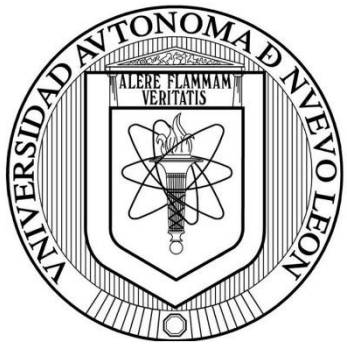
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES



ANÁLISIS DE LA GERMINACIÓN DE UNA ESPECIE DE CACTÁCEA AMENAZADA DEL SUR DEL ESTADO DE NUEVO LEÓN, MÉXICO

POR:

PAOLA GUADALUPE MELÉNDEZ ALFARO

Como requisito parcial para obtener el grado de

MAESTRÍA EN CIENCIAS FORESTALES

DICIEMBRE 2023

ANÁLISIS DE LA GERMINACIÓN DE UNA ESPECIE DE CACTÁCEA AMENAZADA DEL SUR DEL ESTADO DE NUEVO LEÓN, MÉXICO

Aprobación de Tesis

Dr. José Israel Yerena Yamallel

Director

Dr. Luis Rocha Domínguez

Codirector

Dr. Eduardo Alanís Rodríguez

Asesor

Dr. Fortunato Garza Ocañas

Asesor

Diciembre, 2023

AGRADECIMEINTOS

Al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT) agradezco la beca otorgada para que pudiera completar mi formación como Maestra en Ciencias Forestales, en la Facultad de Ciencias Forestales.

A la Facultad de Ciencias Forestales de la UANL, al Posgrado en Ciencias Forestales y a la Dirección General de Estudios de Posgrado, por permitirme ser parte de su alumnado.

A mi comité de tesis, al Dr. Luis Rocha Domínguez por su gran apoyo en la realización de este estudio, por siempre estar a disposición para aclarar cualquier duda y alentándome a esforzarme más cada día para tener un mejor desarrollo académico.

Al Doctor Israel Yerena Yamallel por brindarme su apoyo y disposición ante cualquier duda, así como la aportación de excelentes sugerencias que complementaron el presente estudio.

Al Doctor Eduardo Alanís Rodríguez por formar parte de mi comité de tesis y estar siempre dispuesto a brindarme su apoyo en cualquier momento.

Al Doctor Fortunato Garza Ocañas por formar parte de mi comité de tesis, y por su gran disposición a apoyarme en la realización del presente estudio.

A mis padres por siempre apoyarme en todo, alentándome siempre a seguir esforzándome, además de su apoyo incondicional con las visitas a campo en la realización de esta investigación.

A mi novio Eusebio Torres por apoyarme en todo, dándome siempre esa motivación para seguir esforzándome cada día por ser mejor, por cada palabra de aliento que me dio, impulsándome a seguir y no rendirme ante las situaciones difíciles, además de su apoyo en cada una de las visitas a campo para la realización de esta tesis.

A mis amigos y compañeros de la Maestría en Ciencias, Alejandra, Vero, Yazmin, Karely, Mata y Alexis por cada risa y cada momento compartido, por su compañerismo y su gran amistad, por cada palabra de aliento en los momentos más difíciles que me ayudaban a seguir esforzando.

II-. DEDICATORIA

A Dios por permitirme llegar a esta etapa de mi vida, por su gran bendición a lo largo de mi carrera y por permitir que siga cumpliendo cada una de mis metas.

A mi abuelita:

La señora Evelia García Calderón, mi segunda madre, que ya no se encuentra en esta vida terrenal pero que siempre estará en mi corazón y la recordare a cada momento, a ella dedico esta tesis, a ella que en vida fue un gran ejemplo para mí, inculcándome buenos valores, siempre alentándome a ser mejor y esforzarme por lo que yo deseaba, que con su sabiduría me enseñó a ser quien soy hoy, siempre demostrándome su gran cariño y amor, enseñándome el camino de la vida, siempre dándome fuerzas para seguir esforzándome cada día por cumplir mis sueños y metas, a ella dedico esta meta cumplida, con gran cariño, hasta el cielo.

A mis padres, Manuel Meléndez y Rosio Alfaro, por ser un ejemplo de vida, por su apoyo incondicional, por enseñarme que con esfuerzo se logran las metas, por impulsarme a seguir adelante, por el gran sacrificio que hicieron por darme siempre lo mejor y por esas grandes palabras de aliento cuando las necesite.

A mi hermana Anel por darme siempre las fuerzas y alentarme a seguir adelante en cada una de mis metas y propósitos.

A mi novio por su gran amor y paciencia, siempre brindándome su gran apoyo en todo momento, siempre alentándome a ser mejor y por siempre confiar plenamente en mi para cumplir cada meta que yo me proponga.

A mi familia, mis primos, tíos y mi abuelo, por cada una de sus sabias palabras y su gran apoyo siempre y a lo largo de toda la maestría.

ÍNDICE

1.- INTRODUCCIÓN 1
2.- ANTECEDENTES 2
2.1.- Aspectos generales de la familia Cactaceae 2
2.2.- *Turbinicarpus zaragosae* 3
2.3.- Importancia 4
2.4.- Problemas de conservación 4
2.5.- Colecta y comercio ilegal 5
2.6.- Estrategias para la conservación de la biodiversidad 6
2.7.- Cactáceas y cambio climático 6
2.8.- Germinación de cactáceas 8
3.- JUSTIFICACIÓN 11
4.- HIPÓTESIS 12
5.- OBJETIVOS 12
5.1.-Objetivo General 12
5.2.-Objetivos específicos 12
6.- MATERIAL Y METODOS 13
6.1.- Localización del área de estudio 13
6.2.- Material utilizado 14
6.3.- Colecta de semilla 14
6.4.- Desinfección de semillas 14
6.5.- Prueba de la semilla flotante o "ocupada" 14
6.6.- Aplicación de tratamiento pregerminativo 15
6.7.- Establecimiento de las semillas *in vitro* 15
6.8.- Establecimiento de semillas en su área natural 15
6.9.- Calculo de las variables evaluadas 16
6.10.- Análisis estadístico 16

7.0.- RESULTADOS 17
7.1.- Germinación *in vitro* 17
7.1.1.- Variable inicio de germinación 17
7.1.2.- Velocidad de germinación 18
7.1.3.- Variable porcentaje de germinación 19
7.1.4.- Variable finalización de la germinación 21
7.2.- Germinación en campo 21
7.2.1.- Variable inicio de la germinación 21
7.2.2.- Variable velocidad de germinación 22
7.2.3. Variable porcentaje de germinación 23
7.2.4.- Variable finalización de la germinación 25
8.0.- Análisis estadísticos 25
8.1.-Prueba estadística para la germinación *in vitro* 25
8.2.- Prueba estadística para germinación en campo 25
9.- DISCUSIÓN 26
10.- CONCLUSIÓN 29
11.- REFERENCIAS 30
12.- ANEXOS 39

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación del área de estudio ……13

Figura 2. Inicio de la germinación *in vitro* de *Turbinicarpus zaragosae*…….17

Figura 3. Número de semillas germinadas *in vitro* de *Turbinicarpus zaragosae* por tiempo de inmersión……18

Figura 4. Velocidad de germinación de *Turbinicarpus zaragosae* ……..18

Figura 5. Velocidad de germinación de *Turbinicarpus zaragosae* por tiempo de inmersión ……19

Figura 6. Porcentaje de germinación de *Turbinicarpus zaragosae* por tiempo de inmersión (AG_3)……20

Figura 7. Porcentaje de germinación general *in vitro* ……20

Figura 8. Inicio de germinación en campo de *Turbinicarpus zaragosae* ……21

Figura 9. Número de semillas germinadas en campo por tiempo de inmersión..22

Figura 10. Velocidad de germinación por día de *Turbinicarpus zaragosae*…….22

Figura 11. Velocidad de germinación de *Turbinicarpus zaragosae* por tiempo de inmersión……23

Figura 12. Porcentaje de germinación de *Turbinicarpus zaragosae* por tiempo de inmersión (AG_3)……24

Figura 13. Porcentaje de germinación total en campo……24

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Prueba de Kruskal -Wallis……25

Tabla 2. Prueba de chi cuadrado de Pearson……..…25

RESUMEN

El objetivo fue evaluar la germinación de la especie *Turbinicarpus zaragosae* en laboratorio (*in vitro*) y en campo en el área de distribución natural. Se colectaron 200 semillas a las cuales se les aplicó un tratamiento pregerminativo el cual consiste en la escarificación con ácido giberélico sumergiéndolas a diferentes tiempos de inmersión, posteriormente, 100 semillas se colocaron en cajas Petri y las otras se establecieron en su respectivo tipo de suelo en su medio natural, siendo el municipio de Zaragoza, Nuevo León. Se determinaron las variables: inicio de germinación, velocidad de germinación, días al final de la germinación y porcentaje de la germinación. El mejor tiempo de inmersión para la germinación en laboratorio es de 90 segundos donde mostró un mayor porcentaje (75%) y velocidad de germinación (0.0053). Para el ensayo en campo los valores más altos en porcentaje de germinación (45%) se presentó en los tiempos de 60 y 120 segundos y el de velocidad de germinación se mostró en el tiempo de 120 segundos, lo cual nos indica que el tratamiento en ácido giberélico es una buena opción para acelerar el proceso de germinación.

ABSTRACT

The objective of this study was to evaluate the germination of the species *Turbinicarpus zaragosae* in the laboratory (in vitro) and in the field in its natural distribution area. Two hundred seeds were collected, and pre-germination treatment was applied, which consisted of scarification with gibberellic acid, immersing them at different immersion times. Subsequently, 100 seeds were placed in Petri dishes and the others were established in their respective soil type in their natural environment, in the municipality of Zaragoza, Nuevo Leon. The following variables were determined: germination initiation, germination speed, days to the end of germination and germination percentage. The best immersion time for germination in the laboratory was 90 seconds, which showed a higher percentage (75%) and germination speed (0.0053). For the field trial, the highest values in percentage of germination (45%) were presented in the times of 60 and 120 seconds and the germination speed were presented in the time of 120 seconds, which indicates that the gibberellic acid treatment is a good option to accelerate the germination process.

1.- INTRODUCCIÓN

México es el país con mayor cantidad de cactáceas, las cuales están distribuidas exclusivamente en las regiones de zonas áridas y semiáridas. Esta familia tiene un valor cultural, social, económico y ecológico, debido a esto se les ha dado distintos usos como: alimento, forraje, medicinal, cercos vivos y ornamentales, todo esto ha provocado una disminución de sus poblaciones a causa del comercio y la recolección ilegal. Los miembros de esta familia poseen características tanto biológicas y ecológicas que las hacen vulnerables a cuantiosos factores de perturbación natural y antropogénica, se presentan en áreas de distribución concreta y están limitadas a ambientes muy específicos (Villanueva *et al*., 2016).

Los individuos de esta familia ocupan el primer lugar en la lista de la Convención sobre Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES, 2011) y en la International Union for Conservation of Nature (IUCN, 2016). Aproximadamente la cantidad de 260 especies de cactáceas mexicanas se encuentran en la Lista Roja (Sánchez-Mejorada, 1982; Hunt, 1999; Martínez-Ávalos, 2007; IUCN, 2016). Como resultado de la extracción excesiva de cactáceas de su hábitat natural, se ha tenido la necesidad de implementar alternativas para su preservación o bien incrementar su tasa de producción por medio de la propagación por semillas, esquejes, brotes y vástagos los cuales son considerados como métodos habituales (Arredondo, 2002).

De igual manera, también se han realizado estrategias encaminadas a conservar la diversidad genética de diferentes especies de cactáceas en estatus de conservación mediante la implementación de tratamientos pregerminativos para la germinación in vitro, los cuales han sido exitosos y de gran ayuda en la conservación del material genético (Guillén-Trujillo *et al.,* 2020).

2.- ANTECEDENTES

2.1.- Aspectos generales de la familia Cactaceae

Las cactáceas son plantas dicotiledóneas con tamaños desde muy pequeñas hasta grandes, son mayormente solitarias y llamativas. La familia Cactaceae es originaria de América, desde Canadá hasta la Patagonia y desde la isla Fernando de Noronha hasta las Galápagos. Se encuentran principalmente en las zonas áridas y semiáridas, siendo México el país con la mayor concentración y un alto índice de endemismo (78%) (Hernández & Godínez, 1994). Esta familia comprende alrededor de 1430 especies (Hunt *et al.,* 2006), que se localizan principalmente en áreas secas, semiáridas, tropicales y subtropicales del continente americano. México se destaca como uno de los lugares clave para la evolución de las cactáceas, albergando un total de 660 especies, de las cuales el 78% (517 especies) son endémicas del país (Ortega-Baes & Godinez-Alvarez, 2006). El desierto Chihuahuense tiene una notable diversidad de cactáceas, alberga 324 especies pertenecientes a 39 géneros, lo que representa el 78% de los géneros y el 59% de las especies de cactáceas registradas en el país (Hernández *et al.,* 2004).

