminosos y de otras familias botánicas empleando análisis descriptivo y multivariado. *Avances en Investigación Agropecuaria.* 13(2): 25-39. ISSN:0188789-0.
- George E. F, and Debergh P. C. 2008. *Micropropagation: Uses and Methods.* En: George EF, Hall MA, de Klerk G-J (eds) *Plant Propagation by Tissue Culture*, pp. 29-64. Springer, Dordrecht, ISBN: 978-1-4020-5005-3.
- Golubov J., Mandujano M. C., Arizaga S., Martínez-Palacios A, Koleff P. 2007. Inventarios y conservación de Agavaceae y Nolinaceae. En: Colunga García Marín P, Larqué Saavedra A, Eguiarte LE, Zizumbo-Villarreal D. (Eds.). *En lo ancestral hay futuro: del tequila, los mezcales y otros agaves.* Centro de Investigación Científica de Yucatán, A.C. Mérida, Yucatán, México. Pp. 133-152.
- Gómez C, Uribe M, Ríos D, Sánchez-Olate M. 2006. Inducción de callo embriogénico en *Eucalyptus globulus* Labill. *INCI.* 31(10).
- González-Espinosa M, Ramírez-Marcial N, Camacho-Cruz A, Holtz S, Rey-Benayas J, Parra-Vásquez M. 2007. Restauración de bosques en territorios indígenas de Chiapas: Modelos ecológicos y estrategias de acción. *Bol Soc Bot Méx.*;80:11-23.
- González-Rivas, B., M. Tibagu, Gerhardt K, G. Castro-Marín y P. C. Odén. 2009. Seed germination and seedling establishment of neotropical dry forest species in

response to temperature and light conditions. *Journal of Forestry Research*, 20(2): 99-104. <https://doi.org/10.1007/s11676-009-0018-y>.

Guerrero M., Juárez A. S., Ramírez R.G., Montoya R., Murillo M., Lao O, Cerrillo M.A. 2010. Composición química y degradabilidad de la proteína de forrajes nativos de la región semiárida del norte de México. *Rev. Cub. Cien. Agrí.* 44(2): 147-154.

Guisan Niklaus & Zimmermann E. 2000. Predictive habitat distribution models in ecology. *Ecological Modelling*. Volume 135, 147-186. [https://doi.org/10.1016/S0304-3800\(00\)00354-9](https://doi.org/10.1016/S0304-3800(00)00354-9).

Guisan, A. & Thuiller, W. Predicting species distribution: offering more than simple habitat models. 2005. *Ecology Letters*, vol. 8, p. 993-1009. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2005.00792.x>.

GBIF.org 2020 GBIF Occurrence Download <https://doi.org/10.15468/dl.jhm75j>.

Gratão P. L., Polle A., Lea P.J. y Azevedo R. A. 2005. Making the life of heavy metal-stressed plants a little easier. *Functional Plant Biology*. 32(6): 481-494. <https://doi.org/10.1071/FP05016>.

Gupta R, Chakrabarty S.K. 2013. Gibberellic acid in plant: Still a mystery unresolved. *Plant Signal Behav.* 8(9).

Hartmann, H.; D. Kester; F. Davies y R. Genere. 1997. *Plant propagation, principles, and practices*. Sixth edition. Ed. Prentice Hall, New York. 770 p.

Hartmann, H; Kester, D; Davies, F y Geneve, R. 2002. *Plant Propagation. Principles and Practices*. New Jersey, Estados Unidos. Prentice Hall. 880p.

- Hernández M., Terrazas T., Delgado-Alvarado A. y Luna-Cavazos M. 2007. Los estomas de *Myrtillocactus geometrizans* (Mart. Ex. Pfeiff.) console (Cactaceae): variación en su área de distribución. *Revista Fitotecnia Mexicana* 30:235-240.
- Hernández J.E., Franco G.F.J., Villarreal E.B.O., Aguilar L., Sorcia M.G. 2008. Identificación y preferencia de especies arbóreo-arbustivas y sus partes consumidas por el ganado caprino en la Mixteca Poblana, Tehuaxtla y Maninalcingo, México. *Zootecnia Tropical*. 26(3): 379-382.
- Hernández Yuniét, González María E. 2010. Efectos de la contaminación microbiana y oxidación fenólica en el establecimiento *in vitro* de frutales perennes. *Cultivos tropicales*. 31(4). [http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0258-59362010000400015](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362010000400015).
- Hussain A, Ahmed Qarshi I, Nazir H, Ullah I. 2012. Recent Advances in Plant in vitro Culture. Vol. 1, Intech. 221 p.
- Howell S. H, Lall S, Che P. 2003. Cytokinins and shoot development. *Trends Plant Science*. 8:453-459. [http://dx.doi.org/10.1016/S1360-1385\(03\)00191-2](http://dx.doi.org/10.1016/S1360-1385(03)00191-2).
- ICP Forests. 2006. Forest phenology. International Cooperative Programme on Assessment and Monitoring of Air Pollution Effects on Forests. Consultado 24/junio/2021. (<http://www.metla.fi/eu/icp/phenology/homepage.htm>).
- INEGI (Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática). 2007. Mapa Digital de México. Sección Edafología. (Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática). Disponible en: <https://www.inegi.org.mx/temas/edafologia/>. Consultado: 17/09/2021.
- ISTA [International Seed Testing Association]. 2019. International Rules for Seed Testing. Zurich, Switzerland: Seed Science & Technology.

- Izumi Y, Okazawa A, Bamba T, Kobayashi A, Fukusaky E. 2009. Development of a method for comprehensive and quantitative analysis of plant hormones by highly sensitive nanoflow liquid chromatography-electrospray ionization-ion trap mass spectrometry. *Analítica Chimica Acta*. 648:215-225.
- Jarnevich, C. S., y Reynolds, L. V. 2011. Challenges of predicting the potential distribution of a slow-spreading invader: a habitat suitability map for an invasive riparian tree. *Biological Invasions*, 13(1), 153–163. Eynolds. <https://doi.org/10.1007/s10530-010-9798-4>.
- Jiménez-Estrada M, Velázquez-Contreras C, Garibay-Escobar A, Sierras-Canchola D, Lapizco-Vázquez R, Ortiz-Sandoval C, Burgos-Hernández A, Robles-Zepeda R. E. 2013. *In vitro* antioxidant and antiproliferative activities of plants of the ethnopharmacopeia from northwest of Mexico. *BMC Complementary and Alternative Medicine*. 13: 329. <https://doi.org/10.1186/1472-6882-13-12>.
- Jiménez-Terry, F., y Agramonte, D. 2013. Cultivo in vitro y macropropagación como vía de sostenibilidad de la propagación de especies forestales. *Biología Vegetal*, 13(1). ISSN 2074-8647 <https://revista.ibp.co.cu/index.php/BV/article/view/89/456>.
- Jones, O. 1983. *In vitro* propagation of tree crops. 139-159 p. *In*: Miantell, S. y H. Suiter (eds). *Plant biotechnology*. Cambridge University Press, Cambridge. 582 p.
- Justiniano, M.; Fredericksen, T. 2000. Phenology of Tree Species in Bolivian Dry Forests. *Biotropica*. 32. 276-281.
- Kafkafi U. 2008. Functions of the root system. *Soilless culture: theory and practice*. Elsevier, Amsterdam, 13-40.. Amsterdam, The Netherlands. <https://dx.doi.org/10.1016/B978-044452975-6.50004-6>.

