



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA

INSTITUTO DE HORTICULTURA

**CONSERVACIÓN DE RECURSOS FITOGENÉTICOS EN
LA AGRICULTURA TRADICIONAL DE LA SIERRA
NORTE DE PUEBLA**

Tesis

**Que como requisito parcial para obtener el grado de:
DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA**

Presenta:

VICENTE NOLASCO GUZMÁN

Bajo la dirección del:

Dr. Jesús Axayacatl Cuevas Sánchez



REGIÓN GENERAL ACADÉMICA
DPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
COMISIÓN DE EXAMENES PROFESIONALES

Chapingo, Estado de México, Mayo de 2018



Instituto de Horticultura

**CONSERVACIÓN DE RECURSOS
FITOGENÉTICOS EN LA AGRICULTURA
TRADICIONAL DE LA SIERRA NORTE DE
PUEBLA**

Tesis realizada por **Vicente Nolasco Guzmán** bajo la dirección del comité indicado, aprobado por el mismo y aceptado como requisito parcial para obtener el grado de:

DOCTOR EN CIENCIAS EN HORTICULTURA



DR. JESÚS AXAYACATL CUEVAS SÁNCHEZ

DIRECTOR



DR. MIGUEL ANGEL SERRATO CRUZ

ASESOR



DRA. HUMBERTA GLORIA CALYECAC CORTERO

ASESOR



DR. ABEL MUÑOZ OROZCO

LECTOR EXTERNO

DEDICATORIA

El presente trabajo, de esfuerzo constante, lo dedico con respeto, agradecimiento, y de manera muy especial a:

Mis padres, Sra. **Juana Guzmán Teresa** y Sr. **Vicente Nolasco Chino**, por todo su amor, paciencia, enseñanzas.

A mis hermanos, **Lucia, Macedonio, Mary, Antonio, Cande, Rafa**. De quienes he recibido apoyo en todo momento, principalmente en circunstancias difíciles.

A **Carmen** por su cariño, apoyo incondicional, confianza, paciencia y motivación.

A mis amigos.

AGRADECIMIENTOS

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología** (CONACYT), por el apoyo económico otorgado mediante la beca durante el periodo de estudios 2014–2017.

A la **Universidad Autónoma Chapingo** y al **Instituto de Horticultura** por brindarme las facilidades para llevar a cabo mis estudios de postgrado.

Al **Dr. Jesús A. Cuevas Sánchez**, por el apoyo brindado en la dirección del presente trabajo, por su amistad y compañerismo.

Al **Dr. Miguel A. Serrato Cruz**, por sus valiosas aportaciones críticas en el desarrollo del presente documento.

A la **Dra. H. Gloria Calyecac Cortero**, por sus orientaciones, sugerencias, apoyo en el desarrollo del presente trabajo, y por su valiosa amistad.

Al **Dr. Abel Muñoz Orozco** por su apoyo y disposición en la revisión de este documento.

Al personal de laboratorio del Banco Nacional de Germoplasma Vegetal, y del Laboratorio de Micro y Mesofauna, por proveer las facilidades en el desarrollo del presente trabajo.

A mis amigos, por sus muestras de apoyo durante la realización de este trabajo.

DATOS BIOGRÁFICOS

Vicente Nolasco Guzmán, nació en el municipio de Xochitlan de Vicente Suarez, Puebla, el 5 de abril de 1983. Realizó estudios de nivel básico en el mismo municipio. Cursó estudios de Técnico en Informática Agropecuaria en el Centro de Bachillerato Tecnológico Agropecuario 168, en el municipio de Zacapoaxtla, Puebla, y se graduó como Ingeniero Agrónomo Especialista en Fitotecnia en la Universidad Autónoma Chapingo. En la misma universidad, cursó la Maestría en Ciencias en Protección Vegetal y el Doctorado en Ciencias en Horticultura.

ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA	I
AGRADECIMIENTOS	II
DATOS BIOGRÁFICOS.....	III
ÍNDICE DE CONTENIDO	IV
LISTA DE CUADROS	VII
LISTA DE FIGURAS	VIII
RESUMEN GENERAL	X
GENERAL SUMMARY	XI
INTRODUCCIÓN GENERAL	1
OBJETIVOS GENERALES	6
HIPÓTESIS	6
MARCO DE REFERENCIA	7
Conservación de recursos fitogenéticos.....	7
Conservación <i>in situ</i>	8
Conservación <i>ex situ</i>	8
Banco de germoplasma	9
Germoplasma.....	11
Semilla	11
Secado de semillas	13
Secado a sombra	15
Calidad de semilla	15
Germinación	15
Viabilidad.....	19
Vigor	20
Mecanismos fisiológicos en las semillas	21
Especies de importancia regional.....	21
Maíz.....	22
Frijol.....	25
Jitomate arriñonado.....	28
Chile.....	30
Amaranto	32
REFERENCIA CITADA.....	35

CAPITULO I.....	50
CHILAR: AGROECOSISTEMA TRADICIONAL CLAVE EN LA CONSERVACIÓN DE RECURSOS FITOGENÉTICOS.....	51
RESUMEN.....	51
ABSTRACT.....	52
INTRODUCCIÓN.....	53
MATERIALES Y MÉTODOS.....	54
Área de estudio	54
Método de observación	55
Variables estudiadas	55
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	56
Selección del terreno	56
Preparación del terreno.....	57
Composición de especies en el <i>chilar</i> y su manejo	60
CONCLUSIÓN.....	66
REFERENCIA CITADA.....	66
CAPÍTULO II.....	70
CALIDAD DE SEMILLAS PROVENIENTES DE LA SIERRA NORTE DE PUEBLA	71
RESUMEN.....	71
ABSTRACT.....	72
INTRODUCCIÓN.....	73
MATERIALES Y MÉTODOS.....	74
Lugar de colecta	74
Material biológico.....	74
Análisis físico	75
Prueba de viabilidad	75
Prueba de germinación	77
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	77
Características físicas.....	79
Prueba de viabilidad y poder germinativo.....	83
CONCLUSIÓN.....	87
REFERENCIA CITADA.....	87