El Desierto de Sonora y el Valle de Tehuacán-Cuicatlán son importantes centros de diversidad de cactáceas en México (Gómez-Hinostrosa & Hernández, 2000). En el desierto Chihuahuense, los estados más ricos en especies son San Luis Potosí, Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, Querétaro y Guanajuato. Las cactáceas desarrollan adaptaciones en respuesta al medio árido, la adaptación más evidente es la capacidad de almacenar y conservar el agua en sus tejidos (Sánchez-Mejorada, 1982). A lo largo de su evolución y adaptación a las condiciones climáticas, las cactáceas transforman su morfología y fisiología, además presentan un metabolismo CAM conocido como Metabolismo Acido de las Crasuláceas, realizan los procesos fotosintéticos durante la noche cuando la temperatura es menor, evitando así la deshidratación (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1978; Hernández, 2006). Debido a estas particularidades, las cactáceas son un conjunto de plantas altamente apreciadas por su valor ornamental, lo que las ha convertido en una de las familias más deseables y

endémicas en el desierto chihuahuense en la actualidad (Becerra, 2000). Esta familia se ha adaptado a diversos tipos de vegetación a excepción de la acuática, teniendo un mayor desarrollo en el matorral xerófilo (Fitz & Anderson, 1997; González, 2015) donde las condiciones ambientales son más o menos extremas (Bravo-Hollis & Scheinvar, 1999). Villaseñor (2003) obtuvo que esta familia a nivel mundial registra cerca de 100 géneros de los cuales en México están presentes 74, es decir que, en nuestro país, del total de especies, se localizan del 50 al 70 %, asimismo esta familia cuenta con 239 variedades o subespecies.

2.2.- *Turbinicarpus zaragosae*

El género *Turbinicarpus* (Backeb.) Buxb. Et Backeb pertenece a la familia Cactaceae (Butterworth *et al.,* 2002) y comprende cerca de 30 especies (Hunt, 2006). Aun así, presenta variaciones morfológicas muy claras (Mosco, 2009), según estudios taxonómicos del género, se revelan constantes cambios a nivel de infra especies (Anderson, 1986; Donati & Zenovello, 2004; Sotomayor *et al.,* 2004). *Turbinicarpus zaragosae* es una planta solitaria, perenne carnosa y globosa, mide hasta 15 cm de alto y 5 cm de ancho, con un color azul verdoso con ápice lanoso, posee un tallo globular a cilíndrico con areolas lanosas en la zona de floración, cuenta con una semi-raiz unida al tallo por un cuello delgado, tiene flores en forma de embudo delgado, de color amarillo pálido a violeta, de 18-20 mm de largo con la nervadura central más oscura, de 15 -30 mm de ancho y 1-2 cm de largo, su época de floración es de primavera a verano y sus frutos son marrón verdoso y pequeños, es una especie endémica del estado de Nuevo León. Crece generalmente en regiones desérticas y semidesérticas de México, a menudo en suelos rocosos o arenosos. Se encuentra en altitudes de 1,200 a 1,700 metros sobre el nivel del mar, crece junto con las especies *Thelocactus conothelos* y *Neolloydia conoidea*. Su distribución es en un área restringida de suelos yesosos cerca de Zaragoza, Nuevo León, México (LLIFLE, 2005).

2.3.- Importancia

Las cactáceas son de gran importancia en el entorno ecológico, ya que, fungen como hábitat y fuente de alimento para la fauna silvestre, de igual manera actúan como una barrera natural para prevenir la erosión por lluvias y viento en las zonas áridas (Olguín, 1994; SAGARPA, 2023).

Desde tiempos antiguos, las cactáceas han tenido un rol fundamental en el proceso cultural y económico de México, siendo indispensable en la alimentación, medicina, construcción y fabricación de diversos productos de uso cotidiano (Scheinvar, 1982). El papel de las cactáceas en el desarrollo cultural es de gran importancia, ya que, en el año 1325 en un islote en el lago de Texcoco, Tenoch y los nueve caudillos aztecas encontraron un águila posada en un nopal devorando una serpiente, lo que dio lugar a la fundación de la ciudad de Tenochtitlan (Valencia *et al*., 2018). Desde el siglo XVI, la imagen del nopal ha formado parte de los símbolos patrios de México, como el Escudo Nacional (González *et al.,* 2001). Actualmente las cactáceas siguen siendo ampliamente utilizadas en la construcción de cercas vivas, como forraje, alimento, plantas medicinales y de uso ornamental, de igual manera para obtención de fibras, dulces, colorantes y bebidas. En la actualidad, el uso de las cactáceas como plantas de ornato ha cobrado una particular importancia, por lo cual ha sido la razón del desarrollo de diversos establecimientos comerciales dedicados a su producción y venta. Siendo los países más desarrollados en la producción comercial: Japón, Holanda, Bélgica, Inglaterra, Francia, Italia, España y Estados Unidos de América (Bravo-Hollis & Sánchez-Mejorada, 1991).

2.4.- Problemas de conservación

La disminución de las poblaciones naturales de cactáceas se debe a la alteración o modificación de su hábitat, así como a la recolección excesiva y colecta ilegal (Sánchez-Martínez *et al.,* 1995).

En este aspecto, surge un gran desafío en cuanto a la protección y conservación de las cactáceas debido a su complejidad, porque la mayoría de las especies amenazadas se encuentran en poblaciones pequeñas y una distribución

restringida, o son especies recién descubiertas, lo que resulta en una falta de información sobre su biología. Además, la recolección ilegal se ha convertido en una seria amenaza para esta familia, lo que incrementa la vulnerabilidad y el riesgo de extinción de estas especies (González, 2015). Estas amenazas para las poblaciones de plantas suelen surgir principalmente a la alteración del terreno con propósitos urbanos, agrícolas y ganaderos (Fitz & Anderson, 1997). De la misma manera, la familia Cactaceae enfrenta amenazas relacionadas con la contaminación industrial, vehicular, modificación de los cursos de agua naturales y la erosión del suelo. Asimismo, la extracción ilegal de cactáceas de su entorno natural para incorporarlas en colecciones conduce a una significativa disminución en las poblaciones silvestres (Glass, 1998). Estos factores, combinados con el lento crecimiento y la baja capacidad de recuperación de las poblaciones naturales, convierte a las cactáceas en un conjunto taxonómico con un elevado número de especies clasificadas en las categorías o estatus de amenazada o en peligro de extinción (Jiménez-Sierra, 2011).

Un ejemplo de esto es que en la NOM-059-SEMARNAT-2010 se contabilizan 255 taxa que incluyen especies (239) y subespecies (16) que se encuentran en alguna categoría de riesgo como: sujetas a protección especial, amenazadas, en peligro de extinción y probablemente extintas del medio silvestre. De igual manera, la IUCN también enumera 65 especies mexicanas en su lista roja (Arias *et al.,* 2005). Los ecosistemas de regiones áridas son particularmente frágiles y su restauración es un proceso lento. Es por lo que, la mejor forma para la conservación de las cactáceas es preservar su hábitat (Vovides & Gómez-Pompa, 1977).

2.5.- Colecta y comercio ilegal

Las cactáceas son valoradas como plantas ornamentales por su belleza y capacidad de hibridación, lo que ha llevado a una alta demanda legal e ilegal en su propagación, importación y comercio (Domínguez & Domínguez, 1976). Según Benítez y Dávila (2002) la recolección legal de semillas e individuos de cactáceas tiene como principal objetivo satisfacer la demanda del mercado

internacional, específicamente en Estados Unidos, Japón y Europa. Esta alta demanda, junto con las características biológicas de las cactáceas, las convierte en una de las familias más amenazadas a nivel mundial (Bárcenas, 2006). Según Challenger (1998) cada año se extraen 100,000 ejemplares de los ecosistemas áridos del norte de México para ser exportados a Estados Unidos, en 1989, se exportaron 75,183 cactos vivos, de los cuales 35,000 pertenecían a especies en categoría de riesgo (en peligro de extinción) o sobreexplotadas, además menciona que, en los años 1990 y 1991, la Aduana Mexicana evito la exportación ilegal de 700,000 cactos, de los cuales se confiscaron 30,000 en tan solo un día.

2.6.- Estrategias para la conservación de la biodiversidad

Existen dos métodos de conservación de los recursos genéticos, propuesto por Ford-Lloyd & Jackson (1986) y Primack (2000): la conservación *in situ* y la conservación *ex situ*.

La conservación *in situ* está encaminada a la preservación del medio silvestre o hábitat natural y las especies que en ellos se encuentran con la finalidad de proteger la diversidad genética y su dinámica dentro de las poblaciones (Heywood & Stuart, 1992) por lo cual, se plantea el establecimiento de partes y reservas de la biosfera. Por otro lado, la conservación *ex situ* se desarrolla fuera del hábitat natural de las especies y se considera como complemento y apoyo a los esfuerzos de la conservación *in situ* (Sánchez-Martínez *et al.,* 1995). Es decir, está orientado a prevenir la extinción de especies bajo condiciones artificiales y supervisión humana. Comprende el establecimiento de jardines botánicos, bancos de germoplasma y colecciones de cultivo de tejidos (Primack, 2000, 2002), de tal modo que es posible preservar parte de la diversidad genética de especies que están en riesgo.

2.7.- Cactáceas y cambio climático

El cambio climático es un fenómeno que ha venido afectando nuestro planeta de manera significativa, se refiere a los cambios a largo plazo de los patrones climáticos, incluyendo las variaciones de temperatura promedio de la Tierra, al igual que la precipitación y frecuencia de fenómenos naturales. Estos últimos son

provocados total o parcialmente por el aumento en la concentración de gases de efecto invernadero en la atmosfera, principalmente el CO_2 relacionado directa o indirectamente con actividades humanas como el uso de combustibles fósiles y deforestación (González-Elizondo *et al.,* 2003). La concentración de CO_2 atmosférico ha aumentado en los últimos 250 años, los modelos generales de circulación indican que parece existir una correlación entre el calentamiento global y el aumento de gases de invernadero.

Estudios recientes indican que en la actualidad existen claras evidencias de que el cambio climático está teniendo efectos sobre las especies de animales y plantas (González-Elizondo *et al*., 2003). A pesar de la gran extensión de zonas áridas y semiáridas en el mundo, existen pocos estudios enfocados en evaluar los efectos del cambio climático sobre la diversidad de estas zonas (Parmesan, 2006). El cambio climático tiene un impacto significativo en las cactáceas en términos de su incidencia y germinación (Mclntosh *et al.,* 2019).

Las cactáceas son plantas que se han adaptado a entornos áridos y semiáridos a lo largo del tiempo por lo que son muy sensibles a las alteraciones en las condiciones climáticas (Jiménez-Sierra, 2011), se ven afectadas por el aumento de la temperatura ya que el cambio climático se asocia con el aumento de estas en muchas regiones, lo que puede afectar debido a que las temperaturas altas pueden provocar estrés hídrico y su capacidad para conservar la humedad se ve comprometida, además que, pueden dañar la estructura y reducir su capacidad de fotosíntesis (Ballesteros & González, 2007).

El cambio climático puede aumentar la frecuencia y duración de las sequias, lo que representa un desafío particular para las cactáceas ya que son especies adaptadas a la escasez de agua (UCC, 2021), a pesar de estar adaptadas se merma su capacidad de supervivencia. También provoca cambios en los patrones de lluvia, de la cual, las cactáceas dependen en gran medida para su germinación y crecimiento (Sabogal, 2015).

El cambio climático también induce el desplazamiento de hábitat, ya que a medida que las condiciones climáticas cambian, algunas especies de cactáceas

pueden verse forzadas a desplazarse hacia áreas con condiciones más adecuadas (Dawson *et al.,* 2011). Sin embargo, esto puede ser un desafío, ya que las cactáceas a menudo tienen rangos de distribución limitados y pueden enfrentar barreras geográficas que dificultan su migración (Guzmán *et al.,* 2003). En resumidas palabras, el cambio climático representa una amenaza para la diversidad y la germinación de las cactáceas al alterar las condiciones ambientales a las que están adaptadas. Las temperaturas más altas, las sequias prolongadas, los cambios en los patrones de lluvia afectan la capacidad de estas plantas para sobrevivir y reproducirse en su entorno natural.

2.8.- Germinación de cactáceas

La germinación es el proceso fisiológico que comienza con la absorción de agua por la semilla y finaliza con la aparición de la radícula (Bewley & Black, 1994), incluye ciertos eventos como: respiración, hidratación de proteínas, cambios estructurales subcelulares y elongación celular (Manz *et al.,* 2005). No todas las semillas germinan fácilmente, algunas presentan latencia lo cual impide la rápida germinación, para ello requieren un manejo especial donde muchas veces se incluye un tratamiento a la semilla (Camacho-Morfín,1994). Debido a la presencia de la latencia en la semilla, no todas pueden germinar, aun colocadas bajo condiciones favorables de germinación, según Doria (2010), existen varias causas que determinan la dormancia de las semillas, una de ellas es la presencia de embriones fisiológicamente inmaduros, la resistencia mecánica de las cubiertas seminales o la impermeabilidad de estas.

La dormancia de las semillas es considerada una estrategia común en plantas que habitan en ambientes impredecibles y difíciles, como regiones áridas y semiáridas (Jurado & Moles, 2003).

Existen diferentes métodos para que las semillas pierdan su latencia y germinen, ya sea por medio de tratamientos de escarificación mecánica o química que de algún modo simulan los procesos naturales bajo los que las semillas pierden latencia en campo y para los que están adaptadas (Pérez-Pérez, 2007). El uso

de tratamientos para romper la latencia provoca que las semillas presenten una buena respuesta y porcentaje de germinación (FAO, 1991).