- Kamiya Y. 2010. Plant Hormones: Versatile Regulators of plant Growth and Development. Annual Review of Plant Biology. 61 Special Online Compilation.
- Kamle M, Bajpai A, Chandra R, Kalim S, Kumar R. 2011. Somatic embryogenesis for crop improvement. GEF Bull Biosci.;2(1):54–59.
- Khurana, E. y J. S. Singh. 2001. Ecology of seed and seedling growth for conservation and restoration of tropical dry forest: a review. Environmental Conservation 28(1): 39-52. <https://doi.org/10.1017/S0376892901000042>.
- Kumar S. y T. Stohlgren. 2009. Maxent modeling for predicting suitable habitat for threatened and endangered tree *Canacomyrica monticola* in New Caledonia. Journal of Ecology and Natural 1(4):94-98.
- Lakshmanan, K. K.; Ambegaokar K. B. 1984. Poliembryony, pp. 445-474. In: Embriology of Angiosperms. JOHRI, B. M. (ed.). Berlin: Springer-Verlag. New York, USA.
- Landaverde VL, López AS, Vásquez T del C. 2002. Estudio de inducción a callo embriogénico en variedades comerciales de café (*Coffea arabica*) de El Salvador [Tesis para optar el Título de Ingeniero Agrónomo]. San Salvador: Universidad de El Salvador.
- Levitus G., Echenique V., Rubinstein C., Hopp E. y Mroginski L. 2010. Biotecnología y Mejoramiento Vegetal II. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Argentina.  
[https://www.agroindustria.gob.ar/sitio/areas/escuelagro/\\_archivos/000011\\_INTA%20Biotecnologia/000000\\_Inta%20-%20B%3%Adotecnolog%C3%Ada.pdf](https://www.agroindustria.gob.ar/sitio/areas/escuelagro/_archivos/000011_INTA%20Biotecnologia/000000_Inta%20-%20B%3%Adotecnolog%C3%Ada.pdf).

- Linares-Palomino Reynaldo. 2005. Patrones de distribución espacial de árboles en un bosque estacionalmente seco del Parque Nacional Cerros de Amotape en el noroeste peruano. Rev. Peruana de biología. Vol. 12 Núm. 2. <https://doi.org/10.15381/rpb.v12i2.2405>.
- Limongi, R., Guiracocha, G. & Nieto, E. 2012. Bálsamo: *Myroxylon* spp. Especie de uso múltiple del bosque seco del Ecuador. Estación Experimental Portoviejo, Estación experimental del Litoral Sur. Programa Nacional de Forestaría. Boletín técnico No 152. INIAP-MAGAP-SENESCYT. Guayaquil: Editorial Grafiservi. 20 p.
- Litz R. E, Jarret R. L. 1991. Regeneración de plantas en el cultivo de tejidos: embriogénesis somática y organogénesis. En: Roca WM, Mroginski LA, eds. Cultivo de tejidos en la agricultura: Fundamentos y aplicaciones. Cali: CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical); pp. 143–171.
- López-Gómez P, Iracheta-Donjuan L, Castellanos-Juárez M, Méndez-López I, Sandoval-Esquivéz A, Aguirre-Medina JF, Gutiérrez-Díez A. 2010. Influencia del explante y medio de cultivo en la embriogénesis somática en hojas de café. Revista fitotecnia mexicana. 33(3):205-213.
- Lozano R. M. A. 2014. Establecimiento del banco de germoplasma *in vitro* de vainillas mexicanas. Centro de Investigaciones Tropicales. 100 p.
- Mc Auliffe J. R. y E. P. Hamerlynck. 2010. Perennial plant mortality in the Sonoran and Mojave deserts in response to severe, multi-year drought. Journal of Arid Environments 74(8): 885-896.
- Mc Caughey-Espinoza Diana M., Ayala-Astorga Gloria Irma, Velázquez-Caudillo Juvenal, Anaya-Islas Jesús y Canseco-Vilchis Eduardo. 2017. Creación de un jardín botánico y de árbol madre de arbustivas forrajeras nativas del estado de

Sonora. Rev. IDESIA (Arica), Vol. 35, no.4, p.35-45  
<https://dx.doi.org/10.4067/S0718-34292017000400035>.

Mc Caughey-Espinoza, Diana Miriam, Ayala-Astorga, Gloria Irma, Burboa-Zazueta, M. Guadalupe, Retes-López, Rafael, & Ochoa-Meza, Andrés. 2018. Uso de plantas nativas para la rehabilitación de canteras en Sonora. *Idesia (Arica)*, 36(4), 17-24. <https://dx.doi.org/10.4067/S0718-34292018005002401>.

Mc Caughey-Espinoza, Diana Miriam Mc, Ayala-Astorga, Gloria Irma, Buitimea-Cantúa, Génesis V., Buitimea-Cantúa, Nydia E., & Ochoa-Meza, Andrés. 2021. Propagación y establecimiento de citronela (*Pelargonium graveolens*) bajo malla sombra. *Idesia (Arica)*, 38(4), 109-116. <https://dx.doi.org/10.4067/S0718-34292020000400109>.

Mc Court. 1999. Genetic analysis of Hotmone signaling. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*. 50:219-243.

Mantovani, G.; Macciò, A.; Madeddu, C.; Mura, L.; Gramignano, G.; Lusso, M.; Massa, E.; Mocci, M.; Serpe, R. 2003. Antioxidant agents are effective in inducing lymphocyte progression through cell cycle in advanced cancer patients: Assessment of the most important laboratory indexes of cachexia and oxidative stress. *Journal of molecular medicine (Berlin, Germany)*. 81. 664-673.

Marrero, P., D. P. Padilla, F. Valdés y M. Nogales. 2007. Comparison of three chemical tests to assess seed viability: the seed dispersal system of the Macaronesian endemic plant *Rubia fruticosa* (Rubiaceae) as an example. *Chemoecology* 17 (1): 47-50. <http://dx.doi.org/10.1007/s00049-006-0360-x>.

Marshal, J. P., P. R. Krausman, and Bleich V. C. 2005. Rainfall, temperature, and forage dynamics affect nutritional quality of desert mule deer forage. *Rangeland*

Ecology and Management 58:360–365. [http://dx.doi.org/10.2111/1551-5028\(2005\)058\[0360:RTAFDA\]2.0.CO;2](http://dx.doi.org/10.2111/1551-5028(2005)058[0360:RTAFDA]2.0.CO;2).

Matías-Benito, L.F., Herrero Sierra N., Jiménez I. y Peñuelas Rubira J. L. 2004. Aplicación de métodos colorimétricos para la determinación de la viabilidad en semillas de *Pinus pinea*: test de tetrazolio e índigo carmín. Cuadernos de la Sociedad Española de Ciencias Forestales, 17: 23-28.

Mc Steen P. y Zhao Y. 2008. Plant Hormones and Signaling: Common Themes and New Developments. Developmental Cell. 14:467-473.

Mawdsley Jonathan R., Malley O'Robin, and Ojima A. Dennis S. 2009. Review of Climate-Change Adaptation Strategies for Wildlife Management and Biodiversity Conservation Society for Conservation Biology, Volume 23, No. 5, 1080–1089. <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2009.01264.x>.