CAPÍTULO III	96
PATÓGENOS EN SEMILLAS DE CULTIVOS DE LA SIERRA NORTE DE PUEBLA PARA CONSERVACIÓN A LARGO PLAZO	97
RESUMEN	97
ABSTRACT	98
INTRODUCCIÓN	99
MÉTODOS Y MATERIALES	100
Características ambientales del área de recolecta	100
Análisis de sanidad	100
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	101
CONCLUSIÓN	109
REFERENCIA CITADA	109
CAPITULO IV	113
EVALUACIÓN DE CONDICIONES PARA CONSERVACION A LARGO PLAZO DE GERMOPLASMA DE LA SIERRA NORTE DE PUEBLA	114
RESUMEN	114
ABSTRACT	115
INTRODUCCIÓN	116
MÉTODOS Y MATERIALES	117
Área de colecta	117
Prueba de viabilidad	118
Prueba de germinación	119
Toma de datos	120
Diseño del experimento	120
Análisis de datos	121
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	121
Maíz y frijol	123
Chile	128
Jitomate	130
Amaranto	132
CONCLUSIONES	138
REFERENCIAS CITADAS	138

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Acciones en conservación <i>ex situ</i> de maíz y ancestros silvestres.	24
Cuadro 2. Acciones en conservación <i>ex situ</i> de frijol.....	27

CAPÍTULO I

Cuadro 1.1. Lista de cultivos involucrados en el sistema <i>chilar</i>	62
---	----

CAPÍTULO II

Cuadro 2.1. Porcentaje de pureza, semillas enfermas e impurezas contenidas en las diferentes colectas estudiadas.	79
Cuadro 2.2. Especies colectadas y algunas de sus características físicas.	80
Cuadro 2.3. Resultado de las pruebas de viabilidad (ET, IT, ST y EIST) y de germinación (PG) en especies de Maíz, frijol y <i>Jatropha curcas</i>	83
Cuadro 2.4. Análisis de varianza de muestras de las especies analizadas en porcentaje de germinación.....	86
Cuadro 2.5. Comparación de medias correspondientes al porcentaje de germinación de las muestras de maíz, chile, jitomate arriñonado y amaranto.	86

CAPÍTULO III

Cuadro 3.1. Resultados del análisis de varianza de incidencias de patógenos en las especies analizadas	103
Cuadro 3.2. Porcentaje de incidencia de hongos detectados en las diferentes muestras de las especies analizadas tratados con cloro y sin tratar.	103
Cuadro 3.3. Hongos detectados y aislados de las diferentes muestras de semillas analizadas.	107

CAPÍTULO IV

Cuadro 4.1. Muestras de semillas de las especies analizadas, colectadas en el estado de Puebla.	117
Cuadro 4.2. Factores de estudio: nivel de humedad, condiciones, envase, y repeticiones.	121
Cuadro 4.3. Análisis de varianza de porcentaje de germinación, y datos de las pruebas de viabilidad (ET, IT, ST y EIST), en semillas de maíz.	122
Cuadro 4.4. Análisis de varianza de porcentaje de germinación, y datos de las pruebas de viabilidad (ET, IT, ST y EIST), en semillas de frijol.....	122
Cuadro 4.5. Análisis de varianza de porcentaje de germinación, en semillas de chile, jitomate arriñonado, jitomate citlal, amaranto y quintonil.	123

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Esquema de las etapas del proceso de acondicionamiento de semillas ortodoxas para su conservación, seguida en el Banco Nacional de Germoplasma Vegetal. (Cuevas y Moreno, 2003).14
- Figura 2.** Fases de la germinación de una semilla y los procesos metabólicos asociados. (Bewley, 1997; Nonogaki *et al.*, 2010)..... 16
- Figura 3.** Distribución de genero *Amaranthus* en México (Espitia *et al.*, 2010)..... 33

CAPÍTULO I

- Figura 1.1.** Acomodo de leña derivada del proceso conducente a la preparación del terreno para la siguiente siembre bajo R-T-Q. Ecatlan, Pue. 58
- Figura 1.2.** Chile en crecimiento vegetativo, establecido en terrano con alta pedregosidad y pendiente pronunciada..... 60
- Figura 1.3.** Asociación maíz y jitomate. 61
- Figura 1.4.** Manejo de *chilar* en la Comunidad de Ecatlan, Puebla. 65

CAPÍTULO II

- Figura 2.1.** Hoja de toma de datos de prueba de viabilidad. (Aportacion, Cuevas y Moreno, 2013) 76
- Figura 2.2** Cultivo de maíz en asociación con frijol negro (A)y con *Jatropha curcas* y café (B) en la Sierra Norte de Puebla, en etapa de secado (después de la dobla). 82
- Figura 2.3.** Porcentaje de germinación, a) por muestra y (b) por especie colectada. 84

CAPÍTULO III

- Figura 3.1.** Maíz justo antes de la cosecha en asociación con frijol..... 104
- Figura 3.2.** Incidencia de hongos en las diferentes muestras (A) y especies bajo tratamiento con cloro y sin tratar (B). 105
- Figura 3.3.** Crecimientos fungosos en medio de cultivo PDA, *Fusarium* sp. (A), *Cladosporium* sp. (B), *Aspergillus* sp. (C) y *Penicillium* sp. (D)..... 106