Es común emplear escarificación química con sustancias como el ácido sulfúrico y clorhídrico concentrado, esto crea un proceso de aireación exotérmica (FAO, 1991). Según Navarro et al. (2010) en un estudio realizado sobre *Albizia lebbeck*, con inmersiones de 10 minutos, señalan que estas técnicas pueden tener éxito en los resultados debido a las características particulares de la semilla. Tanaka-Oda et al. (2009) estudiaron el efecto de diferentes tratamientos con ácido sulfúrico sobre semillas de *Sabina vulgaris* ant., concluyeron que la mejor tasa de germinación se obtuvo con la inmersión por 120 minutos y una temperatura de incubación de 25º y 30º C.

Rodríguez-Ruíz et al. (2018) realizaron un estudio de *Ferocactus pilosus* especie de biznaga en peligro de extinción mediante un ensayo *in vitro* con el fin de analizar el efecto de tratamientos químicos y reguladores de crecimiento, obtuvieron un 82% de germinación usando el ácido sulfúrico.

Rojas-Aréchiga y Vázquez-Yunes (2000) mencionan que el uso de ácido giberélico ($C_{19}H_{22}O_6$) puede incrementar el porcentaje de germinación en algunas cactáceas.

Amador-Alférez et al. (2013) evaluaron el efecto de tres reguladores de crecimiento vegetal sobre la respuesta germinativa en las especies de *Ferocactus histrix y F. latispinus*, se aplicó a las semillas un tratamiento pregerminativo de inmersión en ácido a diferentes concentraciones de algunos reguladores incluyendo el AG_3 (ácido giberélico), los resultados mostraron que los porcentajes más altos para ambas especies se presentó en la muestra testigo, y los valores más bajos en cuanto a porcentaje de germinación se observó en el tratamiento de AG_3 (125 ppm y 250 ppm) con un valor menor a 40 %.

Canseco (2018) realizo un experimento con semillas de *Stenocereus gummosus,* utilizó un tratamiento de escarificación con inmersión en ácido giberélico con una concentración de 20,000, 10,000 y 5,000 ppm con un tiempo de exposición de 2

minutos, en los resultados obtenidos se mostraron incrementos significativos en el porcentaje de germinación (73.33 %) en las concentraciones de 20,000 y 10,000 ppm respecto a la muestra testigo (16.66 %).

Sánchez-Villegas & Rascón-Chu (2017) en su trabajo realizado para la especie *Mammilaria mainiae* evaluaron el efecto de pretratamientos en la germinación, se utilizó un tratamiento de remojo por 24 horas en una solución de 500 ppm de ácido giberélico (AG_3), de igual manera en una concentración de 1,000 ppm y 1 hora en una solución de 1N de ácido clorhídrico (HCL), el porcentaje final de germinación resultó diferente entre tratamientos, donde el mayor porcentaje fue en el tratamiento testigo (86.7 %), seguido los tratamientos de AG_3 de 1,000 y 500 ppm con 55 y 53.3 %, respectivamente.

Rodríguez-Ruíz et al. (2018) realizaron un ensayo *in vitro* con el fin de estudiar el efecto de tratamientos químicos (H_2SO_4 y H_2O_2) y reguladores de crecimiento (G_3, AIA y ANA) con semillas de *Ferocactus pilosus* colectadas en dos años consecutivos, donde los resultados muestran que el compuesto químico H_2SO_4 favorece la germinación hasta 82%, mientras que con el regulador de crecimiento de GA_3 proporciona un 48 % de germinación.

3.- JUSTIFICACIÓN

Las cactáceas desempeñan un papel crucial en los ecosistemas áridos y semiáridos, contribuyendo a la biodiversidad y el equilibrio ecológico. Además, estas plantas tienen un valor cultural y económico significativo, ya que algunos géneros de esta familia son usados en la medicina tradicional, la alimentación y la jardinería. La pérdida de estas especies que se encuentran en una categoría de riesgo ya sea amenazada o en peligro de extinción, no solo implica la reducción de la biodiversidad, sino también la disminución de la adaptación o resistencia de los ecosistemas frente al cambio climático y la degradación del suelo, la germinación es una etapa crítica en el ciclo de vida, el estudio de este proceso es esencial para comprender la ecología y la dinámica poblacional.

Algunas cactáceas poseen tasas de germinación naturalmente bajas debido a las condiciones ambientales extremas en las que crecen, por esto la regeneración natural de poblaciones es muy vulnerable. Mediante la aplicación de tratamientos pregerminativos en ácido (giberélico, sulfúrico, etc.) puede mejorar significativamente las tasas de germinación, estos tratamientos consisten en el uso controlado de ácidos para ablandar y debilitar la testa de las semillas, permitiendo así una germinación más rápida y efectiva. Con ello, al aplicar tratamientos pregerminativos tiene múltiples ventajas: 1. Aumento de la supervivencia, al acelerar la germinación, se mejora la supervivencia de las plántulas, lo que es crucial en las poblaciones pequeñas y de distribución restringida; 2. Conservación ex situ: facilita la conservación de estas especies en bancos de germoplasma y viveros, donde se pueden propagar y preservar en condiciones controladas; 3. Restauración de ecosistemas: la germinación exitosa es esencial para la restauración de hábitats degradados o dañados.

Es por lo anterior que el estudio de la germinación de cactáceas en conjunto con la aplicación de tratamientos pregerminativos en ácidos, es de vital importancia para la conservación de especies y los ecosistemas dependientes de ellas. Esta investigación contribuye a la preservación de la biodiversidad, la protección de los recursos naturales y el fortalecimiento de la adaptación de los ecosistemas.

4.- HIPÓTESIS

H1: Se presenta diferencia estadísticamente significativa en la germinación de *Turbinicarpus zaragosae* a nivel de laboratorio (*in vitro*) y campo entre diferentes tiempos de inmersión en ácido giberélico.

5.- OBJETIVOS

5.1.-Objetivo General

Evaluar la germinación de una especie de cactácea: *Turbinicarpus zaragosae* (Glass y Foster) por medio del tratamiento pregerminativo de inmersión en ácido giberélico.

5.2.-Objetivos específicos

Determinar el mejor tiempo de inmersión entre 30, 60, 90 y 120 segundos en ácido giberélico, para la germinación de semillas.

Evaluar las variables: inicio de la germinación, velocidad de germinación, porcentaje de germinación y la finalización de la germinación.

6.- MATERIAL Y METODOS

6.1.- Localización del área de estudio

El área de estudio se localiza en el municipio de General Zaragoza al sur del estado de Nuevo León, entre las coordenadas geográficas: 23º 58′ 30′ latitud norte y 99º 46′ latitud oeste, limita con los municipios de Aramberri y Doctor Arroyo de Nuevo León y Miquihuana del estado de Tamaulipas. Es parte de la Sierra Madre Oriental, tiene un clima templado subhúmedo con lluvias en verano, con una precipitación media anual de 650 mm, tiene una temperatura media anual de 20 ºC, los suelos dominantes en el área son: leptosol (87.52%), cambisol (5.68%), luvisol (3.18%), calcisol (2.33%) y regosol (1.13%).

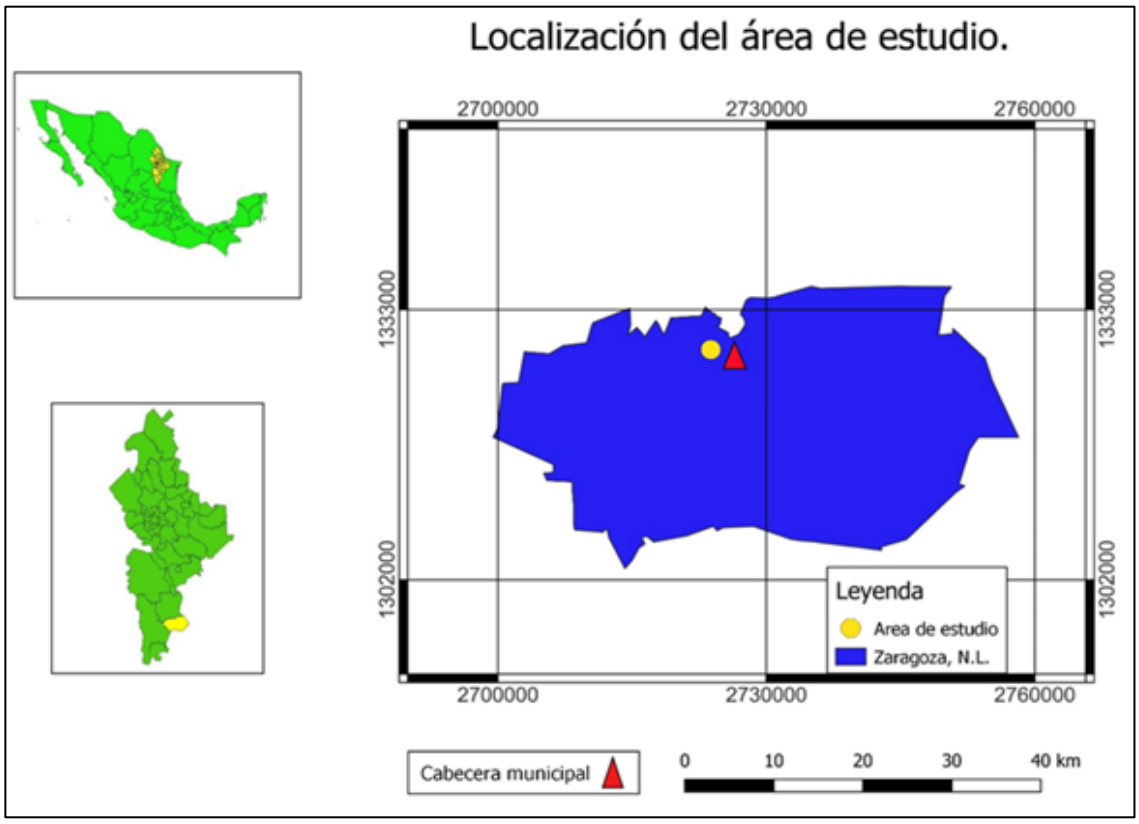


Figura 1. Ubicación del área de estudio.

6.2.- Material utilizado

Para llevar a cabo el experimento se utilizaron semillas de la especie en estudio, frascos de reactivos, ácido giberélico (10%), agua destilada, cajas Petri, alcohol al 70%, desinfectante natural, fungicida APRON ® GOLD SEMILLERO y reja de metal.

6.3.- Colecta de semilla

Primeramente, se realizó una visita al área de estudio para la verificación de presencia de la especie y colecta de la semilla. El tipo de vegetación presente es gipsófila, a una altitud de 1400 a 1460 msnm, algunas especies que se distribuyen son: *Dasylirion longissimum* (sotol), *Leucophyllum frutescens* (cenizo), *Echinocactus platyacanthus* (biznaga verde), *Agave striata* (espadin), *Hechtia glomerata* (guapilla), *Pinus pseudostrobus* y *Dodonea viscosa* (jarilla de loma).

Verificada la presencia de la especie se procedió a establecer cuatro parcelas de 30 x 50 m, teniendo mayor cantidad de individuos en la parcela dos, 60 individuos tanto jóvenes como maduros. Se procedió a colectar en el área de una manera aleatoria la cantidad de 200 semillas para posteriormente ser trasladadas al laboratorio de botánica de la Facultad de Ciencias Forestales, UANL.

6.4.- Desinfección de semillas

Se desinfectaron las semillas colocándolas en un recipiente con alcohol comercial al 70% durante 10 minutos y de la misma manera en desinfectante natural “Member`s Mark”.

6.5.- Prueba de la semilla flotante o “ocupada”

Posteriormente se realizó la prueba de la “semilla ocupada” que consiste en sumergir las semillas en agua, es una técnica utilizada para determinar si las semillas están ocupadas por el embrión, en este caso las semillas fueron sumergidas durante 15 minutos, para observar si se hunden, esto quiere decir que está ocupada, que las semillas tienen un embrión sano, por lo regular las semillas con embriones viables son más densas que el agua y tienden a hundirse,

si las semillas están dañadas o sin embrión a menudo son menos densas que el agua y tienden a flotar.

6.6.- Aplicación de tratamiento pregerminativo

El siguiente paso fue aplicar el tratamiento pregerminativo de escarificación química por medio de la inmersión en ácido giberélico, se sumergieron las semillas en un frasco con ácido giberélico con una concentración del 10% durante diferentes tiempos: 30, 60, 90 y 120 segundos, 40 semillas para cada uno de los tiempos de inmersión.

A las semillas se les aplicó fungicida APRON ® GOLD SEMILLERO, es un fungicida sistémico, el ingrediente activo es el metalaxil-M, el cual perteneciente a la clase química de las fenilamidas, se aplica con el fin de eliminar cualquier tipo de plaga que en ellas pudiera haber.

6.7.- Establecimiento de las semillas *in vitro*

Las semillas fueron colocadas en cajas Petri con papel secante, el cual actuó como sustrato, en cada una de las cajas se colocaron las semillas de acuerdo con su tiempo de inmersión: 30, 60, 90 y 120 segundos, se establecieron cuatro repeticiones de cinco semillas de cada tiempo de inmersión, 20 semillas por cada tiempo, además se estableció cuatro cajas más con la misma cantidad de semillas, pero no se les aplico ningún tratamiento, estas fueron consideradas como la muestra testigo, las observaciones fueron diarias durante 54 días.

6.8.- Establecimiento de semillas en su área natural

Se establecieron las semillas en el área de estudio con cuatro repeticiones de cinco semillas, es decir 20 semillas por cada tiempo de inmersión 30, 60, 90, 120 segundos y 20 semillas de testigo (sin tratamiento). Después se colocó una reja de metal (40 x 40 x 40 cm) con el propósito de evitar cualquier daño causado por pequeños depredadores, las observaciones fueron realizadas en periodos de dos semanas, durante 128 días.