Mennan, H.; Ngouajio, M., 2006. Seasonal cycles in germination and seedling emergence of summer and winter populations of catchweed bedstraw (*Galium aparine*) and wild mustard (*Brassica kaber*). Weed Science, 54, 114–120.

Meza, S. R.; Osuna, E. L. 2003. Estudio Dasométrico del Mezquite en la Zona de Las Pocitas, B. C. S. INIFAP, Campo Experimental Todos Santos. México. La Paz, BC, México. 52 p.

Moghaddam Gheshlagh Ahmad, Hernández-Verdugo Sergio, Rueda-Puente Edgar Omar, Soria-Ruiz Jesús, Parra-Terrazas Saúl, Pacheco-Olvera Antonio, Mafakheri Nastaran. 2017. Climate change impact on *Olneya tesota* A. Gray (Ironwood) distribution in Sonoran desert using MaxEnt Modeling approach. Journal of Wildlife and Biodiversity 1(2): 110-117.

- Montañez V., R. A., C. Y. Escudero V. y A. J. Duque M. 2010. Patrones de distribución espacial de especies arbóreas en bosques de alta montaña del departamento de Antioquia, Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía* 63(2): 5629-5638. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/refame/article/view/25051>.
- Montaño-Arias, S. A., S. L. Camargo-Ricalde, R. Grether y D. Díaz-pontones. 2015. Effect of scarification and temperature on seed germination of two Mexican species of *Mimosa* (Leguminosae-Mimosoideae). *Botanical Sciences* 93(3): 649-659. DOI. <https://doi.org/10.17129/botsci.185>.
- Morán-Palacio, E. F., L. A. Zamora-Álvarez, N. A. Stephens-Camacho, G. A. Yáñez-Farías, A. Virgen-Ortiz, O. Martínez-Cruz y J. A. Rosas-Rodríguez, 2014. Antioxidant capacity, radical scavenging kinetics and phenolic profile of methanol extracts of wild plants of Southern Sonora, Mexico. *Tropical Journal of Pharmaceutical Research* 13(9): 1487-1493. <https://doi.org/10.4314/tjpr.v13i9.15>.
- Moreno-Álvarez, M. T., L. F. Benito-Matías, N. H. Sierra, S.D. Lerena y J. L. P. Rubira. 2001. Estudio de nuevos métodos de determinación de la viabilidad de las semillas forestales: Test de electroconductividad e índigo carmín. Comparación con el test del tetrazolio y su aplicación a *Pinus pinaster* y *Pinus halepensis*. *Actas del III Congreso Forestal Español* Mesa 3: 653-658.
- Morgado, I.F.; Carneiro, J.; Leles, P.; Barroso, D. 2000. Resíduos agroindustriais prensados como substrato para a produção de mudas de cana-de-açúcar *Sci. Agric.* vol.57 (4). Piracicaba. <https://doi.org/10.1590/S0103-90162000000400017>.
- Mock, M. C., Martin, R. C. y D. W. W. Mok. 2000. Cytokinin Biosynthesis, metabolism and perception, in vitro cell. 36:102-107.

- Mork D. W. S. and Mork M. C. 2001. Cytokinin metabolism and action. *Annu. Rev. Plant. Physiol.* Vol. 82:59-118.
- Muñoz E., Pupiales S., Navia J. 2011. Evaluación del estado actual del nitrógeno en el arreglo silvopastoril (*Alnus jorullensis* H. B. &K) kikuyo (*Pennisetum clandestinum* Hochst ex *Pennisetum clandestinum* Hochst ex Chiov.). *Revista de Ciencias Agrícolas.* 28(1):161–175
- Negreros-Castillo Patricia, Apodaca-Martínez Maribel y Mize Carl W. 2010. Efecto de sustrato y densidad en la calidad de plántulas de cedro, caoba y roble. *Madera y Bosques* 16 (2) 7-18
- Ocampo, F., y Núñez, V. 2007. Propagación in vitro de guayaba (*Psidium guajaba*), mediante organogénesis directa a partir de segmentos nodales. *Ciencia y tecnología agropecuaria.* Revista ICA. Bogotá. Vol. 8 Núm. 1. [https://doi.org/10.21930/rcta.vol8\\_num1\\_art:79](https://doi.org/10.21930/rcta.vol8_num1_art:79).
- Ochoa-Meza A, Esqueda M, Fernández-Valle R, Herrera-Peraza R. 2009. Variación estacional de hongos micorrízicos arbusculares asociados con *Agave angustifolia* Haw. en la Sierra Sonorense, México. *Revista Fitotecnia Mexicana.* 32:189-199.
- OECD. 2016. Common bean (*Phaseolus vulgaris*), in *Safety Assessment of Transgenic Organisms in the Environment.* Volumen 6: OECD Consensus Documents, OECD Publishing. Paris. <http://dx.doi.org/10.1787/9789264253421-7>
- Ojeda A., Obispo N., Canelones C., Muñoz D. 2012. Selección de especies leñosas por vacunos en silvo-pastoreo de un bosque semicaducifolio en Venezuela. *Archivos de Zootecnia.* 61(235):355 - 365. <http://dx.doi.org/10.4321/S0004-05922012000300004>.

- Omeja P, Chapman C, Obua J, Lwanga J, Jacob A, Wanyama F, Mugenyi R. 2011. Intensive tree planting facilitates tropical forest biodiversity and biomass accumulation in Kibale National Park, Uganda. *For Ecol Manage*; 261:703- 709. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foreco.2010.11.029>.
- Orlikowska T, Nowak K, Reed B. 2017. Bacteria in the plant tissue culture environment. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*. 128(3):487-508. <https://doi.org/10.1007/s11240-016-1144-9>.
- Ortega-Huerta, M. A., y Peterson, A. T. 2008. Modeling ecological niches and predicting geographic distributions: a test of six presence-only methods. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 79, 205-216. [https://www.researchgate.net/publication/230709975\\_Modeling\\_ecological\\_niches\\_and\\_predicting\\_geographic\\_distributions\\_A\\_test\\_of\\_six\\_presence-only\\_methods](https://www.researchgate.net/publication/230709975_Modeling_ecological_niches_and_predicting_geographic_distributions_A_test_of_six_presence-only_methods)
- Ortega Jorge Aguirre. 2013. Características Nutricionales de Algunas Leñosas Forrajeras. *Rev. Abanico Veterinario* 3(3) ISSN 2007-4204.
- Orskov E.R. 2005. Silvopastoral systems: technical, environmental and socio-economic challenges. *Rev. Est. Experiment. Pas. Forr.* 28 (1): 5-9. ISSN: 0864-0394.
- Padalia, H., Srivastava, V., y Kushwaha, S. P. S. 2014. Modeling potential invasion range of alien invasive species, *Hyptis suaveolens* (L.) Poit. in india: Comparison of MaxEnt and GARP. *Ecological Informatics*, 22, 36–43. <https://doi.org/10.1016/j.ecoinf.2014.04.002>.
- Passioura, J. B. 2002. Soil conditions and plant growth. *Plant Cell Environ* 25 (2), 311-318. <http://dx.doi.org/10.1046/j.0016-8025.2001.00802.x>.