CAPITULO IV

- Figura 4.1.** Hoja de toma de datos de prueba de viabilidad. (Aportación Cuevas, 2013)..... 119
- Figura 4.2.** Porcentaje de germinación y viabilidad, a través de las diferentes evaluaciones (A), por nivel de humedad (B), y por efecto de las diferentes condiciones de conservación (C), en semillas de maíz. **CF:** Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:** Enfriador doméstico a 5 °C, **A:** Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA:** Condiciones de ambiente con recipiente abierto..... 125
- Figura 4.3.** Porcentaje de germinación y viabilidad, a través de las diferentes evaluaciones (A), por nivel de humedad (B), y por efecto de las diferentes condiciones de conservación (C), en semillas de frijol. **CF:** Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:**

Enfriador doméstico a 5 °C, **A**: Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA**: Condiciones de ambiente con recipiente abierto..... 126

Figura 4.4. Porcentaje de germinación (A y B) y viabilidad - vigor (cen diferentes niveles de humedad (A y C) y en las diferentes condiciones de conservación (B y D) en semillas de maíz. **CF**: Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA**: Cuarto frío con recipiente abierto, **5**: Enfriador doméstico a 5 °C, **A**: Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA**: Condiciones de ambiente con recipiente abierto. 127

Figura 4.5. Porcentaje de germinación (A y B) y viabilidad - vigor (C y D) en diferentes niveles de humedad (A y C) y en las diferentes condiciones de conservación (B y D) en semillas de frijol. **CF**: Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA**: Cuarto frío con recipiente abierto, **5**: Enfriador doméstico a 5 °C, **A**: Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA**: Condiciones de ambiente con recipiente abierto. 128

Figura 4.6. Porcentaje de germinación de semillas de chile a través de las diferentes evaluaciones (A), por nivel de humedad (B), y por efecto de las diferentes condiciones de conservación (C). **CF**: Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA**: Cuarto frío con recipiente abierto, **5**: Enfriador doméstico a 5 °C, **A**: Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA**: Condiciones de ambiente con recipiente abierto. 129

Figura 4.7. Porcentaje de germinación de semillas de chile en diferentes niveles de humedad (A), y en diferentes condiciones de conservación (B). **CF**: Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA**: Cuarto frío con recipiente abierto, **5**: Enfriador doméstico a 5 °C, **A**: Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA**: Condiciones de ambiente con recipiente abierto. 130

Figura 4.8. Porcentaje de germinación a través de las diferentes evaluaciones (A), por nivel de humedad (B), y por efecto de las diferentes condiciones de conservación (C), en semillas de jitomate arriñonado y de jitomate citlal. **CF**: Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA**: Cuarto frío con recipiente abierto, **5**: Enfriador doméstico a 5 °C, **A**: Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA**: Condiciones de ambiente con recipiente abierto..... 131

Figura 4.9. Porcentaje de germinación en diferentes niveles de humedad (A y B), y en diferentes condiciones de conservación (C y D) en semillas de jitomate tipo riñón (A y C), y citlal (B y D). **CF**: Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA**: Cuarto frío con recipiente abierto, **5**: Enfriador doméstico a 5 °C, **A**: Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA**: Condiciones de ambiente con recipiente abierto. 132

Figura 4.10. Porcentaje de germinación a través de las diferentes evaluaciones (A), por nivel de humedad (B), y por efecto de las diferentes condiciones de conservación (C), en semillas de amaranto y de quintonil. **CF**: Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA**: Cuarto frío con recipiente abierto, **5**: Enfriador doméstico a 5 °C, **A**: Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA**: Condiciones de ambiente con recipiente abierto. 133

Figura 4.11. Porcentaje de germinación en diferentes niveles de humedad (A y B), y en diferentes condiciones de conservación (C y D) en semillas de amaranto (A y C), y quintonil (B y D). **CF**: Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA**: Cuarto frío con recipiente abierto, **5**: Enfriador doméstico a 5 °C, **A**: Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA**: Condiciones de ambiente con recipiente abierto. 134

CONSERVACIÓN DE RECURSOS FITOGENÉTICOS EN LA AGRICULTURA TRADICIONAL DE LA SIERRA NORTE DE PUEBLA¹

Nolasco-Guzmán, Vicente

RESUMEN GENERAL

A manera de diagnóstico se dió seguimiento el sistema agroecológico *el chilar*; destacando la selección del terreno, preparación del terreno con el método roza-tumba-quema, siembra de chile, jitomate y quelites, e interacciones con especies toleradas y fomentadas, la cosecha y aprovechamiento de éstas. El seguimiento se realizó por dos años, en el que se observó la asociación, interacción y sucesión de 35 especies. Durante este proceso se colectó semillas de algunas de las especies involucradas: maíz, frijol negro, chile, jitomate arriñonado y citlal, amaranto, y quintonil, especies involucrados. Del material colectado se determinó calidad fisiológica y desempeño durante su conservación, estableciendo un experimento en laboratorio, en el que se evaluó efecto de recipiente abierto y sellado, tres condiciones de almacén (cuarto frío, enfriador doméstico y ambiente), y seis niveles de humedad inicial (5 a 30 %); se determinó el porcentaje de germinación y viabilidad, cada cuatro meses, en siete evaluaciones. De acuerdo con los estándares establecidos por la ISTA (2005), la calidad fisiológica de las semillas se considera muy buena, dados los niveles de humedad (13 %), pureza (> 94 %), daños físicos (< 6 %), registrados. En maíz y frijol, la germinación y viabilidad fue superior a 97 %, mientras que la germinación de chile, jitomate arriñonado y citlal, amaranto y quintonil, fueron de 78, 80, 3.2, 63 y 14 %, respectivamente. En las pruebas de sanidad, se detectó de 20 a 97 % de incidencia de hongos fitopatógenos, principalmente *Fusarium* spp., *Cladosporium* spp. *Penicillium* spp., y *Aspergillus* spp. La viabilidad en maíz y frijol, donde se evaluó, tuvo un comportamiento similar que la germinación. La germinación se redujo hasta un 50 % por efecto de tiempo, hasta un 100 %, en algunas repeticiones, por efecto de recipiente abierto; por efecto de condiciones, el que tuvo mejor desempeño fue en condición de cuarto frío y enfriador doméstico; la humedad también causó disminución de germinación, en tratamiento de 25 y 30 %, la germinación disminuyó inmediatamente a cero, principalmente en semillas de maíz y frijol.