6.9.- Calculo de las variables evaluadas

Se obtuvo información del inicio, velocidad, porcentaje y finalización de la germinación. La variable inicio de la germinación es el día cuando empiezan a germinar las semillas, en laboratorio sucede cuando empieza a emerger la radícula, en campo es cuando la radícula emerge del interior de la semilla y penetra el suelo. La velocidad de germinación es el número de semillas germinadas con relación al tiempo, se calculó con la siguiente formula (Maguire, 1962):

$$M=\sum (ni/t)$$

donde:

M = velocidad de germinación

ni = semillas germinadas en el día i

t = tiempo de germinación desde la siembra hasta la germinación de la última semilla

La variable de porcentaje de germinación de las semillas se calculó mediante la siguiente formula:

$$PG=n/N*100$$

donde:

PG = Porcentaje de germinación

n = número de semillas germinadas

N = total de semillas sembradas

La finalización de la germinación se considera el ultimo día que dejaron de germinar las semillas.

6.10.- Análisis estadístico

Para las pruebas estadísticas de la germinación *in vitro* se realizó un supuesto de normalidad con la prueba de Kolmogorov-Smirnov y un supuesto de homogeneidad de varianza con la prueba de Levene, al no cumplir con ambos supuestos, se optó por usar una prueba no paramétrica de Kruskal Wallis, para la prueba estadística en campo se utilizó una prueba de Chi cuadrado, el análisis se realizó mediante el programa estadístico SPSS.

7.0.- RESULTADOS

7.1.- Germinación *in vitro*

7.1.1.- Variable inicio de germinación

Para el experimento *in vitro* el inicio de la germinación se observó en el día cuatro después de haberlas colocado en las cajas Petri, en el tratamiento de tiempo de inmersión de 90 segundos (Figura 2).

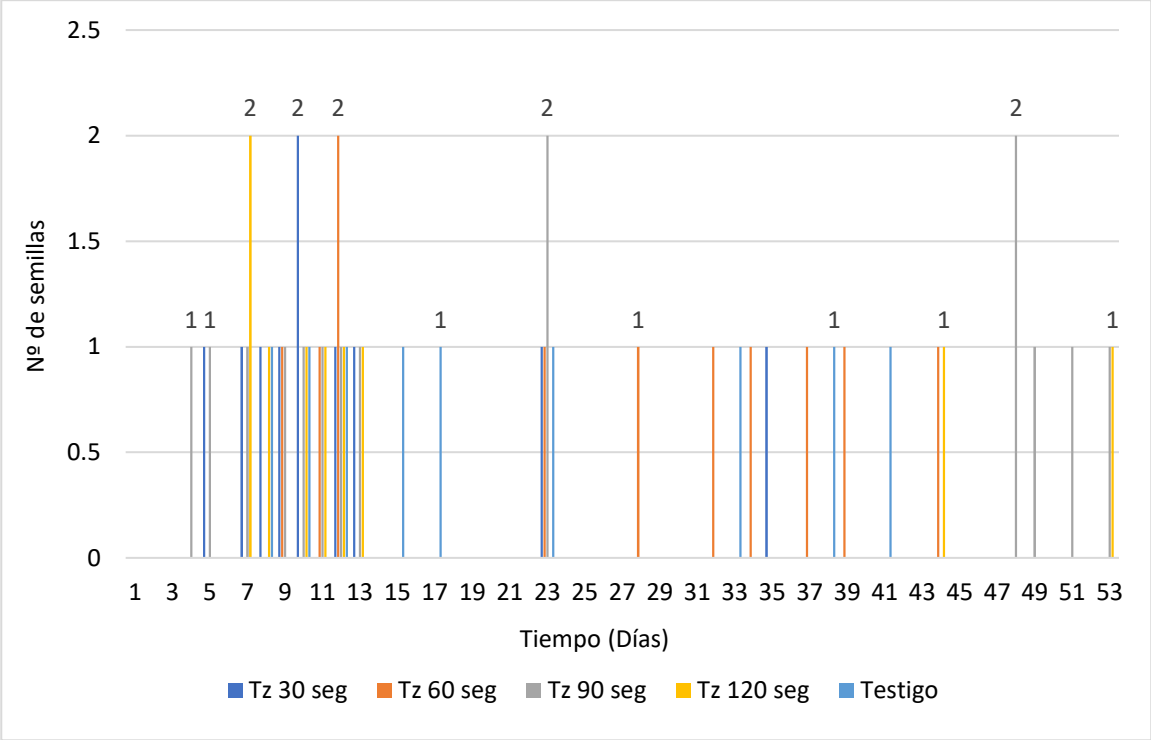


Figura 2. Inicio de la germinación *in vitro* de *Turbinicarpus zaragosae.*

En la siguiente grafica se observa el proceso de germinación de semillas pertenecientes a la especie *Turbinicarpus zaragosae* en relación con el total de días de observación, el número de semillas germinadas fue mayor en el tratamiento de tiempo de inmersión de 90 segundos, el menor en 120 segundos y testigo (Figura 3).

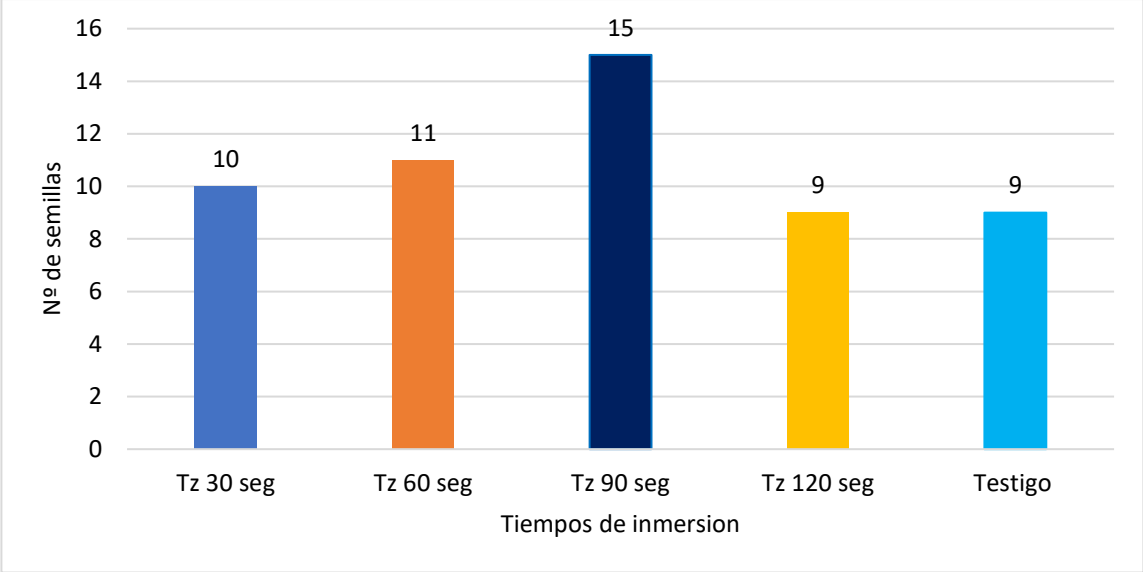


Figura 3. Número de semillas germinadas *in vitro* de *Turbinicarpus zaragosae* por tiempo de inmersión.

7.1.2.- Velocidad de germinación

En cuanto a la variable de velocidad de germinación se obtuvieron valores similares entre los días de observación, sin embargo, el valor más alto es de 0.0377 semillas germinadas por día (Figura 4).

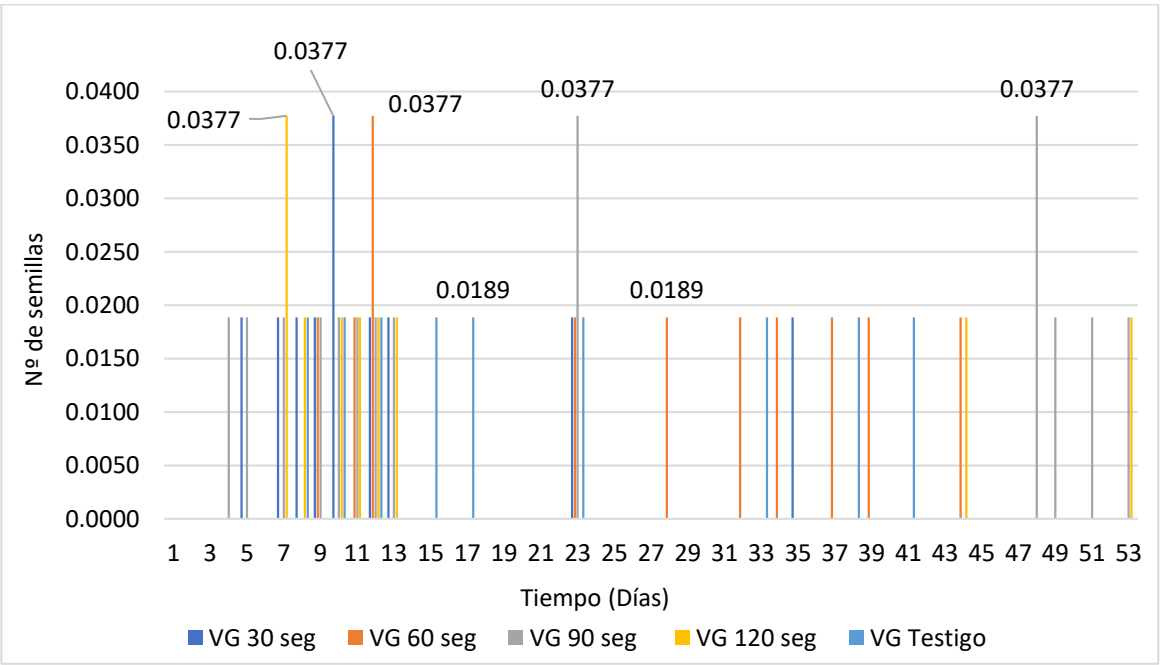


Figura 4. Velocidad de germinación de *Turbinicarpus zaragosae.*

El valor más alto en la velocidad de germinación por tiempo de inmersión (AG_3) en los días de observación, fue en el tiempo de inmersión de 90 segundos, con 0.0053 semillas germinadas en relación con el tiempo (Figura 5).

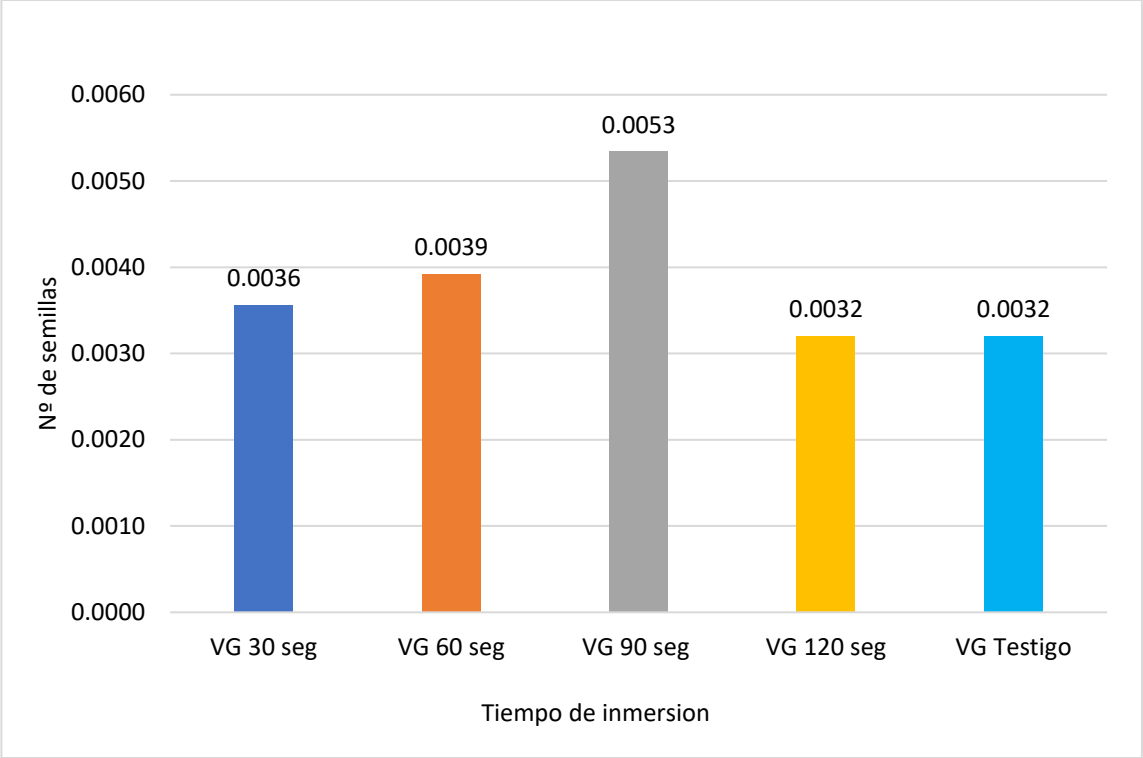


Figura 5. Velocidad de germinación de *Turbinicarpus zaragosae* por tiempo de inmersión.

7.1.3.- Variable porcentaje de germinación

Los resultados obtenidos de esta variable muestran que el valor más alto de germinación se registró en el tiempo de inmersión de 90 segundos, con un porcentaje de 75, el menor en 120 segundos y testigo ambos con 45% (Figura 6).