- Payares-Díaz Iris Rocío, Mario-Contreras Oscar Armando, Medrano-Vélez Manuel Antonio y Millán-Romero Euriel. 2014. Germinación y Desarrollo de Plántulas de *Myroxylon balsamum* (L.) Harms en el Departamento de Sucre. Colombia Forestal. 17. 193-201. <https://dx.doi.org/2010.14483/udistrital.jour.colomb.for.2014.2.a05>.
- Peña-Valdivia, C. B., J. R. García N., J. R. Aguirre R., Ma. C. Ybarra-Moncada, and M. López H. 2011. Variation in physical and chemical characteristics of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) grain along a domestication gradient. Chem. Biod. 8: 2211-2225. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201100102>.
- Pérez, J., Mesén, F., Hilje, L., y Aguilar, M. 2001. Método de micropropagación aplicable a genotipos selectos de *Cedrela odorata*. Costa Rica. Revista forestal centroamericana 46-47. 148-151y ambientales. Pag. 67-71. [https://www.researchgate.net/publication/242168756\\_Desarrollo\\_de\\_un\\_metodo\\_de\\_micropropagacion\\_aplicable\\_a\\_genotipos\\_selectos\\_de\\_Cedrela\\_odorata\\_L\\_Optimizacion\\_de\\_la\\_fase\\_de\\_multiplicacion](https://www.researchgate.net/publication/242168756_Desarrollo_de_un_metodo_de_micropropagacion_aplicable_a_genotipos_selectos_de_Cedrela_odorata_L_Optimizacion_de_la_fase_de_multiplicacion).
- Pérez M, Hernández C, Teresa M, Delgado M. 2009. Expresión transitoria GUS en callos de arroz (var. J-104) mediante la optimización de las condiciones de cultivo *in vitro*. Rev. Colomb. Biotecnol. 11(2):75-84. ISSN 0123-3475.
- Pérez Bravo, Y.; Reyes Quintana, R., Ríos Albuerne, C. 2017. Dasometric variables related to the productivity of *Acacia mangium* Willd. Centro Agrícola, 44(2): 14-21.
- Perozo-Bravo, A., Ramírez-Villalobos M., Gómez-Degraves, A. y Buitrago-Rueda, N. 2006. Germinación y caracterización morfológica de plántulas de merey (*Anacardium occidentale* L.) tipo Amarillo. Revista de la Facultad de Agronomía, 23 (1), 17-27.

- Petit Aldana J., Casanova Lugo F y Solorio Sánchez F.J. 2009. Fodder tree species in association to improve productivity and nutrients cycling. *Agricultura Técnica en México*. 35(1).
- Pinto T. L. F., J. M. Filho, V. A. Forti, C. D. Carvalho y F.G. Gomes Junior. 2009. Avaliação da viabilidade de sementes de pinhão manso pelos testes de tetrazólio e de raios X. *Revista Brasileira de Sementes* 31(2): 195-201. DOI. [https://doi.org/ 10.1590/S0101-31222009000200023](https://doi.org/10.1590/S0101-31222009000200023).
- Pinto-Ruiz R., Hernández D., Gómez H., Cobos A., Quiroga R., Pezo D. 2010. Árboles forrajeros de tres regiones ganaderas de Chiapas, México: Usos y características nutricionales. *Uni-ciencia*. 26(1):19-31. ISSN: 0188789-0.
- Pizzani P., Matute I., De Martino G., Arias A., Godoy S., Pereira L., Palma J., Rengifo M. 2006. Composición fitoquímica y nutricional de algunos frutos de árboles de interés forrajero de los llanos centrales de Venezuela. *Rev. Fac. Cienc. Vet.* 47(2):105-113. ISSN: 0258-6576.
- Pompa-García, Marín, Rodríguez-Flores, Felipa J., Aguirre-Salado, Carlos A., & Miranda-Aragón, Liliana. 2013. Influencia de la evaporación en el crecimiento forestal. *Agrociencia*, 47(8),829-836. [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1405-31952013000800007&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952013000800007&lng=es&tlng=es).
- Pompeu Georgia G, Vitorello P, Azevedo V. 2008. Antioxidant isoenzyme responses to nickel-induced stress in tobacco cell suspension culture. *Sciencia Agricola*. 65: 548-552. <http://dx.doi.org/10.1590/S0103-90162008000500015>.
- Porcel de Fernández, Norma D.; Urueña, Raquel; Gaudio de Allori, María C.; Cecilia de Castillo, Marta E. 2013. Bactericidia de hipoclorito de sodio sobre

*Staphylococcus cohnii* productor de biofilm en una fábrica Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana, vol. 47, núm. 4, pp. 693-700

Portillo B., Razz-García R.C., Marin M., Araujo-Febres O. 2009. Dinámica de crecimiento en plantas de añil dulce (*Indigofera hirsuta* L.). Archivos latinoamericanos de Producción Animal. 17(3-4): 91-96.

Phillips, S., Dudík, M., y Schapire, R. 2004. Proceedings of the Twenty-First International Conference on Machine Learning, pages 655-662. [https://www.cs.princeton.edu/~schapire/papers/maxent\\_icml.pdf](https://www.cs.princeton.edu/~schapire/papers/maxent_icml.pdf).

Phillips Steven J., Anderson Robert P. y Schapire Robert E. 2005. Maximum entropy modeling of species geographic distributions. Ecological Modelling. Volume 190, Issues 3–4, 25, Pages 231–259, <https://doi.org/10.1016/j.ecolmodel.2005.03.026>.

Phillips S. J., Anderson, R. P. y Schapire, R. E. 2006. Maximum entropy modeling of species geographic distributions. Ecological Modelling, 190(3-4), 231-259. <https://doi.org/10.1016/j.ecolmodel.2005.03.026>.

Phillips S. J., y Dudik M. 2008. Modeling of species distributions with Maxent: new extensions and a comprehensive evaluation. Ecography, 31, 161{Á}175. <https://doi.org/10.1111/j.0906-7590.2008.5203.x>.

Pliscoff, Patricio, & Fuentes-Castillo, Taryn. 2011. Modelación de la distribución de especies y ecosistemas en el tiempo y en el espacio: una revisión de las nuevas herramientas y enfoques disponibles. Revista de geografía Norte Grande, 48, 61-79. <https://dx.doi.org/10.4067/S0718-34022011000100005>.

Preece J.E., Sutter E. G. 1991. Acclimatization of micropropagated plants to the greenhouse and field. In: Debergh P.C., Zimmerman R.H. (eds)

- Micropropagation. Springer, Dordrecht. [https://doi.org/10.1007/978-94-009-2075-0\\_5](https://doi.org/10.1007/978-94-009-2075-0_5).
- Price, H. J., & Smith, R. H. 1979. Somatic Embryogenesis in Suspension Cultures of *Gossypium klotzschianum* Anderss. *Planta*, 145(3), 305–307. <http://www.jstor.org/stable/23373939>
- Prieto, M. J., G. F. Prieto, C. N. Hernández, S. J. L. Domínguez y G. A. D. Román. 2011. Métodos comparativos del poder germinativo en *Hordeum distichon* L. calidad maltera. *Multiciencias* 11(2): 121-128.
- Rao, N.K., J. Hanson, M. E. Dulloo, K. Ghosh, D. Novell y M. Larinde. 2007. Manual para el manejo de semillas en bancos de germoplasma. Roma, Italia: Biodiversity International. 182 p.
- Radice S. 2010. Morfogénesis. En: Levitus G, Echenique V, Rubinstein C, Hopp E, Mroginski L, eds. *Biotechnología y Mejoramiento Vegetal II*. Buenos Aires: INTA; pp. 26–33.
- Reinert J., 1959. Über die kontrolle der morphogenese und die induktion van adventivembryonen an gewebeulturen aus karotten, *Planta*, 53: 318-333.
- Ren J., L. Tao & X.-M. Liuz. 2002. Effect of sand burial depth on seed germination and seed ling emergence of *Calligonum L.* species. *Journal of Arid Environments* 51: 603–611. <https://doi.org/10.1006/jare.2001.0979>.
- Richardson David M. & Whittake Robert J. R. 2010. Conservation biogeography foundations, concepts and challenges. *Diversity and Distributions*,) 16, 313–320. <https://doi.org/10.1111/j.1472-4642.2010.00660.x>.