Palabras clave: Viabilidad y porcentaje de germinación, calidad fisiológica, conservación de recursos.

¹ Tesis de Doctorado, Doctorado en Ciencias en Horticultura, Universidad Autónoma Chapingo.
Vicente Nolasco Guzmán - Autor
Jesús Axayacatl Cuevas Sánchez - Director

CONSERVATION OF PLANT GENETIC RESOURCES IN THE TRADITIONAL AGRICULTURE OF THE SIERRA NORTE DE PUEBLA²

Nolasco-Guzmán, Vicente

GENERAL SUMMARY

For two years, the *el chilar* agroecological system was monitored under the slash-and-burn method, which included activities from the selection and preparation of the land to cultivate chili, tomato and quelites, to the management of the interactions and successions of 35 tolerated and fostered species, including their harvest and uses. During this process, seeds of maize, black beans, chili, wild tomato, cherry tomato (citlal), amaranth, and quintonil were collected. Seven evaluations were made (one every 4 months) of the physiological quality of the seeds and their performance during their conservation under laboratory conditions. The variables evaluated were; the effect of open and sealed containers, three storage conditions (cold room, domestic cooler and room temperature), and six levels of initial humidity (5 to 30 %) in which the percentage of germination and viability was determined. In all the species, the physiological quality was considered very good because the humidity levels did not exceed 13 %, the purity was higher than 94 % and the physical damages were less than 6 % (ISTA, 2005). In corn and beans, germination and viability were higher than 97 %, while the germination of chili, wild tomato, cherry tomato (citlal), amaranth and quintonil was 78, 80, 3.2, 63 and 14 %, respectively. In the health tests, incidence ranges of phytopathogenic fungi from 20 to 97 % were detected, mainly *Fusarium* spp., *Cladosporium* sp. *Penicillium* sp, and *Aspergillus* sp. The viability in corn and beans had a similar behavior as germination. The germination was reduced by up to 50 % due to the effect of time. Due to the effect of open container this same variable decreased up to 100 %; due to the effect of storage conditions, the variables with the best performance were cold room and domestic cooler; for the case of percentage of humidity in the treatments of 25 and 30 %, the germination diminished to zero mainly in seeds of maize and beans. The germination was reduced up to 50 % by effect of time. Due to the effect of open container this same variable reduced up to 100 %; due to the effect of storage conditions, the variables with the best performance were cold room and domestic cooler; for the case of percentage of humidity in the treatments of 25 and 30 %, the germination diminished to zero mainly in seeds of maize and beans

Keywords: Viability and percentage of germination, physiological quality, conservation of resources.

² Thesis of Doctoral Program; Universidad Autónoma Chapingo.

Vicente Nolasco Guzmán - Author

Jesús Axayacatl Cuevas Sánchez – Advisor

INTRODUCCIÓN GENERAL

Para abordar el tema de los recursos fitogenéticos es conveniente indicar los diferentes aspectos temáticos que lo integran y desde luego, tomar en cuenta el origen intelectual de los planteamientos sistemáticos sobre este tema. En lo general, aspectos sobre conservación, caracterización y aprovechamiento de los recursos fitogenéticos son temas necesarios de tratar, aunque en este escrito ocupa solamente dar atención al primer aspecto. La conservación de recursos fitogenéticos comprende dos mecanismos complementarios, conservación *in situ* y *ex situ*. Ambos mecanismos están enfocados a resguardar materiales de importancia antropocéntrica, por ser fuente de alimento humano y animal, medicina, forestal, industrial, ornato, entre otros, y por representar un potencial estratégico en programas de mejoramiento genético que impacten la productividad; también se enfocan a especies en riesgo de extinción o vulnerables de sufrir deriva genética. La conservación *ex situ* consiste en el resguardo de recursos genéticos fuera de sus hábitats naturales, pudiendo ser en bancos de germoplasma o bancos genéticos, mientras que la conservación *in situ* implica conservar los recursos genéticos en su propio hábitat, ya sea en reservas de la biosfera, en los huertos familiares o en plantaciones de los productores (Frankel, 1970).

Los recursos fitogenéticos susceptibles a resguardo son toda la diversidad genética vegetal que se considera con cierto valor potencial de uso para el hombre, en este grupo se consideran las especies silvestres, cultivadas y variedades botánicas y artificiales resultado de trabajos de mejora genética (Esquinas-Alcázar, 1993). Estos materiales son patrimonio de la humanidad; su conservación constituye la seguridad de los ecosistemas, el desarrollo de nuevos recursos genéticos y la seguridad alimentaria para generaciones futuras (Westman, 1990).

Desde inicios de la agricultura o aprovechamiento de las especies vegetales por el hombre, las plantas han sido sometidas a presión de selección -proceso de domesticación-, con ello, poblaciones de plantas muestran características morfológicas y fisiológicas deseables por el hombre tales como frutos grandes, mayor producción de estructuras aprovechables, uniformidad en la maduración de frutos y semillas, germinación rápida, pérdida de competitividad contra malezas, pérdida de defensas contra plagas y enfermedades, entre otras características.