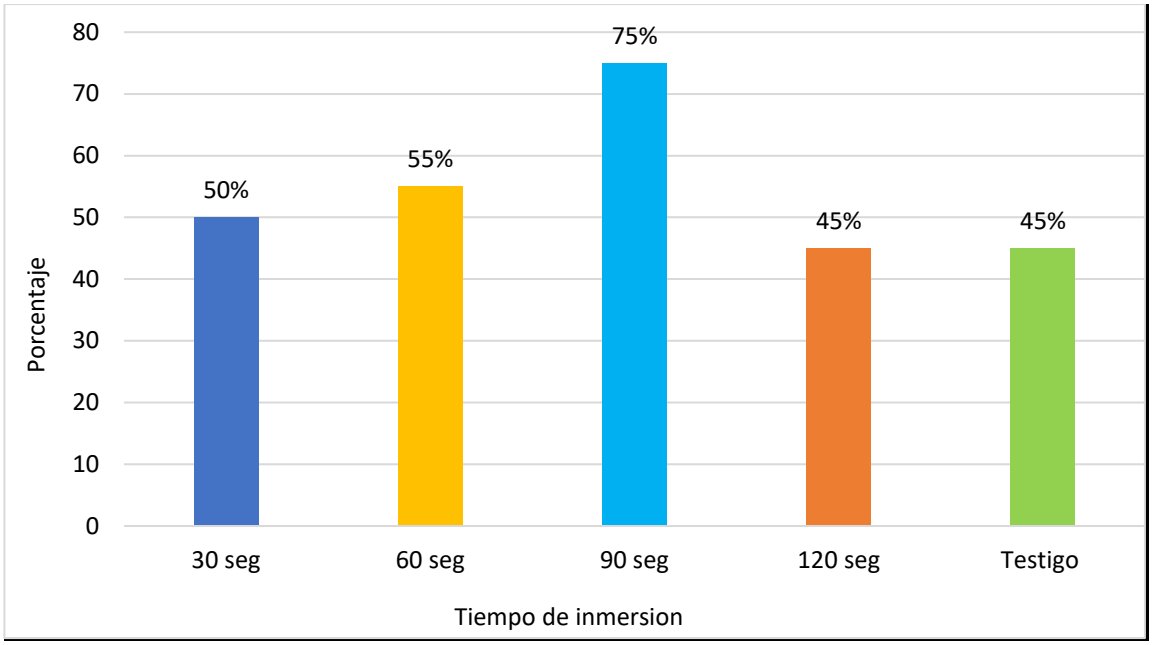


Figura 6. Porcentaje de germinación de *Turbinicarpus zaragosae* por tiempo de inmersión (AG_3).

El porcentaje de germinación en general de *Turbinicarpus zaragosae* en el experimento in *vitro* fue de 54%, es decir de las 100 semillas, 54 de ellas realizaron su germinación (Figura 7).

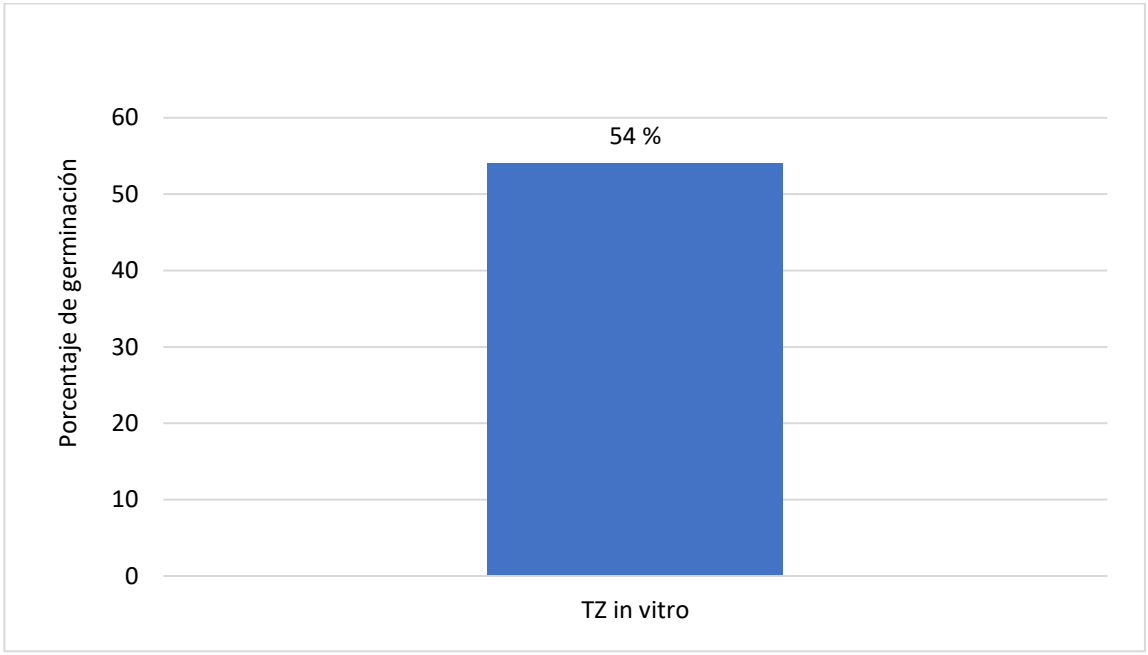


Figura 7. Porcentaje de germinación general *in vitro*.

7.1.4.- Variable finalización de la germinación

La finalización de la germinación se presentó en el día 53 después del establecimiento en las cajas Petri, siendo la emergencia de la última semilla en el tiempo de inmersión de 120 segundos.

7.2.- Germinación en campo

7.2.1.- Variable inicio de la germinación

El inicio de la germinación de las semillas en su área de distribución natural (campo) se observó en el día 86 después de la siembra para todos los tiempos, a excepción de 60 segundos que se presentó a los 110 días, el valor más alto de semillas germinadas en el inicio fue para el tiempo de inmersión de 120 segundos con 9 (Figura 8).

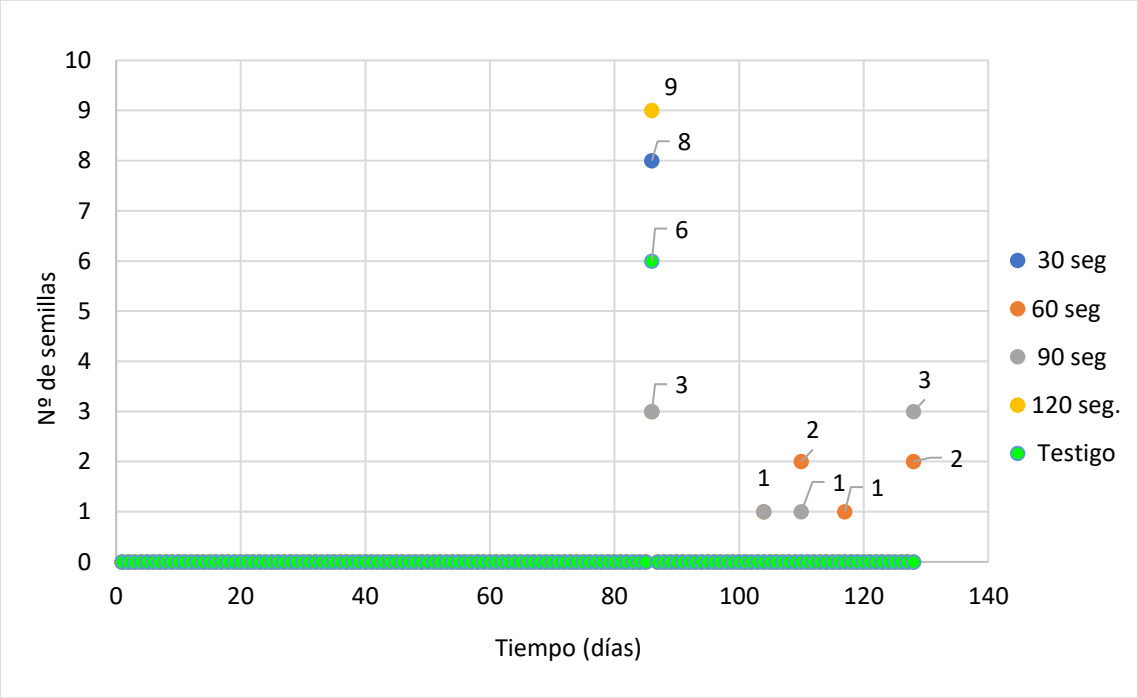


Figura 8. Inicio de germinación en campo de *Turbinicarpus zaragosae.*

El número de semillas germinadas entre los tiempos de inmersión, son similares, se obtuvo el valor más alto en los tiempos de 60 y 120 segundos (9 semillas) mientras que el más bajo se presentó en la muestra testigo con 6 semillas (Figura 9).

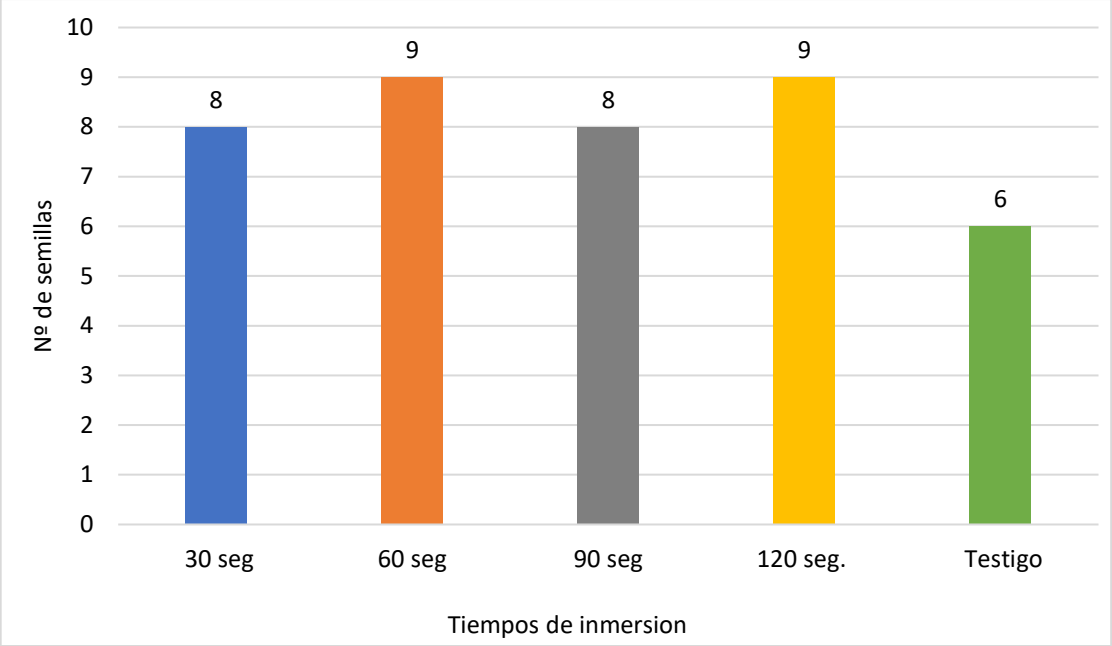


Figura 9. Número de semillas germinadas en campo por tiempo de inmersión.

7.2.2.- Variable velocidad de germinación

El valor más alto registrado para velocidad de germinación por día es de 0.0703 semillas, correspondiente al tiempo de inmersión de 120 segundos. A diferencia de este, el valor más bajo obtenido es de 0.0078 semillas en los tiempos de inmersión de 60 y 90 segundos (Figura 10).

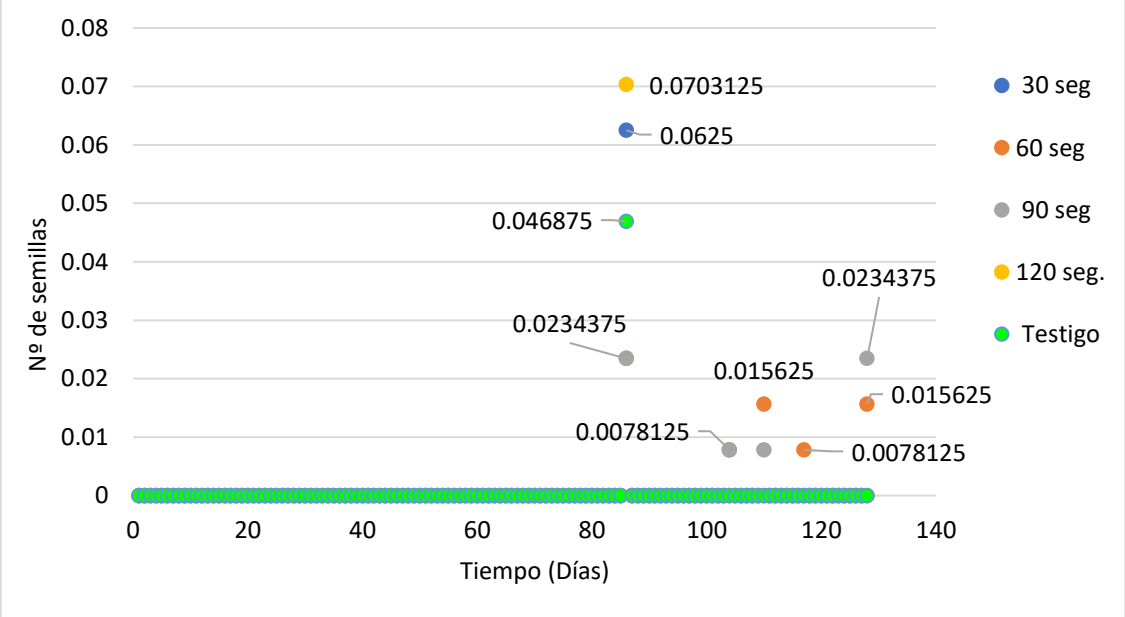


Figura 10. Velocidad de germinación por día de *Turbinicarpus zaragosae.*

Los valores de la variable velocidad de germinación por cada tiempo de inmersión aplicado, presentan cifras similares denotando que el más alto es de 0.0703 semillas germinadas para los tiempos de inmersión de 60 y 120 segundos, el más bajo es de 0.0469 semillas germinadas presentado en la muestra testigo (Figura 11).