- Roca, W.M. y Mroginski L.A. 1991. Cultivo de Tejidos en la Agricultura: Fundamentos y Aplicaciones. Cali, Colombia. Centro Internacional de Agricultura Tropical. (Publicación CIAT no. 151). 969 p.
- Rödder, D., Kielgast, J., Bielby, J., Schmidlein, S., Bosch, J., Garner, T. W. J., Lötters, S. 2009. Global amphibian extinction risk assessment for the panzootic chytrid fungus. *Diversity*, 1(1), 52–66. <https://doi.org/10.3390/d1010052>
- Rodríguez F.G., Roncallo F.B. 2013. Producción de forraje y respuesta de cabras en crecimiento en arreglos silvopastoriles basados en *Guazuma ulmifolia*, *Leucaena leucocephala* y *Crescentia cujete*. *Rev. Alimentación y nutrición animal*. 14(1):77-89. ISSN 0122-8706.
- Rodríguez Beraud M. M, Latsague Vidal M. I, Chacón Fuentes M. A, Astorga Brevis P. K. 2014. Inducción in vitro de callogénesis y organogénesis indirecta a partir de explantes de cotiledón, hipocótilo y hoja en *Ugni molinae*. *Bosque (Valdivia)*. 35(1):111-118. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-92002014000100011>.
- Rodriguez-Arevalo, I., E. Mattana, L. Garcia, U. Liu, R. Lira, P. Davila, A. Hudson, H.W. Pritchard y T. Ulian. 2017. Conserving seeds of useful wild plants in Mexico: main issues and recommendations. *Genetic Resources and Crop Evolution* 64(6): 1141-1190. <https://doi.org/10.1007/s10722-016-0427-7>.
- Rojas, G. S., García, L. J. y Alarcón R.M. 2003. Propagación Asexual de Plantas: Conceptos Básicos y experiencias con especies amazónicas. 1era Edición. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. 8-9 pp.
- Romero, S. J. M. y C. Pérez-Ruiz. 2016a. Rasgos morfológicos regenerativos en una comunidad de especies leñosas en un bosque seco tropical tumbesino. *Revista de Biología Tropical* 64(2): 859-873. <http://dx.doi.org/10.15517/rbt.v64i2.20090>.

- Romero, S. J. M. y C. Pérez-Ruiz. 2016b. Rasgos morfológicos de semillas y su implicación en la conservación *ex situ* de especies leñosas en los bosques secos Tumbesinos. Revista Ecosistema 25(2): 59-65. <http://doi.org/10.7818/ECOS.2016.25-2.07>.
- Ruiz T.E., Castillo E., Alonso J., Febles G. 2006. Factores del manejo para estabilizar la producción de biomasa con leguminosas en el trópico. Avances en investigaciones agropecuarias. 10(1):3-20. ISSN: 0188-7890.
- SAGARPA (Secretaría de Ganadería Agricultura, Rural, Pesca y Alimentación). 2010. Diagnóstico Sectorial Agropecuario, Pesquero y Recursos Naturales del Estado de Sonora. Pp. 52. [http://smye.info/pagina/documentos/sistemas/eval2014/resultados2014/PDF2/SON/Disgnostico\\_20\\_octubre\\_2010.pdf](http://smye.info/pagina/documentos/sistemas/eval2014/resultados2014/PDF2/SON/Disgnostico_20_octubre_2010.pdf).
- Sakhanokho HF, Zipf A, Rajasekaran K, Saha S, Sharma G. C. 2001. Induction of highly embryogenic calli and plant regeneration in Upland (*Gossypium hirsutum* L.) and Pima (*Gossypium barbadense* L.) cottons. Crop Sci.;41:1235–1240.
- Sakakibara H. 2006. Cytokinins: Activity, Biosynthesis, and Translocation. Annual Review of Plant Biology. 57:341-449.
- Salazar, S. A. y G. O. Cancino. 2012. Evaluación del efecto de dos suplementos orgánicos en la germinación in vitro de orquídeas nativas de la provincia de Pamplona Colombia. Revista Colombiana de Biotecnología 14(1): 53-59.
- Salazar, S. A. y E. A. Botello Delgado. 2018. Viabilidad de semillas de *Glycine max* (L.) utilizando la prueba de tetrazolio. Revista de Investigación Agraria y Ambiental 9(2): 89-98 <http://doi.org/10.22490/21456453.2270>.

- Salazar-Cerezo S, Martínez-Montiel N, García-Sánchez J, Pérez-y-Terrón R, Martínez-Contreras R. D. 2018. Gibberellin biosynthesis and metabolism: A convergent route for plants, fungi and bacteria. *Microbiol Res.*; 208:85–98. Available from: <https://doi.org/10.1016/j.micres.2018.01.010> 9.
- Salisbury F. B. y Ross C. W. 2000. *Fisiología de las plantas, 2. Bioquímica vegetal*. Ed. Paraninfo Thomson Learning Madrid. 523 p.
- Salgado, R. 2014. La Propagación de Plantas *in vitro* un Éxito Biotecnológico. Obtenido de [Htp www.sabermas.umich.mx/.../153-la-micropropagacion-deplantas-in-vitro-un-exito](http://www.sabermas.umich.mx/.../153-la-micropropagacion-deplantas-in-vitro-un-exito).
- Sánchez. S. y O. Murillo. 2004. Desarrollo de un método para controlar la calidad de producción de plántulas en viveros forestales: Estudio de caso con ciprés (*Cupressus lusitanica*). *Agronomía Costarricense* 28(2):95-106. <https://www.redalyc.org/html/436/43628209/>
- Sanon H.O., Kabore-Zoungrana C., Ledin I. 2008. Nutritive value and voluntary feed intake by goats of three browse fodder species in the Sahelian zone of West Africa. *Animal Feed Science and Technology*. 144:1–2. <http://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2007.10.004>.
- Sathyanarayana, B.N. y Varghese, D.B. 2007. *Plant tissue culture Practices and new experimental protocols*. I.K. International Publishing House. 1era edition. 35 p.
- Segura, J. 1993. Morfogénesis *in vitro*. pp. 240-325. En: Azcón-Bieto J. y M. Talón (eds.). *Fisiología y bioquímica vegetal*. Editorial McGraw Hill-Interamericana, Madrid. 581 p.
- Sarmiento, M. B, A. C. S. D. Silva, F. A. Villela, K. L. D. Santos, L. C. P. D. Mattos 2013. Teste de tetrazólio para avaliação da qualidade fisiológica em sementes

de Goiabeiraserrana (*Acca sellowiana* O. Berg Burret). Revista Brasileira de Fruticultura 35(1): 270-276. <http://doi.org/10.1590/S0100-29452013000100031>.