La extensión de los primeros cultivos a diferentes lugares del mundo se llevó a cabo por diversos medios y tiempos, durante este proceso, las plantas encontraron nuevas condiciones de clima, de suelo, de vegetación, entre otros factores, que tuvieron influencia en la continuación de la evolución, al combinarse con nuevas poblaciones formando híbridos y otras nuevas variantes biológicas. De estas interacciones (planta-ambiente-hombre) surgieron nuevas variantes conformando la diversidad vegetal a partir de la cual se han estado satisfaciendo las necesidades de los humanos en diferentes aspectos.

Un factor importante que ha afectado la diversidad genética generada durante generaciones, es la deriva genética o pérdida de variantes valiosas por su constitución genética. Desde hace unos años, la diversidad de cultivos se ha visto reducida a unas cuantas especies (aproximadamente 125 especies) y a unas cuantas variedades que se cultivan extensamente para satisfacer la demanda mundial de alimentos. Esta reducción de la variedad de especies y de variabilidad genética es resultado del desarrollo de tecnologías en la agricultura, la industria y cambios en el hábito alimenticio de la población, entre otros (Esquinas, 1981). A mediados del siglo pasado, con la introducción de variedades mejoradas con características homogéneas, además de más productivas con las nuevas tecnologías implementadas en su momento, se acentuó marcadamente la pérdida de la diversidad genética, ya que estas nuevas variedades ocuparon superficies agrícolas donde anteriormente se establecían variedades nativas o locales, lo que orilló a la pérdida de materiales que se tenían en conservación por productores locales (McNeely *et al.*, 1990). Contrariamente a las variedades obtenidas artificialmente, las variedades locales o nativas son menos productivas y poco homogéneas, pero cuentan con una composición genética muy amplia y adaptabilidad a diferentes ambientes, y con tal genética, son capaces de enfrentar problemas de plagas, enfermedades y condiciones adversas del ambiente; además, son fuente de genes para las variedades obtenidas artificialmente (Tilman *et al.*, 2002).

La pérdida de diversidad por erosión genética de especies, propiciada principalmente por el humano, es un efecto que impacta la seguridad alimentaria, ya que la estabilidad y resistencia de las especies de importancia agrícola, al reducirse su base genética, dificultaría el desarrollo de genotipos para enfrentar riesgos sanitarios y ambientales, y concomitantemente afectar la producción agrícola (Martín, 2002).

Por estas razones, es importante el estudio y entendimiento de los centros de origen y domesticación de cultivos, ya que en estas áreas se concentra la diversidad genética de los cultivos, una fuente de genes para la mejora de variedades. La cultura asociada con estas regiones también es un recurso importante, ya que las culturas desarrolladas en interacción con las especies domesticadas han generado conocimiento importante sobre la conservación de los recursos fitogenéticos, además del entendimiento de procesos sobre el origen de las especies cultivadas.

En México, centro de origen y de domesticación de varios cultivos de importancia mundial, su sociedad tiene el compromiso de conservar materiales de especies silvestres, toleradas, fomentadas, cultivadas o domesticadas, que son resultado de la interacción humana con dichos recursos durante generaciones. En la actualidad, muchos de los recursos fitogenéticos se mantienen en conservación por el esfuerzo de agricultores rurales que usan variedades nativas en sus sistemas de producción, y que también fomentan y toleran especies silvestres en sus huertos y parcelas.

En la Región del Totonacapan, Puebla, los agroecosistemas tradicionales, son una forma recurrente de aprovechamiento de los recursos de que disponen y de su conservación. En estos agroecosistemas la producción de alimentos está ligada con la cultura de las comunidades, distribución y uso de las especies presentes y que a su vez está influida por factores climáticos, históricos, socio-culturales y económicos, la preferencia individual, la dieta alimenticia, disponibilidad de mano de obra y habilidades adquiridas (García *et al.*, 2005; Orellana *et al.*, 2006). En comunidades como Ecatlan, Xochitlan y Zapotitlan, ubicados en la Región de estudio, la mayoría de los sistemas de producción son tradicionales, para satisfacer las necesidades de la familia y comercializar el excedente. Sobre los agroecosistemas del Totonacapan poco se conoce y sobre los recursos fitogenéticos alimenticios no son numerosos los trabajos, menos aún los relacionados con su conservación.

Considerando la perspectiva de conservar estratégicamente recursos fitogenéticos del Totonacapan en forma sistemática, conviene desarrollar un marco de referencia básico al respecto y que a continuación se establece. La conservación de recursos puede llevarse a cabo en diferentes formas o niveles: genes, organismos y/o ecológico. También se puede clasificar a la conservación en diferentes categorías: conservación de organismos completos en campo,

conservación de partes de organismos como semillas y otros órganos vegetales que tienen la capacidad de regenerarse, como los tejidos (Dixon *et al.*, 1998; Graur y Wen-Hsiung, 2000).

La conservación de organismos en campo se lleva a cabo por medio de colecciones de plantas, aplica para especies estériles, mantener clones, especies de semilla recalcitrante y especies con ciclo biológico prolongado. La conservación *in vitro* de tejidos, puede ser una opción más para la conservación de organismos en campo, y para las especies que no producen semilla, o mantener clones; con esta técnica también se puede conservar órganos o fragmentos de órganos, tejidos o células aisladas. La conservación de semillas, es una opción más y es una de las formas más aplicadas en los bancos de germoplasma, ya que es una técnica muy fácil, eficiente, económica y segura de conservar de forma *ex situ*, una gran variedad de plantas con semilla ortodoxa.