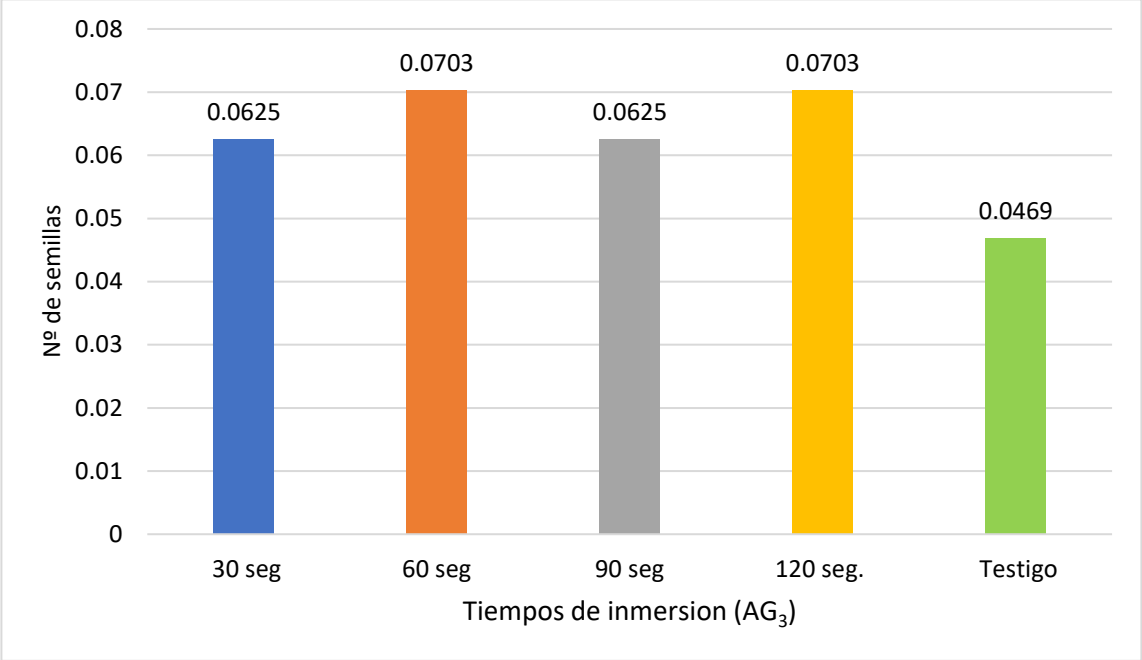


Figura 11. Velocidad de germinación de *Turbinicarpus zaragosae* por tiempo de inmersión.

7.2.3. Variable porcentaje de germinación

El porcentaje de germinación superior resultó en los tiempos de inmersión de 60 y 120 segundos con un 45%, en la muestra testigo se exhibe el valor inferior con un registro del 30% (Figura 12).

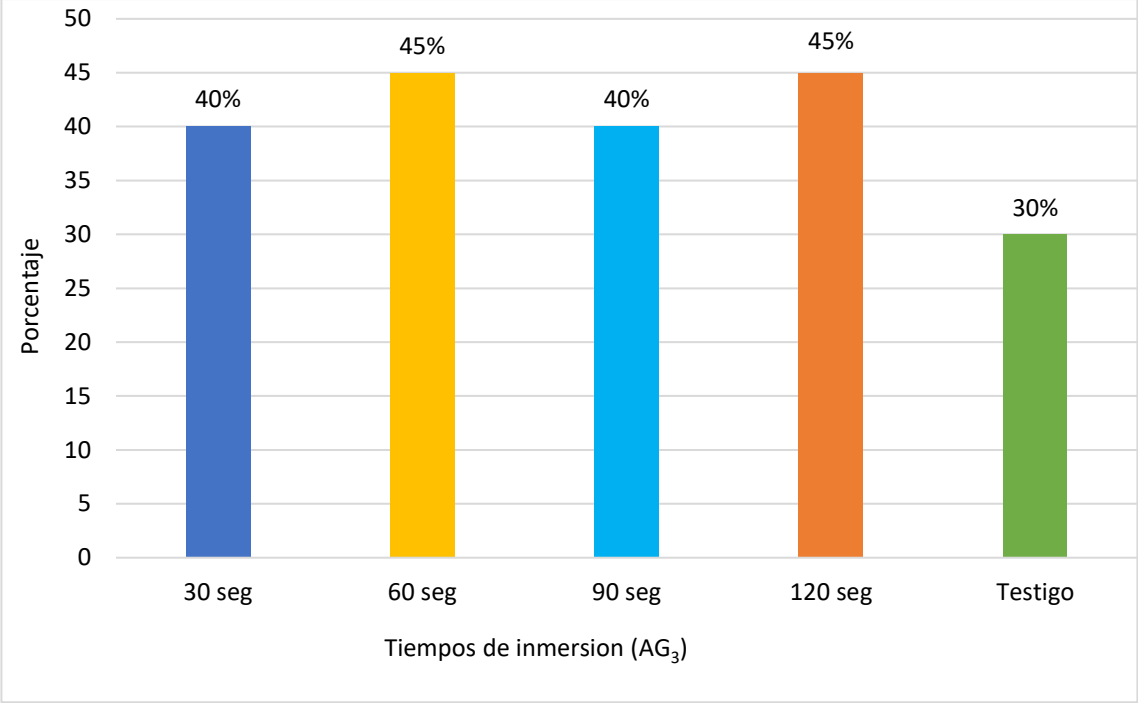


Figura 12. Porcentaje de germinación de *Turbinicarpus zaragosae* por tiempo de inmersión (AG_3).

En el ensayo realizado en campo en el área de distribución natural, el resultado obtenido de germinación fue de 40%, lo que indica que, de 100 semillas establecidas únicamente 40 iniciaron la aparición de la radícula (Figura 13).

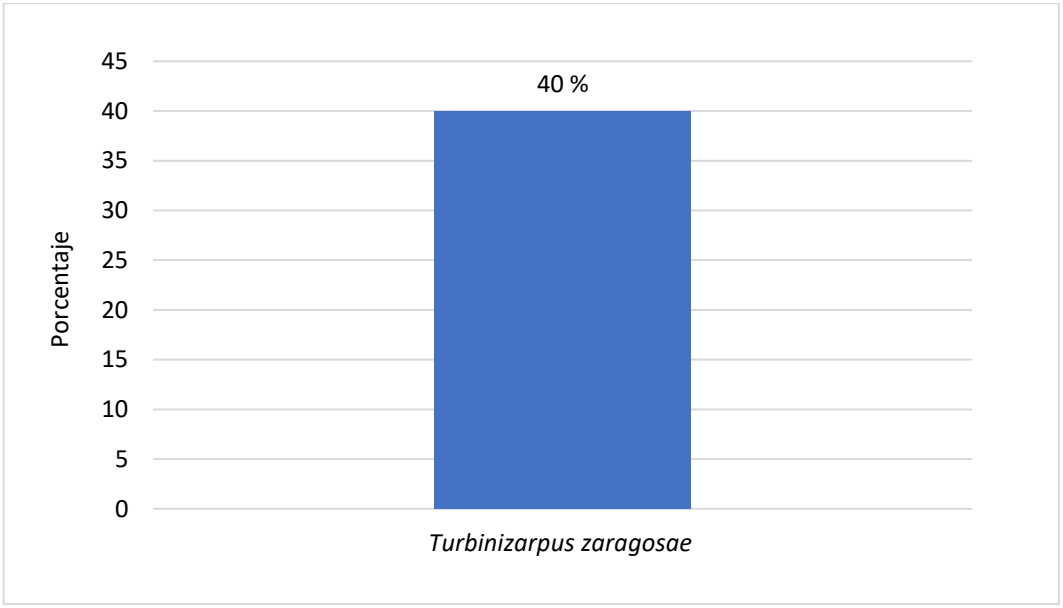


Figura 13. Porcentaje de germinación total en campo.

7.2.4.- Variable finalización de la germinación

La finalización de la germinación se observó en el día 128 después de la siembra, en los tiempos de inmersión de 60 y 90 segundos.

8.0.- Análisis estadísticos

8.1.-Prueba estadística para la germinación *in vitro*

Para los datos de germinación *in vitro* de acuerdo con la prueba de Kruskal-Walis utilizada, indica que los valores de las varianzas de cada uno de los tiempos de inmersión no muestran diferencias estadísticamente significativas ($P < 0.05$) (Tabla 1).

Tabla 1. Prueba de Kruskal-Wallis.

	T1	*T2*	*T3*	*T4*	*T*
Chi-cuadrado	4.600	.726	1.538	1.054	2.123
Gl	2	2	2	2	2
Sig. Asintót.	.100	.696	.463	.591	.346

8.2.- Prueba estadística para germinación en campo

La prueba estadística utilizada en este caso fue la de Chi-cuadrado para determinar si existe una asociación significativa entre los diferentes tiempos de inmersión. Los resultados muestran que no existe una diferencia significativa en la germinación de las semillas entre los diferentes tiempos de inmersión (Tabla 2).

Tabla 2. Prueba de chi-cuadrado de Pearson.

	Valor	*Df*	*Significación asintótica (bilateral)*
Chi- cuadrado	7.464[a]	12	.825
Razón de verosimilitud	8.482	12	.746
Asociación lineal por lineal	.338	1	.561
N de casos validos	40		

9.- DISCUSIÓN

Los tratamientos pregerminativos tienen como finalidad romper la latencia que es inducida por la testa al ser ablandada, perforada y/o desgarrada, para así hacerla penetrable sin que el endospermo y el embrión se vean dañados (Padilla, 1995). Algunos tratamientos aplicados en semillas aceleran y aumentan la germinación (Hernández *et al*., 2001), por ejemplo el ácido giberélico (AG_3) que mejora la germinación por medio de la hidrolisis del almidón en el endospermo, además de originar la división celular en los tejidos meristemáticos, que pueden sustituir a otros estímulos como la luz y la temperatura, para así iniciar la germinación (Sánchez-Villegas y Rascon-Chu, 2017) y aumentar la respuesta germinativa de semillas con algún tipo de latencia. Las giberelinas tienen una función de gran importancia en la germinación de semillas por lo que son muy utilizadas en especies de cactáceas (Amador-Alférez *et al*., 2013).

Navarro y González (2007) determinaron la germinación en condiciones controladas de *Ferocactus*, consiguieron entre un 70 a 90% de respuesta de la semilla en una inmersión de 90 segundos en ácido clorhídrico (HCL). Por su parte, Rojas-Aréchiga y Vazquez-Yuunes (2000) mencionan que la tasa de germinación de *F. histrix* alcanzo un 80% al ser sumergida en ácido giberélico, coincidiendo con los resultados obtenidos en el presente estudio con un 75% de germinación en un tiempo de inmersión a 90 segundos, en contraste fue superior con lo reportado por Domínguez y Aldana (2021) evaluaron distintos métodos de escarificación, manejo de luz y aplicación de AG_3 en germinación de semillas de 10 especies nativas de cactáceas del municipio de Zacapa en Guatemala, obtuvieron que la mitad de las especies alcanzaron una germinación inferior al 15%, describen que la duración del fotoperiodo afecta de manera considerable el porcentaje de germinación, siendo este mayor cuando las semillas son expuestas a un periodo de luz más corto (12h vs 2 h) y más evidente en el tratamiento de AG_3.

Aunado a lo anterior Malda-Barrera y Hernández-Sandoval (2014) estudiaron la germinación y crecimiento de *F. histrix* sometidas a escarificación e inmersión en

AG_3 (5% y 10%), donde obtuvieron un mayor porcentaje de germinación de 90%, mientras que el menor fue con giberelina al 10% con 62%, lo cual coincide con la presente investigación, ya que los resultados mostraron un porcentaje alto al aplicar el tratamiento de inmersión en AG_3 en condiciones controladas, sin embargo, difiere con lo reportado por Mandujano et al. (2007) que refiere que el uso de AG_3 en concentraciones de 200 ppm no promueve la germinación de semillas de *Opuntia rastrera, O. macrocentra y O. microdasy.*

Martínez et al. (2004) citan que algunas semillas de cactáceas pueden mostrar variación es sus tasas de germinación dependiendo del tiempo transcurrido desde su recolección, es decir, cuanto menos tiempo pase desde su recolección, es menor su germinación debido a la presencia de algún tipo de latencia, contrario con nuestros resultados de germinación. En el laboratorio las semillas que fueron establecidas a los pocos días después de su recolección presentaron tasas de germinación superiores en comparación con las evaluadas de campo, las cuales se establecieron después de un período de reposo de cinco meses tras su recolección.