Sedgley M. and Griffin A. R. 1989. Sexual Reproduction of Tree Crops. Academic Press; London. UK; 378. ISBN-13:978-0126344707.

Seemann, P. 1993. Utilización de técnicas de micropropagación. In: Barriga, P. y Neira, M. (eds). Avances en Producción y Sanidad Vegetal. Valdivia, Chile. Universidad Austral de Chile, Instituto de Producción y Sanidad Vegetal. pp: 87-109.

Seneviratne Sonia. I. 2012. Historical drought trends revisited. Nature 491: 338-339. <https://doi.org/10.1038/491338a>.

Serrano, C. H., E. S. Camacho y A. O. López Adelaida. 2000. Morfología de semillas, germinación y desarrollo postemergente de tres especies del género polianthes L. (agavaceae). Boletín de la Sociedad Botánica de México 66: 55-65. <https://doi.org/10.17129/botsci.1611>.

Silva L. C, Paiva R, Silva D. P. C, Barbosa S, Herrera R. C, Davide LC, Paiva P.D.O. 2012. Characterization of Pro-embryogenic calli and somatic embryogenesis of *Byrsonima intermedia* A. Juss. J Agric Sci Technol. 2:962–970

Simpson B. B. 1989. Krameriaceae. In Flora Neotropica. The New York Botanical Garden: New York, New York, Usa Illus Maps Paper li+108 <https://eurekamag.com/research/031/466/031466331.php>.

Simpson B. B. y Salywon A. 1999. Families of the vascular Plant of Krameria. Journal of the Arizona-Nevada Academy of Science. 32(1):57. ISSN: 1931-3616.

- Simpson B. B, Weeks A, Helfgott D. M, Larkin L. L. 2004. Species relationships in *Krameria* (Krameriaceae) based on ITS sequences and morphology: implications for character utility and biogeography. *Systematic Botany*. 29: 97-108. <https://doi.org/10.1600/036364404772974013>.
- Simpson B. B. 2016. Krameriaceae Dumortier In *Flora of North America* Editorial Committee (Eds.) *Flora of North America North of Mexico, Volume 12: Magnoliophyta: Vitaceae to Garryaceae*. New York and Oxford.
- Soto, G.J.L. y Valiengo, V.S. 2011. Prueba de la conductividad eléctrica en la evaluación fisiológica de la calidad de semillas en *Zeyheria tuberculosa*. *Bosque* 3: 197-202
- Scheldeman, Xavier; Van Zonneveld Maarten. 2011. *Manual de Capacitación en Análisis Espacial de Diversidad y Distribución de Plantas*. Bioversity International, Roma, Italia. 186 pp. ISBN 978-92-9043-908-0.
- Sherry, R. A.; Zhou, X.; Gu, S.; Arnone III, J. A.; Schimel, D. S.; Verburg, P. S.; Wallace, L. L. Luo, Y. 2007. Divergence of reproductive phenology under climate warming. *PNAS* 104(1):198-202.
- Shreve, F. and Wiggins. 1964. *Vegetation and Flora of Sonoran Desert*. Stanford University Press. Stanford, U. S. A. Tomo 2 pp. 918.
- Shiram V, V Kumar, M Shitole. 2008. Indirect organogenesis and plant regeneration in *Helicteres isora* L., an important medicinal plant. *In vitro Cellular and Developmental Biology Plant*. 44:186. <https://doi.org/10.1007/s11627-008-9108-3>.

- Shrivastava, A. y S. Roy. 2012. Callus multiplication of a medicinally important vegetable *Luffa cylindrica*. *International Journal of Pharma and Bio Sciences*. 3(3):526 – 531.
- Smith P.M. y Atkins CA. 2002. Purine biosynthesis: Big in cell division, even bigger in nitrogen assimilation. *Plant Physiology*. 128:793-802. <https://doi.org/10.1104/pp.010912>.
- Smith R. 2012. *Plant tissue culture: Techniques and experiments*. Londres, UK. Academic Press Elsevier. Pp. 208. ISBN:978-0-12-415920-4.
- Srivastava L. 2002. *Plant growth and development. Hormones and environment*. Academic Press Elsevier Science. London. 772 p.
- Statistical Analysis System, [SAS Institute Inc]. 2011. JMP versión 9.0.1. *Statistical Discovery*. From SAS. USA: Author. A Business Unit of SAS Campus Drive Cary, NC 27513.
- Steven J. Phillips, Miroslav Dudík, Robert E. Schapire. 2017. Maxent software for modeling species niches and distributions (Version 3.4.1). Available from url: [http://biodiversityinformatics.amnh.org/open\\_source/maxent/](http://biodiversityinformatics.amnh.org/open_source/maxent/).
- Tabiyeh D, Bernard F, Shacker H. 2006. Investigation of glutathione, salicylic acid and GA3 effects on browning in *pistacia vera* shoot tips culture. *Acta Horticulturae*. 726: 201- 204. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2006.726.31>.
- Talora Custódio, D.; Morellato C., P. 2000. Fenología de especies arbóreas em floresta de planície litorânea do sudeste do Brasil. *Brazilian Journal of Botany*,23(1): 13-26.

- Takao, S., T. B. de Souza, C. C. Custódio, N. B. M. Neto. 2017. Refining the tetrazolium test for evaluation of *Cattleya labiata* and *C. tigrina* seeds viability. *Australian Journal of Crop Science* 11(10): 1320-1326. <http://doi.org/10.21475/ajcs.17.11.10.pne606>.
- Tang W, Newton R. 2004. Increase of polyphenol oxidase and decrease of polyamines correlate with tissue browning in Virginia pine (*Pinus virginiana* Mill.). *Plant Science*. 167: 621-628. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2004.05.024> .
- Tian H, Xu Y, Liu S, Jin D, Zhang J, Duan L, et al. 2017. Synthesis of gibberellic acid derivatives and their effects on plant growth. *Molecules*.;22(5):2– 11.
- Titus, J. H., R. S. Nowak, and S. D. Smith. 2002. Soil resource heterogeneity in the Mojave Desert. *Arid Environ*. 52: 269 292
- Torres-González, L., Muñoz-Espinosa L. E., Rivas-Estilla A.M., Trujillo-Murillo K., Salazar-Aranda R., Waksman de Torres N., Cordero-Pérez P. 2011. Protective effect of four Mexican plants against CCl<sub>4</sub>-induced damage on the Huh7 human hepatoma cell line. *Annals of Hepatology* 10: 73-79. [https://doi.org/10.1016/S1665-2681\(19\)31590-X](https://doi.org/10.1016/S1665-2681(19)31590-X).
- Toyes-Vargas Eduardo Alberto, Murillo-Amador Bernardo, Espinoza-Villavicencio José Luis, Carreón-Palau Laura, & Palacios-Espinosa Alejandro. 2013. Composición química y precursores de ácidos vaccénico y ruménico en especies forrajeras en Baja California Sur, México. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 4(3), 373-386.
- Thorpe T. A, Joy R. W, Leung D. W. 1986. Starch turnover in shoot-forming tobacco callus. *Physiol Plant*.66:58–62.