La conservación por semillas es el método más utilizado, ya que es relativamente económico, requiere de poco espacio, hace eficiente el uso de los recursos y procura seguridad, además de que se pueden conservar muchas especies (Maxted *et al.*, 1997). Este método de conservación es ideal y efectivo para conservar las semillas ortodoxas, por su capacidad de soportar la deshidratación y las bajas temperaturas, sin sufrir daños mayores en sus tejidos, en viabilidad y en poder germinativo. Con la reducción del contenido de humedad en las semillas, la vida de éstas se prolonga marcadamente, pudiendo mantener la viabilidad de las semillas hasta por unos cuantos siglos (Pritchard *et al.*, 2004). Las condiciones del área de conservación sólo requieren temperaturas por debajo de 0 °C y humedad relativa menor a 15 %, siendo ideal la temperatura de -18 °C y humedad relativa de 5 %.

El proceso de conservación comprende varios pasos que se deben tomar en cuenta para cada muestra a resguardar. Lo primero que se debe hacer es registrar la muestra, lo que implica obtener toda la información relacionada sobre la especie, como usos, adaptación climática, nivel de manejo, importancia económica e información referente a la colecta. Posteriormente se procede a la limpieza de las semillas, separación de basura y semillas extrañas, además se determina el nivel de viabilidad y poder germinativo. Una vez que se tiene la semilla limpia, se procede a reducir la humedad hasta alcanzar un promedio de 5 %. Cuando se alcanza la humedad interna deseada, las semillas se envasan en recipientes herméticos, se identifica con una etiqueta y se introduce al cuarto frío para su conservación a largo plazo (Gold *et al.*,

2004). Durante la conservación es recomendable realizar evaluación de viabilidad con la finalidad de monitorear el estado de las semillas.

Sin embargo, la respuesta de algunas semillas al método de conservación no es la misma, debido a que la respuesta y el tiempo de conservación dependen de diferentes factores, como la constitución genética de las semillas, el manejo agronómico durante el desarrollo de la semilla (Zhang y Wang, 2005), las condiciones ambientales durante la conservación, el proceso de acondicionamiento y empaque, el efecto de plagas y enfermedades, el contenido de proteínas, carbohidrato y aceites, entre muchos otros. El efecto de dichos factores en la conservación dificulta predecir el tiempo que una semilla permanecerá viable y mantener el poder germinativo (Liu *et al.*, 2001).

Considerando que la diversidad genética de diferentes especies de uso tradicional en cultivo se encuentra en riesgo, específicamente las variedades denominadas locales o nativas, de distribución y uso está limitado a la preferencia de ciertas comunidades, esta forma de uso de las plantas, amplía la diversidad y variabilidad de materiales, tanto en tipos, formas y colores de frutos (Rodríguez *et al.*, 2007). Contreras *et al.*, (2011), al analizar molecularmente 55 poblaciones locales de Chile (*Capsicum annuum*) provenientes del Estado de Puebla, y comparación con otros materiales provenientes de otros estados, encontró gran complejidad genética de la población local poblana, detectando grupos bien definidos entre los materiales locales y foráneos.

La conservación de la diversidad genética existente en las diferentes regiones no sólo debe ser para poner en relieve el potencial de uso en la mejora genética de los cultivos, sino también para incentivar la viabilidad de las especies, y principalmente su conservación (Piñero *et al.*, 2008). Esta situación, nos debe incentivar al estudio de todos los recursos, con la finalidad de conocer con qué tipo de recursos se cuenta en cualquier región de nuestro país.

Para concluir esta Introducción general, en el presente trabajo de investigación se propone conocer las características del *chilar*, agroecosistema donde se ubican algunos de los recursos fitogenéticos de la Sierra Norte de Puebla, así como entender la influencia que pueden tener las variedades y las condiciones de producción de la semilla de algunos recursos fitogenéticos importantes en el *chilar*, en la sanidad y calidad de la misma previo a su conservación, la importancia de las condiciones de conservación (recipiente hermético, temperatura y

humedad relativa) en la viabilidad y vigor de las semillas durante el resguardo y las características del *chilar*, como agroecosistema donde se ubican algunos de los recursos fitogenéticos de la Sierra Norte de Puebla, intenciones de búsqueda científica que se precisan en los objetivos generales como a continuación se indica, así como en los objetivos particulares incluidos en los Capítulos I al IV.

OBJETIVOS GENERALES

- Describir el agroecosistema tradicional, el *chilar*, de la Sierra Norte de Puebla, clave en la conservación de recursos fitogenéticos.
- Colectar y analizar la calidad fisiológica y sanidad de las semillas que ocupan los productores en la Sierra Norte de Puebla.
- Evaluar el efecto del recipiente contenedor, la humedad relativa, humedad interna y temperatura en la conservación de semillas de diferentes especies cultivadas.

HIPÓTESIS

El enfoque de los agroecosistemas conocido como el *chilar*, establecidos en la agricultura tradicional es de conservación y diversidad, ya que la implementación de estos sistemas de producción tiene el objetivo de aprovechar y renovar los recursos de la región, además de especies toleradas, fomentadas, cultivadas y domesticadas, que conviven con éstos sistemas.

La calidad fisiológica de las semillas involucradas en la agricultura tradicional de la Sierra Norte de Puebla, evidencia el alto nivel requerido a las condiciones del medio ecológico y cultural de los agroecosistemas en que se utilizan.

El genotipo de una variedad, las condiciones de producción y el proceso de acondicionamiento, manejo y condiciones de conservación afectan la calidad (viabilidad, vigor, poder germinativo) del germoplasma en resguardo a largo plazo, destacando el contenido de humedad de las semillas, su sanidad y las condiciones de temperatura y humedad del área de almacenamiento pueden tener un efecto favorable para la conservación *ex situ* de la calidad de germoplasma de las seis especies de importancia económica de la sierra norte de Puebla.