Flores-Martínez y Manzanero (2003) indican que para la especie *Mammillaria oteroi* las semillas con un tiempo desde su recolección de cuatro meses tienen una tasa de germinación del 77% y a medida que aumenta el tiempo (5-6 meses) se obtiene un incremento en el porcentaje. Sin embargo, Baskin y Baskin (2001) mencionan que en el caso de *M. huizilopochtli*, los porcentajes de germinación disminuyen a medida que las semillas envejecen, dichos resultados son consistentes con los hallazgos de la presente investigación, ya que se obtuvo que el porcentaje in vitro fue más alto que en campo, las semillas en laboratorio tuvieron un tiempo desde su recolección menor, mientras que en campo fue un periodo de cinco meses, lo cual respalda la idea de que las semillas tienden a perder su capacidad de germinación a medida que envejecen.

El estudio in vitro obtuvo resultados superiores en términos de porcentaje y velocidad de germinación en comparación con los de campo, atribuyéndose a que las semillas estuvieron experimentando un periodo de latencia, referido a los

mecanismos fisiológicos y anatómicos que impiden que la semilla germine. En el caso de la germinación en campo, este periodo de latencia fue notoriamente prolongado, principalmente por la falta de condiciones adecuadas como la humedad o la temperatura (Baskin & Baskin, 2001). Algunas semillas únicamente germinan después de pasar por un periodo especifico en temperaturas frías o cálidas que rompan la latencia, lo que permite su germinación (Bewley & Black, 1994).

10.- CONCLUSIÓN

Empleando la técnica de escarificación química en la especie *Turbinicarpus zaragosae* mediante la inmersión en ácido giberélico en la investigación *in vitro* se determinó que no existen diferencias significativas entre los diferentes tiempos de inmersión (AG_3), por lo cual la hipótesis se rechaza. El mejor tiempo de inmersión para lograr una germinación en menor tiempo y efectiva en condiciones controladas es 90 segundos, con un porcentaje de 75%. En lo que se refiere a la germinación en condiciones de campo (área de distribución natural), no resultaron diferencias significativas entre los tiempos de inmersión, de igual manera no se acepta la hipótesis. Se destacan los tiempos de 60 y 120 segundos como los más influyentes para una mejor germinación. Es importante señalar que, en general, el porcentaje de germinación fue superior en condiciones controladas en comparación con lo obtenido en su área de distribución natural. El uso de tratamientos pregerminativos en este caso con ácido giberélico es una técnica factible para romper la latencia presente en las semillas y remplazar la necesidad de estímulos ambientales como la luz y temperatura, sin embargo, puede variar dependiendo la especie, en algunas tendrá un mejor resultado mientras que en otras puede no tener un efecto positivo.

11.- REFERENCIAS

Amador-Alférez, K. A., Díaz-González, J., Loza-Cornejo, S., & Castro. (2013). Efecto de diferentes reguladores de crecimiento vegetal sobre la germinación de semillas y desarrollo de plántulas de dos especies de *Ferocactus* (Cactaceae). *Polibotánica*, 35: 109-131.

Anderson, E.F. (1986). A revision of the genus *Neolloydia B. & R*. (Cactaceae). *Bradleya*, 4: 1-28.

Arias, S., Guzmán, U., Mandujano, M.C., Soto-Galván, M., y Golubov, J. (2005). Las especies mexicanas de cactáceas en riesgo de extinción I. Una comparación entre los listados NOM-059-ECOL-2001 (México), La lista Roja (IUCN) y CITES. *Cactaceas y Suculentas mexicanas*, 50: 100-110.

Arredondo, G. A. (2002). Propagación y mantenimiento de cactáceas. *INIFAP y SAGARPA*. San Luis Potosí, México.

Arredondo-Gómez, A. & Camacho-Morfin, F. (1995). Germinación de *Astrophytum myriostigma* (Lemaire) en relacion con la procedencia de las semillas y la temperatura de incubación. *Cactaceas y Suculentas Mexicanas*, 40: 34-38.

Ballesteros, M., & González, J. (2007). Efecto de la temperatura en la germinación de semillas de cactáceas*. Revista Mexicana de Biodiversidad*, 78(2): 333-338.

Bárcenas, R. T. (2006). Comercio de cactáceas mexicanas y perspectivas para su conservación. *Biodiversitas*, 68(5): 11-15.

Baskin, C., & Baskin, J.M. (2001). Seeds: *Ecology, biogeography, and evolution of dormancy and germination.* 2 ed. Academic Press. Nueva York. USA.

Becerra, R. (2000). Las cactáceas, plantas amenazadas por su belleza. *Biodiversitas,* 32: 1-5.

Benítez, H., y Dávila, P. (2002). Las cactáceas mexicanas en el contexto de la CITES. *Biodiversitas*, 6(40): 8-11

Bewley, J.D., and Black, M. (1994). Seeds Physiology of Development and Germination. 3rd Edition, *Plenum Press*, New York, 445 p.

Bravo-Hollis, H., y Sánchez-Mejorada, H. (1991). *Las cactáceas de Mexico.* UNAM. México. 1: 20-61 p.

Bravo-Hollis, H., y Sánchez-Mejorada, H. (1978). *Las Cactáceas de México*. UNAM. México. 1: 743 p.

Bravo-Hollis, H., & Scheinvar, L. (1999). *El interesante mundo de las cactáceas.* UNAM. México. No. 583.47 B7.

Butterworth, C., Cota-Sanchez, J.H., & Wallace, R.S. (2002). Molecular systematics of tribe *Cacteae* (Cactaceae: Cactoideae): a phylogeny based on rpl16 intron sequence variation. *Syst. Bot*., 27: 257-270.

Camacho-Morfín, T. (1994). Latencia de semilla en plantas mexicanas. *Revista de Biología Tropical*, 42(1): 1-18.

Canseco, R. (2018). *Evaluación de tratamientos de escarificación de semilla de Stenocereus gummosus y su germinación in vitro y sustrato peat moss*.(Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma de baja California). https://repositorioinstitucional.uabc.mx/server/api/core/bitstreams/e8914a87-2178-4df8-ad49-b9445efe7016/content

Challenger, A. (1998). Utilización y conservación de los ecosistemas terrestres de México. 847 p.

CITES. (2011). Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES). Ginebra, Suiza.

Dawson, T.P., Jackson, S.T., House, I.J., Prentice, I.C., & Mace, G.M. (2011). Beyond Predictions: Biodiversitu Conservación in a Changing Climate*. Science*, 332: 53-58.

Domínguez , S.J.A. y S.J.A. Domínguez. (1976). Aspectos químicos de las Cactáceas. *Cact. Suc. Mex.,* XXI: 39-47.

Domínguez, C., Aldana, E. (2021). El Jardín botánico de oriente: Vinculando ciencia con sociedad. (Doctoral dissertation, Universidad de San Carlos de Guatemala). https://digi.usac.edu.gt/bvirtual/informes/puiah/INF-2020-54.pdf.

Donati, D., and Zanovello, C. (2004). Knowing, understanding, and growing Turbinicarpus - Rapicactus. *Cactus Trentino Südtirol*, Trento.

Doria, J. (2010). Generalidades sobre semillas: su producción, conservación y almacenamiento. *Cultivos Tropicales,* 31(1): 74-85.

FAO. 1991. Guía para la manipulación de semillas forestales. *FAO*, Roma, ITA.

Fitz, M.W.A., & Anderson, E.F. (1997). Status Survey and Conservation Action Plan. En: Oldfield, S. (Ed.). *Cactus and Succulent Plants*. *UICN. Gland, Switzerland and Cambrige*, UK. 89-99.

Flores-Martínez, A., & Manzanero, M.G.I. (2003). Germinación comparativa de especies del género *Mammillaria* endémicas de Oaxaca, México. *Cact Suc Mex,* 48: 36-51.

Ford-Lloyd, B., & Jackson, M. (1986). Conservación. In Ford-Lloyd y Jackson (eds.). Plant Genetic Resources: An introduction to their conservation and use, *Baltimore*. 50-67 p.

Glass, C.E. (1998). Guía para la identificación de las cactáceas Mexicanas. UNAM-CONABIO. Fideicomiso Fondo para la Biodiversidad.

Gómez-Hinostrosa, C., & Hernandez, H.C. (2000). Diversidad, distribución geográfica y conservación de Cactaceae en la región de Mier y Noriega, México. *Biodiversidad y Conservación,* (9): 403-418.

Gómez-Hinostrosa, C. (1998). Diversidad, distribución y abundancia de cactáceas en la región de Mier y Noriega, México. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Autónoma de México, México, D.F.

González-Elizondo, M., Jurado-Ybarra, E., González-Elizondo, S., Aguirre-Calderón, Ó. A., Jiménez-Pérez, J., & Návar-Cháidez, J.D.J. (2003). Cambio climático mundial: origen y consecuencias. *Ciencia UANL*, 6(3).

González, C.A. (2015). *Germinacióon in vitro de dieciocho especies de cactáceas endémicas del desierto Chihuahuense*. [Tesis de maestría, Universidad Autónoma Antonio Narro]. pp 7-11.

González, D.A., Riojas, L.M.E., y Arreola, N.H.J. (2001). El género *Opuntia* en Jalisco. Guía de campo. Universidad de Guadalajara-CONABIO. México. 135 p.

Guillén-Trujillo, A., Ávalos-Castro, R., Espinoza-Villavicencio, J.L., Ortega-Pérez, R., & Palacios Espinosa, A. (2020). Germinación de *Ferocactus townsendianus Britton & Rose*. con escarificación de semillas sometidas a diferentes tiempos de almacenamiento. *Investigación y Ciencia de la Universidad Autónoma de Aguascalientes*, 28(79): 44-51.

Guzmán, U., Arias, S., y Dávila, P. (2003). Catálogo de Cactaceas Mexicanas. *UNAM-CONABIO*. México. 315 p.

Hernández, H. M., Gomez-Hinostrosa, C. y Goettsch, B. (2004). Checklist of Chihuahuan Desert Cactaceae. *Harvard papers in Botany,* 9(1): 51-68.

Hernández, H. (2006). La vida en los desiertos mexicanos. Fondo de Cultura Económico. Secretaria de Educación Pública. Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. Convenio Andrés Bello. México. D.F. 188 p.

Hernández, H. M., & Godínez, A. H. (1994). Contribución al conocimiento de las cactáceas Mexicanas Amenazadas. *Acta Botanica Mexicana,* 26: 33-52.

Hernández, H.M., Gómez-Hinostrosa, C., y Barcenas, R.T. (2001). Diversity, spatial arrangement, and endemism of Cactaceae in the Huizache area, a hot-spot in the Chihuahuan Desert. *Biodiversity and Conservation*, 10: 1097-1112.

Heywood, V. H., & Stuart, S. N. (1992). Species extinctions in tropical forests. *Tropical deforestation and species extinction*, 5: 91-117.

Hunt, D. (1999). CITES Cactaceae checklist. Royal Botanical Gardens Kew/International Organization for Succulent Plant Study. Kew, UK. 315 pp.

Hunt, D. (2006). The New Cactus Lexicon. Descriptions & Illustrations of The Cactus Family. Compiles and edited by members or the International Cactaceae Systematic Group. England Editorial. 373 p.

IUCN - International Union for Conservation of Nature. (2016). Red List of Threatened Species. http://www.iucnredlist.org/apps/redlist/search

Jiménez-Sierra, C. (2011). Las cactáceas mexicanas y los riesgos que enfrentan. *Revista Digital Universitaria*,12(1): 1-23.

Jurado, E., & Moles, A. (2003). Germination deferment strategies. In The biology of seeds: recent research advances. Proceedings of the Seventh International Workshop on Seeds, Salamanca, Spain. Wallingford UK: CABI Publishing. pp. 381-388.

LLIFLE. Enciclopedia de formas vivas. *(*2005*). Turbinicarpus zaragosae*. https://www.llifle.com/Encyclopedia/CACTI/Family/Cactaceae/1941/Turbinicarpus_zaragosae

Lüthy, J. M. (2002). Further comments on Turbinicarpus and a key to species. *Cactaceae Syst Initiatives*, 14: 21-25.

Maguire, J. D. (1962). Speed of germination in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. *Crop Sci.*, 2(2): 176-177.

Malda-Barrera, G., & Hernández-Sandoval, L. (2014). Estudio de germinación y crecimiento en semillas de *Ferocactus histrix* (De Candolle). *Cact. Suc. Mex.*, 59(3): 79-95.

Mandujano, M. C., Golubov, J., & Rojas-Aréchiga, M. (2007). Efecto del ácido giberélico en la germinación de tres especies del género Opuntia (Cactaceae) del Desierto Chihuahuense. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*, 52: 46-52.

Manz, B., Müller, K., Kucera, B., Volke, F., and Leubner-Metzger, G. (2005). Water uptake and distribution in germinating tobacco seeds investigated in vivo by nuclear magnetic resonance imaging. *Plant Physiology*, 138(3): 1538-1551.

Martínez, M., Castillo, C., & González, A. (2004). Efecto del tiempo de almacenamiento sobre la germinación de semillas de cactáceas de México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 75(1): 117-124.

Martínez-Ávalos, J.G. (2007). Dinámica poblacional del "falso peyote" *Astrophytum asterias* (Zucc) Lem. (Cactaceae), una especie amenazada del Noreste de México. Tesis de doctorado. Facultad de Ciencias Forestales, Universidad Autónoma de Nuevo León. Linares, Nuevo León, México. 107 pp.

McIntosh, S., De la Torre, J., & Smith, G. (2019). Impactos del cambio climático en los cactus: implicaciones para la conservación. *Nature Climate Change*, 9(12): 1047-1054.