- Trigiano R. N, Gray D. J. 2011. Plant tissue culture, development, and biotechnology. Eds. CRC Press Boca Raton, Florida, USA. Pp. 359-364. ISBN 9781420083262. <https://doi.org/10.1201/9781439896143>.
- Turner R, Brown D. 1994. Sonoran desert scrub. En: D Brown (ed.). Biotic communities: Southwestern United States and northwestern Mexico. University of Utah Press, Salt Lake City, Utah. Pp. 181–221.
- Turner, R. M.; Brown D. E. 1982. Sonoran Desert scrub. Pp. 181-221. En: D. E. Brown, ed. Biotic communities of the American Southwest-United States and Mexico. Desert Plants. Special Issue, 4, 1-4.
- Ueguchi-Tanaka M, Nakajima M, Motoyuki A, Matsuota M. 2007. Gibberellin receptor and its role in gibberellin signaling in plants. Annual Review of Plant Biology 58:183-98.
- Umboh, M. I. J. 1988. Tissue culture of some important tropical trees at Biotrop Laboratory. Biotrop Spec. Publ N° 35. Bogor (Indonesia): SEAMEO-BIOTROP, p. 77-86. ISSN: 0125-975X.
- Valdez-Eleuterio, Gerardo, Uscanga-Mortera, Ebandro, Kohashi-Shibata, Josué, García-Nava, Rodolfo, Martínez-Moreno, David, Torres-García, Jesús y García-Esteva, Antonio. 2015. Tamaño de semilla, granulometría del sustrato y profundidad de siembra en el vigor de semilla y plántula de dos malezas. *Agrociencia*, 49(8), 899-915. [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1405-31952015000800007&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1405-31952015000800007&lng=es&tlng=es).
- Van Staden J, Fennell C, Taylor N. 2006. Plant stress in vitro: the role of phytohormones. *Acta Horticulturae*. 725:55-62. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2006.725.2>.

- Vega-Celedón P, Canchignia Martínez H, González M, Seeger M. 2016. Biosynthesis of indole-3-acetic acid and plant growth promoting by bacteria. *Cultiv Trop.*;37(especial):33–9.
- Velázquez Caudillo Juvenal. 1996. Importancia del Valor Nutricional de las Especies Forrajeras de Sonora. Patronato del Centro de Investigaciones Pecuarias del estado de Sonora A. C. (PATROCIPES) publicación clave P97001. pp 1-41.
- Velásquez-Tibatá Jorge; Salaman Paul; Graham Catherine H. 2012. Effects of climate change on species distribution, community structure, and conservation of birds in protected areas in Colombia. *Reg Environ Change*, <https://doi.org/10.1007/s10113-012-0329-y>.
- Victoria J. A. 2006. Viabilidad en tetrazolio de semillas de caléndula y eneldo. *Acta Agronómica* 55(1): 31-41.
- Vílchez, B.; Rocha O. 2004. Fenología y biología reproductiva del nazareno (*Peltogyne purpurea* Pittier) en un bosque intervenido de la Península de Osa, Costa Rica, América Central. *Kurú: Rev. For.* 1: 1-14. ISSN-e 2215-2504.
- Vílchez-Alvarado, B.; Chazdon, R. L.; Redondo-Brenes, A. 2012. Fenología reproductiva de cinco especies forestales del Bosque Secundario Tropical. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú*,1(2): 1-10.
- Villarreal-García L. E., A. Oranday-Cardenas, M. A. Garza-Ramos, C. Rivas-Morales, M. J. Verde-Star, J. A. Gómez-Treviño y V. Torres-de la Cruz. 2014. Neulignanos de *Krameria ramosissima* (A. Gray) S. Watson con actividad contra *Porphyromonas gingivalis*, evaluación citotóxica y mutagenica. *Revista Mexicana de Ciencia Farmacéutica* 45(2): 69-76.

- Wallach, R. and Raviv, M. 2005. The dependence of moisture-tension relationship and water availability on irrigation frequency in containerized growing medium. *Acta Hortic.* 697, 293-300 <https://dx.doi.org/10.17660/ActaHortic.2005.697.36>.
- Weigend, M.; Dostert, N. 2008. Manejo sustentable de ratania en Perú. WELEDA AG - GTZ. Berlín Alemania. 19p.
- Yamaguchi S. y Kamiya Y. 2000. Gibberellin biosynthesis: its regulation by endogenous and environmental signals. *Plants Cell Physiology* 41:251-257
- Yaya, L; Rodríguez, O; Usaquén, W; Chaparro, A. 2005. Inducción de organogénesis indirecta de Abarco (*Cariniana pyriformis* Miers.). *Revista Agronomía Colombiana*. Volumen 23, N° 1. Bogotá, Pp 50-54 <http://www.revistas.unal.edu.co/index.php/agrocol/article/view/19903>.
- Yong JWH, Ge L, Ng YF, Tan SN. 2009. The Chemical Composition and Biological Properties of Coconut (*Cocos nucifera* L.) Water. *Molecules*;14(12):5144–64. Available from: <http://www.mdpi.com/1420-3049/14/12/5144/>.

## CAPITULO 9. ANEXOS

Abanico Agroforestal. Enero-Diciembre 2020; 2:1-13. <http://dx.doi.org/10.37114/abaagrof/2020.5>

Artículo Original. Recibido: 06/12/2019. Aceptado: 15/04/2020. Publicado: 25/04/2020.

### Inducción *in vitro* de callogénesis y organogénesis en explantes de *Krameria erecta* Willd

*In vitro* induction of callogenesis and organogenesis in explants of *Krameria erecta* Willd

Mc-Caughey-Espinoza Diana<sup>\*1</sup> , Reyes-Olivas Álvaro<sup>1</sup> , Ayala-Astorga Gloria<sup>2</sup> , Lugo-García Gabriel<sup>1</sup> , Ochoa-Meza Andrés<sup>3</sup> , Pacheco-Olvera Antonio<sup>4</sup> 

<sup>1</sup>Colegio de Ciencias Agropecuarias, Facultad de Agricultura del Valle del Fuerte, Universidad Autónoma de Sinaloa, México. <sup>2</sup>Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. <sup>3</sup>Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora, México. <sup>4</sup>Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Sinaloa, México. [diana.mccaughey@unison.mx](mailto:diana.mccaughey@unison.mx), [alreo.uas@gmail.com](mailto:alreo.uas@gmail.com), [gloria.ayala@unison.mx](mailto:gloria.ayala@unison.mx), [gabriel\\_lugo9010@hotmail.com](mailto:gabriel_lugo9010@hotmail.com), [andres.ochoa@unison.mx](mailto:andres.ochoa@unison.mx) y [apontoniopo345@gmail.com](mailto:apontoniopo345@gmail.com)

#### RESUMEN

El objetivo de la presente investigación fue evaluar *in vitro* la germinación e inducción de callogénesis y organogénesis en explantes de *Krameria erecta*. El medio de cultivo utilizado fue WPM/50 a la mitad de sales y conformado de vitaminas, sacarosa y ácido indolbutírico (IAB), en concentraciones (0, 0.5, 1.0, 1.5 y 2 mgL<sup>-1</sup>). Los explantes fueron incubados en ambiente controlado de 25°C y foto período de 16 horas luz. El diseño experimental fue completamente aleatorizado con un arreglo factorial de 5x3 con un ANDEVA ( $P < 0.05$ ) y la prueba de media de Tukey. La germinación *in vitro* no presentó diferencias significativas mostrando de un 79 a 83%. Se presentaron diferencias significativas en altura de plántulas, las concentraciones de 1.5 y 2.0 mgL<sup>-1</sup> de AIB fueron superiores con 11.60 a 11.65 cm. La altura y ancho de callo en yema axilar y hoja se presentaron diferencias significativas en concentraciones de 1.0 y 2 mgL<sup>-1</sup> de AIB. En lo que respecta al número de raíz en hoja fue de 0.50 a 2.50, mostrándose diferencias significativas en las concentraciones, en yema axilar no se presentó raíz por lo tanto no se presentaron diferencias significativas. En contaminación no se presentaron diferencias significativas presentado abajo del 12.50%. de acuerdo la desinfección con alcohol e hipoclorito de sodio (NaClO) no se presentó oxidación en semillas, pero si en yema axilar y hojas.