MARCO DE REFERENCIA

Conservación de recursos fitogenéticos

La conservación de los recursos es parte de una rama científica en desarrollo encaminada a resolver la crisis que enfrenta la diversidad biológica en la actualidad (Primack, 1993), los problemas que pretende resolver son de índole científica, técnica, social, cultural, económica, entre otros, por lo que se caracteriza por ser multidisciplinaria.

Diversas actividades, como la agricultura, asentamientos humanos, actividad recreativa, vías de comunicaciones, y otras actividades ocupan el 95 % de la superficie terrestre, esto inevitablemente hace que la diversidad biológica coexista en estos ambientes naturales perturbados (Western y Pearl, 1989). Lo anterior, pone en riesgo de extinción muchas especies silvestres relacionadas con especies cultivadas y domesticadas, y que son fuente de genes de resistencia y de productividad para la agricultura del futuro. Por tanto, la conservación debe enfocarse en estos puntos críticos, basados en principios ecológicos bien establecidos para dar como resultado una producción de bienes más sostenible, y a la vez que se resguarden los recursos biológicos disponibles en la zona. Una área bajo manejo responsable, proveerá a la sociedad abundante biomasa vegetal, diversidad de especies vegetales y hábitats, ecosistemas estables, suelo sano y productivo, agua, y estabilidad climática para diversidad de especies (Westman, 1990).

Por otro lado, la pérdida de especies silvestres conlleva a una importante reducción de la diversidad existente, lo cual afecta de manera crítica la resiliencia ecológica de los ecosistemas asociados, además de que en especies silvestres podrían encontrarse los genes para enfrentar los embates del cambio climático. En la actualidad se han hecho grandes esfuerzos en la conservación de recursos. Los bancos de germoplasma son una de las formas más ampliamente empleadas para la conservación de la diversidad vegetal, en esta se resguardan pequeñas cantidades de semillas y demandan poco mantenimiento. Sin embargo, presenta ciertas limitantes en comparación con la conservación *in situ*.

Conservación *in situ*

La conservación *in situ*, implica el resguardo de recursos genéticos en un ambiente propio de las especies, es decir, en su estado natural: en su estado silvestre para las especies no domesticadas o en parcelas tradicionales de productores locales. También, se pueden establecer áreas protegidas como reservas naturales, enfocadas a mantener hábitats de diferentes especies vegetales y animales silvestres, y para que la conservación sea exitosa debe contar con la mayor diversidad de especies, esto debido a que ninguna especie puede sobrevivir aislada (Prance, 1997). Sin embargo, la conservación de la naturaleza y conservación de germoplasma presentan mucha diferencia, aun cuando se realice *in situ* (Lleras, 1991). La primera implica el establecimiento de parques naturales, santuarios, áreas de reserva, entre otros (Frankel, 1970); mientras que la conservación de germoplasma implica garantizar el resguardo, y recursos potencialmente útiles en la agricultura, y a la humanidad.

La agricultura campesina tradicional ha sido partícipe en la generación y conservación de gran diversidad de especies ampliamente cultivadas en la actualidad, además de la exploración de nuevos recursos, lo que ha beneficiado al mundo con la disponibilidad de variedades con alto rendimiento, resistencia a enfermedades y de mayor calidad (Tilman *et al.*, 2002).

Por otra parte, en la actualidad mucha de la diversidad biológica se encuentra en diferentes niveles de riesgo a causa de alteraciones en sus hábitats, incluso hasta en peligro extinción. Los factores de riesgo son diferentes, y uno de éstos, que encabeza la lista, es la actividad humana: extracción de recursos de hábitats donde se distribuyen especies no protegidas, programas de mejoramiento genético que conduce a la erosión genética de especies y abandono de variedades locales, además de patrones de consumo que inducen a la pérdida de variabilidad genética (Esquinas, 1981).

Conservación *ex situ*

La conservación *ex situ*, debe ser un complemento de la conservación *in situ*, en donde además de conservar el recurso, también se aprovecha para desarrollar estudios relacionado con las especies, como su anatomía, fisiología, bioquímica, entre otros, o incluso el desarrollo de nuevas variedades sin llevar a la desaparición de variantes naturales (McNeely *et al.*,

1990); sin embargo, en la actualidad la conservación *ex situ* se ha convertido como eje principal en la conservación, debido a la creciente crisis que se ha observado en los hábitats a nivel mundial (Ashton, 1987; Conway, 1988).

El Banco de Germoplasma es el método principal en la conservación *ex situ*, al conformar colecciones núcleo y de trabajo de muestras representativas de la variabilidad genética de especies. Estas colecciones se mantienen fuera o separadas de las condiciones normales en las que la especie ha evolucionado durante siglos. La ventaja principal de esta técnica de conservación, es que las especies conservadas se encuentran fácilmente disponibles para su estudio, en comparación con su situación en estado natural (Miller, 1989; Rao, 2004; Sánchez-Chang y Jiménez, 2010).

Banco de germoplasma

El banco de germoplasma es un espacio acondicionado, bajo ciertas especificaciones para conservar germoplasma de diferentes especies, principalmente en forma de semilla, polen o tejidos (Dixon *et al.*, 1998). Los materiales que se conservan en el banco, pueden ser semillas de especies silvestres, variedades locales, tradicionales, o bien, resultado de avances de alguna investigación. Los bancos tienen la tarea de acondicionar la semilla, desecar hasta alcanzar la humedad a un nivel bajo y almacenarse en condiciones de baja temperatura, sin dañar la viabilidad de las semillas. Otra de las funciones principales de los bancos de germoplasma es conservar la diversidad vegetal generada por la naturaleza y por la actividad humana, producto de la selección empírica y científica, así como poner a disposición materiales con potencial para el desarrollo de nuevas variedades (Graur y Wen-Hsiung, 2000; Martín, 2002).