Morales, C. E. D. (2021). *El Jardín botánico de oriente: Vinculando ciencia con sociedad* (Doctoral dissertation, Universidad de San Carlos de Guatemala). 32-35 pp. https://digi.usac.edu.gt/bvirtual/informes/puiah/INF-2020-54.pdf

Mosco, A. (2009). Micro-morphology and anatomy of *Turbinicarpus (Cactaceae)* spines Micromorfología y anatomía de las espinas de *Turbinicarpus (Cactaceae). Rev Mex Biodiv*., 80: 119-128.

Navarro, M., y Gonzalez, E. (2007). Efecto de la escarificación de semillas en la germinación y crecimiento de *Ferocactus robustus* (Pfeiff.) Britton & Rose (Cactaceae). *Zonas Áridas*, 11(1): 197-199.

Navarro, M., Febles, G., Torres, V., y Noda, A. (2010). Efecto de la escarificación húmeda y seca en la emergencia de plántulas de *Albizia lebbeck* (L.) Benth. *Pastos y Forrajes*, 33(3): 2-10.

Olguín, S.L.P. (1994). Cultivo in vitro de *Ariocarpus retusus* Scheidw (Cactaceae), especie en peligro de extinción. Tesis de Licenciatura en Biología, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Mexico, D.F. 85 p.

Ortega-Baes, P., & Godínez-Álvarez, H. (2006). Global diversity and conservation priorities in the Cactaceae. *Biodiversity and Conservation*, 15: 817-827.

Padilla, M. (1995). Tratamientos pregerminativos. In Curso Nacional de Recolección y Procesamiento de Semillas Forestales4-6 Abr 1995Guatemala (Guatemala) (No. CATIE 634.956207 C977mm 1995). CATIE, Turrialba (Costa Rica). Proyecto Semillas Forestales Dirección General de Bosques y Vida Silvestre, Guatemala (Guatemala).

Parmesan, C. (2006). Ecological and evolutionary responses to recent climate change. *Annual Review of Ecology and Systematics,* 37: 637-669.

Pérez-Pérez, C.J. (2007). *Germinación de semillas de Mimosa aculeaticarpa var. biuncifera (benth) barneby (fabaceas).* (Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma del estado de Hidalgo). http://dgsa.uaeh.edu.mx:8080/bibliotecadigital/bitstream/handle/231104/210/Germinaci%c3%b3n%20de%20semillas.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Primack, R. (2000). Conservation at the population and species levels. In Primarck, R. (Ed.). A primer of Conservation biology. *Sinauer Associates Inc*. Publishers. U.S.A. 121-182 p.

Primack, R. (2002). Ex situ conservación strategies. In: Primack, R. (Ed.). Essentials of Conservation biology 3ra edition. Sinauer Associates, Inc Publishers. U.S.A. 377-420 p.

Ramírez-Malagón, R., & Salazar-Solís, E. (2016). Propagación y conservación in vitro de siete especies de cactáceas del noreste del estado de Guanajuato. *Acta Universitaria*, 26(2): 78-82.

Ríos, E.C.B. (2016). *Patrones de sensibilidad de las cactáceas ante el cambio climático en la península de Baja California, México.* Tesis de maestría, Centro de Investigaciones Biológicas del Noreste, S.C. 39-53 pp.

Rodríguez-Ruíz, E. R., Poot-Poot, W. A., Rangel-Lucio, J. A., Vaquera-Huerta, H., González-Gaona, O. J., & Treviño-Carreón, J. (2018). Germinación in vitro de biznaga cabuchera. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, *9*(3): 691-699.

Rojas-Aréchiga, M., & Vázquez-Yanes, C. (2000). Cactus seed germination: A review. *Journal of Arid Environments*, 44(1): 85-104.

Sabogal, A. (2015). *Los cactus y el Cambio Climático. INTEPUC*P. https://inte.pucp.edu.pe/noticias-y-eventos/noticias/los-cactus-y-el-cambio-climatico/

SAGARPA - Secretaria de Agricultura y Desarrollo Rural. (2023). Cactaceas en México: Tesoros del desierto que nos alimentan y protegen. *Gobierno de México*. https://www.gob.mx/agricultura/articulos/cactaceas-en-mexico-tesoros-del-desierto-que-nos-alimentan-y-protegen

Sánchez-Martínez, E., Galindo, G., y Hernandez, J. (1995). Propagación de cactáceas del Estado de Querétaro, México: estrategias para su conservación. *In:* Linares, E; Dávila, P; Chiang, F; Bye, R y Elías, TS. (eds.). Conservación de Plantas en peligro de extinción: diferentes enfoques UNAM. México. 107-115 p.

Sánchez-Mejorada, H. (1982). México's problems and programmes monitoring trade in common and endangered Cacti. *Cact. Succ. J*. Gr. Brit., 44: 36-38.

Sánchez-Villegas, A., y Rascón-Chu, A. (2017). Efecto de la escarificación química y del ácido giberélico en la germinación de *Mammilaria mainiae*. *Cact. Suc. Mex.,* 62(1): 4-12.

Scheinvar, L. (1982). La familia de las cactáceas en el Estado de México. Tesis de Doctorado (Biología). Facultad de Ciencias-UNAM. México.

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2021). Recursos Forestales No Maderables de México. Gobierno de México. https://www.gob.mx/semarnat/es/articulos/recursos-forestales-no-maderables-de-mexico?idiom=es

Sierra, C. L. J. (2011). Las cactáceas mexicanas y los riesgos que enfrentan. *Revista Digital Universitaria., 12(1): 2-13*.

Sotomayor, J.M., Arredondo- Gómez, A., Sánchez- Barra, F.R., & Martínez- Méndez, M. (2004). Il genere *Turbinicarpus* in San Luis Potosí. *Cactus and Co, Tradate (*Va).

Tanaka-Oda, A., Kenzo, T., Fukuda, K. 2009. Optimal germination condition by sulfuric acid pretreatment to improve seed germination of Sabina vulgaris Ant. *Journal of forest research*, 14 (4): 25-256.

Union de Científicos Consientes (UCC). (2021). https://es.ucsusa.org/recursos/la-conexion-entre-las-sequias-y-el-cambio-climatico

Valencia, S., Vázquez, J., & Palomares, E. (2018). *Interpretaciones imaginadas de la Historia de México* (Primera edición). Universidad Nacional Autónoma de México. https://portalacademico.cch.unam.mx/sites/default/files/publicaciones-digitales/2019-11/interpretaciones_imaginadas_historia.pdf

Villanueva, R. M., Navarro, M. D. C., & Eliosa, H. R. (2016). Germinación de tres especies de cactáceas endémicas de México en condiciones asépticas. *Zonas Áridas*, 16(1): 1-16.

Villaseñor, J.L. (2003). Diversidad y Distribución de las *Magnoliophyta* de México. *Interciencia*, 28(3): 1-9.

Vovides, A.P., y Gómez-Pompa, A. (1977). The problems of threatened and endangered plant species of Mexico. *In:* Prance, GT y Elías, TS. (eds.). Extinction is forever. *New York Botanical Garden*, N. Y. 77-88 p.

12.- ANEXOS

12.1. Área de estudio

Foto 1. Visita al área de estudio para verificación de presencia de la especie.
-General Zaragoza, N.L.

Foto 2. Identificación de especies presentes en el área.
-General Zaragoza, N.L.

12.2. Especie *Turbinicarpus zaragosae*

Foto 3. Identificación de la especie en su época de floración.
-General Zaragoza, N.L.

Foto 4. Identificación de la especie en su época de floración.
-General Zaragoza, N.L.

12.3. Colecta de semillas

Foto 5. Individuos seleccionados para colecta de semilla.
-General Zaragoza, N.L.

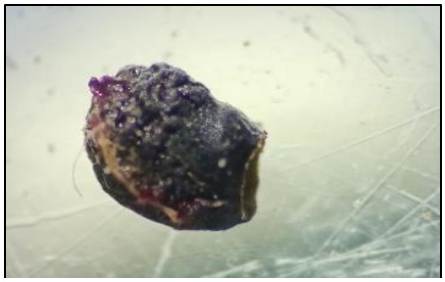


Foto 6. Semilla colectada y vista en estereoscopio.
- Facultad de Ciencias Forestales

12.4. Desinfección de semillas

Foto 7. Semillas colectadas en el area de estudio (100 semillas).
-Facultad de Ciencias Forestales

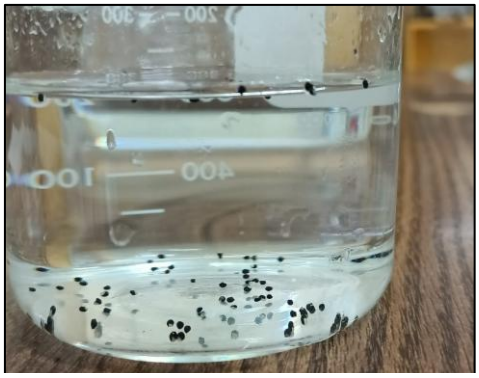


Foto 8. Desinfección de semillas en alcohol al 70%.
-Facultad de Ciencias Forestales

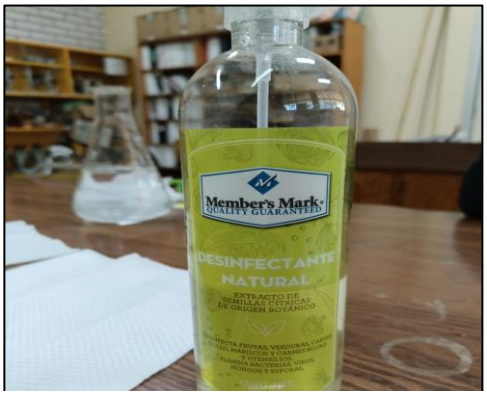


Foto 9. Desinfectante natural.
-Facultad de Ciencias Forestales

Foto 10. Desinfección de semillas con desinfectante natural.
-Facultad de Ciencias Forestales

12.5. Prueba de la semilla “flotante”

Foto 11. Proceso de prueba de la semilla “flotante” (sumergiendo la semilla en agua destilada).
-Facultad de Ciencias Forestales

Foto 12. Proceso de prueba de la semilla “flotante” (semillas ocupadas por el embrión).
-Facultad de Ciencias Forestales

12.6. Aplicación de tratamiento pregerminativo en ácido giberélico.

Foto 13. Preparación de solución de ácido giberélico al 10%.
-Facultad de Ciencias Forestales

Foto 14. Aplicación del tratamiento pregerminativo (inmersión en AG_3).
-Facultad de Ciencias Forestales

Foto 15. Establecimiento en cajas Petri.
-Facultad de Ciencias Forestales

12.7. Periodo de observación *in vitro*

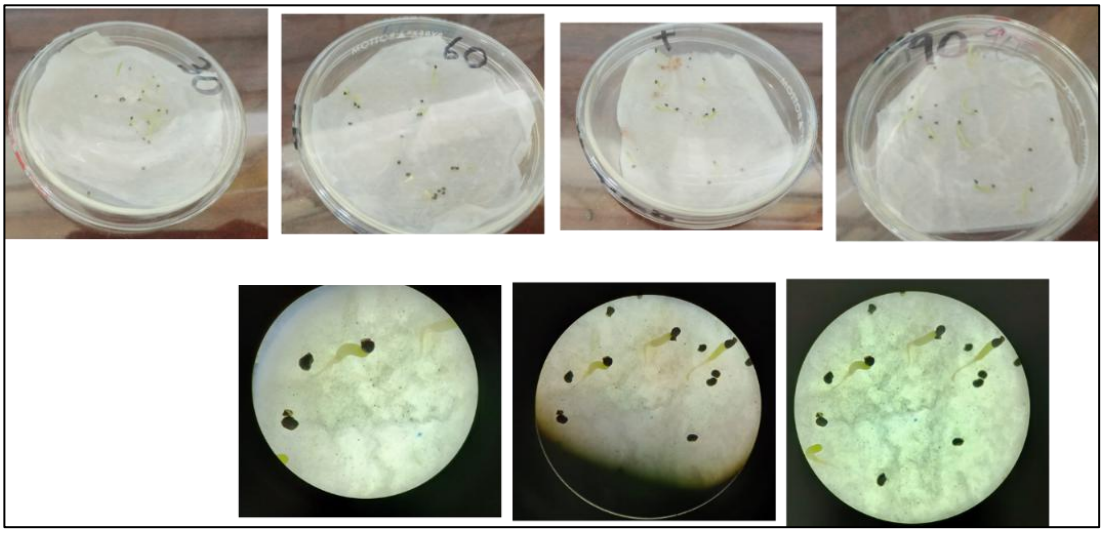


Foto 16. Observación *in vitro* durante 53 días, visibilidad de presencia de la radícula.
-Facultad de Ciencias Forestales

12.8. Aplicación de tratamiento pregerminativo para ensayo en campo

Foto 17 y 18. Aplicación de tratamiento pregerminativo (AG_3) para semillas de ensayo en campo.
-Facultad de Ciencias Forestales

12.9. Establecimiento de semillas en campo

Foto 19. Establecimiento de semillas en campo, con aplicación del tratamiento pregerminativo en ácido giberélico (AG_3).
-General Zaragoza, N.L.

Foto 20. Establecimiento de reja de metal, para protección contra pequeños mamíferos.
-General Zaragoza, N.L.

12.10. Observaciones en campo.

Foto 21. Observaciones en campo a los 84 días desde la siembra.
-General Zaragoza, N.L.