**Palabras clave:** cultivo de tejido, ácido indolbutírico, explantes y *Krameria erecta*

#### ABSTRACT

The objective of the present investigation was to evaluate *in vitro* the germination and induction of callogenesis and organogenesis in explants of *Krameria erecta*. The culture medium used was WPM / 50 with half the salts and made up of vitamins, sucrose and indolebutyric acid (IAB), in concentrations (0, 0.5, 1.0, 1.5 and 2 mgL<sup>-1</sup>). The explants were incubated in a controlled environment of 25 ° C and photo period of 16 light hours. The experimental design was completely randomized with a 5x3 factorial arrangement with an ANDEVA ( $P < 0.05$ ) and the Tukey mean test. *In vitro* germination did not present significant differences, showing from 79 to 83%. There were significant differences in seedling height, the concentrations of 1.5 and 2.0 mgL<sup>-1</sup> of AIB were higher with 11.60 to 11.65 cm. The height and width of callus in axillary bud and leaf presented significant differences in concentrations of 1.0 and 2 mgL<sup>-1</sup> of AIB. Regarding the number of root in the leaf it was from 0.50 to 2.50, showing significant differences in the concentrations, in the axillary bud there was no root, therefore there were no significant differences. In contamination, there were no significant differences presented below 12.50%. According to the disinfection with alcohol and sodium hypochlorite (NaClO), there was no oxidation in seeds, but in axillary bud and leaves.

**Keywords:** tissue culture, indolebutyric acid, explants and *Krameria erecta*.

Figura 39. Primera hoja de la publicación del tercer capítulo.

Abanico Veterinario. Enero-Diciembre 2019; 9:1-12. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2019.923>

Artículo Original. Recibido: 02/01/2019. Aceptado: 25/09/2019. Publicado: 05/11/2019.

## Análisis químico proximal de *Krameria erecta* del Estado de Sonora Proximal chemical analysis of *Krameria erecta* from the Sonora State

Diana Mc-Caughey-Espinoza<sup>\*1</sup>, Álvaro Reyes-Olivas<sup>1</sup>, Gloria Ayala-Astorga<sup>2</sup>,  
Gabriel Lugo-García<sup>1</sup>, Andrés Ochoa-Meza<sup>3</sup>, Antonio Pacheco-Olvera<sup>4</sup>

<sup>1</sup>Colegio de Ciencias Agropecuarias, Escuela Superior de Agricultura del Valle del Fuerte, Universidad Autónoma de Sinaloa, México. <sup>2</sup>Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora, Sonora, México. <sup>3</sup>Departamento de Agricultura y Ganadería de la Universidad de Sonora, Sonora, México. <sup>4</sup>Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Sinaloa, México. \*Autor responsable y de correspondencia: Mc Caughey-Espinoza, Diana Miriam, Colegio de Ciencias Agropecuarias, Escuela Superior de Agricultura del Valle del Fuerte, Universidad Autónoma de Sinaloa, Calle 16 Av. Japaraqui S/N. 81110, Juan José Ríos, Ahome, Sinaloa, México. [diana.mccaughey@unison.mx](mailto:diana.mccaughey@unison.mx), [alreo.uas@gmail.com](mailto:alreo.uas@gmail.com), [gloria.ayala@unison.mx](mailto:gloria.ayala@unison.mx), [gabriel\\_lugo9010@hotmail.com](mailto:gabriel_lugo9010@hotmail.com), [andres.ochoa@unison.mx](mailto:andres.ochoa@unison.mx), [apontoniopo345@gmail.com](mailto:apontoniopo345@gmail.com).

### RESUMEN

El cóсахui del sur (*Krameria erecta*) es un arbusto perenne que se encuentra en las zonas áridas y semi-áridas, de los estados de Sonora, Sinaloa, Chihuahua y Baja California Norte. Por ser una planta apetecible por los animales domésticos y silvestres, se determinó el valor nutricional de *Krameria erecta*, ubicada en un tipo de matorral arbosufrutescente del Estado de Sonora, evaluándose la colecta de cuatro épocas del año, en cuatro sitios de 2,500 m<sup>2</sup> cada uno. Los resultados demuestran que existen diferencias significativas entre las épocas de colecta en el contenido de proteína cruda (7.46 a 13.42%). Los contenidos de extracto etéreo fueron diferentes entre los sitios de colecta y época (p<0.05) por otra parte también presentaron diferencias significativas entre época de colecta y sitios (p<0.05) en materia seca con 71.2 a 87.3%, excepto en invierno y primavera, de igual manera se presentaron diferencias significativas en humedad (12.7 a 28.8%), en cenizas se presentaron diferencias significativas en la época de colecta (p<0.05) de 7.41 a 13.3%, en lo que respecta a fibra cruda se mostró diferencias significativas en la época de colecta pero no entre los sitios con 23.78 a 32.82%, en calcio no se mostró diferencias significativas entre en la poca de colecta de verano, otoño e invierno con valores de 0.05 a 1.33% y fósforo también presento diferencias significativas entre la época de colecta (p<0.05) pero no entre los sitios con 0.06 a 0.09%.

**Palabras Clave:** ganado, plantas nativas, contenido nutricional.

### ABSTRACT

The southern cóсахui (*Krameria erecta*) is a perennial shrub found in the arid and semi-arid zones of the states of Sonora, Sinaloa, Chihuahua and Baja California North. For being a plant desirable for domestic and wild animals, the nutritional value of *Krameria erecta* was determined, located in a type of scrub arbosufrutescente of the State of Sonora, evaluating the collection of four seasons of the year, in four sites of 2,500 m<sup>2</sup> each. The results show that there are significant differences between the times of collection in the crude protein content (7.46 to 13.42%). The ethereal extract contents were different between the collection sites and the season (p <0.05), on the other hand they also presented significant differences between collection season and sites (p<0.05) in dry matter with 71.2 to 87.3%, except in winter and spring, in the same way there were significant differences in humidity (12.7 to 28.8%), in ashes there were significant differences in the time of collection (p<0.05) from 7.41 to 13.3%, with respect to raw fiber differences were shown significant at the time of collection but not between the sites with 23.78 to 32.82%, in calcium there was no significant difference between the collection of summer, autumn and winter with values of 0.05 to 1.33% and phosphorus also presented significant differences between the collection time (p<0.05) but not between the sites with 0.06 to 0.09%.

**Keywords:** cattle, native plants, nutritional content.

Figura 40. Primera hoja de la publicación del quinto capítulo.