En la actualidad se cuenta con varios bancos de germoplasma en el mundo (cerca de 1500), pero el equipamiento y recurso disponible no son suficientes para alcanzar a plenitud las metas propuestas (IPGRI, 2002; Dulloo *et al.*, 2010; Padulosi *et al.*, 2014).

En México existen diferentes bancos de conservación del germoplasma, algunos con especial enfoque a semilla de ciertas especies. Pero con el objetivo de sumar esfuerzos en la conservación. Los principales son:

- Banco de Germoplasma del *Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo* (CIMMYT). Su base de datos cuenta con 27 000 colecciones únicas de maíz, en el que se incluye especies silvestres (teocintle y *Tripsacum*), criollos y mejoradas. Además, también cuenta con 150 000 colecciones de trigo, provenientes de diferentes partes del mundo.
- *Banco Nacional de Germoplasma Vegetal* (BANGEV) en la *Universidad Autónoma Chapingo* (UACH). En el que se tiene bajo resguardo semillas de especies silvestres y cultivadas, para uso alimenticio, medicinal y combustible. La base de datos cuenta con 18 337 entradas, correspondientes a 72 familias, 214 géneros y 295 especies.
- Banco de Germoplasma del maíz, a cargo de la *Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro* (UAAAN), Coahuila. El objetivo de este banco es el resguardo de los maíces nativos, y la difusión de usos para un mejor aprovechamiento. Tiene la capacidad de resguardar hasta 100 000 muestras.
- *Centro Nacional de Recursos Genéticos* (CNGR), a cargo del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Jalisco. Este centro de conservación inicio actividades en el año de 2011, con objetivo de conservar *in vitro* todo tipo de recursos genéticos a largo plazo.
- *Depositario Nacional de Opuntia* (nopal), a cargo de la UACH, Estado de México. Tiene el objetivo de conservar el germoplasma de las especies del género y elaborar guías para la descripción varietal.
- Banco de Germoplasma del *Centro de Investigación Científica de Yucatán* (CICY), se crea con el objetivo de proteger, conservar y propagar la diversidad existente en la Región de la Península de Yucatán.
- Además de las instituciones mencionadas, en la actualidad se están formando *bancos comunitarios* en distintas regiones del país, principalmente a cargo de grupos indígenas, con el objetivo de promover la conservación e intercambio de los recursos propios de cada grupo social. En los diferentes bancos comunitarios, se tienen registrados 1 752 accesiones resguardados en distintos bancos, especialmente semillas de especies de Maíz, frijol, calabaza, chile, tomates criollos, y plantas medicinales (Aragón y De la Torre, 2015).

Además de los bancos de semillas bajo el cargo de las instituciones mencionadas, en el país también se mantienen bancos de germoplasma conformados por plantaciones, de los que destacan instituciones como la Comisión Nacional Forestal, Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Centro de Genética Forestal, “*Central America and Mexico Coniferous Forest Resources Cooperative*” (Camcore), el Instituto de Genética Forestal de la Universidad Veracruzana, Colegio de Postgraduados, UAAAN, Universidad de Guadalajara, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo y la Universidad de Tlaxcala (Lascurain *et al.*, 2009).

Germoplasma

Se denomina germoplasma a cualquier material capaz de transmitir los caracteres hereditarios de una generación a otra (Witt, 1985). En las plantas la estructura principal que cumple esta función es la semilla, sin embargo, también pueden ser partes de plantas u otros tejidos (Graur y Wen-Hsiung, 2000). La semilla es la estructura que representa mejor la evolución de las plantas para perpetuarse en el tiempo a través de generaciones, por poseer la gran capacidad de regenerar una planta, facilitar la dispersión, y de fácil conservación debido a los mínimos requerimientos para su conservación a largo plazo (Maxted *et al.*, 1997).

Semilla

La semilla proviene del óvulo maduro y fecundado, posee la capacidad de originar una nueva planta (Fahn, 1978); además, contiene las reservas necesarias para alimentar el nuevo individuo y está protegido por una estructura, tegumento o cáscara (Kozłowski & Gunn, 1972; Douglas, 1982). La semilla está compuesta principalmente por el embrión, uno o más cotiledones, plúmula y radícula.

La semilla es la estructura importante de las plantas, ya que desempeña la función de dispersar la especie, la repoblación y posibilita la exploración de nuevos territorios (Espinosa-Osornio y Engelman, 1998). Además, también lleva la carga genética de la especie y la siguiente generación (Doria, 2010).

Las semillas se clasifican como ortodoxas o tolerantes a la desecación, en esta clasificación la semilla que puede desecarse hasta 5-10 % de contenido de humedad sin afectar negativamente su viabilidad (Roberts, 1973). En el segundo grupo se encuentran las recalcitrantes o sensibles a la desecación, estas semillas se caracterizan por afectar negativamente la viabilidad cuando se reduce el contenido de humedad (Chin & Roberts, 1980). En una tercera clasificación se ubican semillas que toleran la desecación hasta cierto nivel, y pueden ser almacenados un periodo intermedio, sin embargo, estas semillas cuando se someten a bajas temperaturas para prolongar su conservación inmediatamente pierden su viabilidad (Ellis *et al.*, 1990).

Semillas ortodoxas

Las semillas ortodoxas tienen la capacidad de soportar la reducción de humedad, y así pueden almacenarse por largos periodos de tiempo, este proceso es una característica adaptativa para mantenerse vivas en periodos críticos (Roberts, 1973; Pritchard *et al.*, 2004). Este proceso se lleva a cabo inmediatamente después de la madurez, es una etapa de deshidratación; con este proceso, la semilla disminuye la actividad respiratoria al mínimo y con ello el metabolismo. El nivel de deshidratación al que pueden llegar es muy bajo, de 5 a 10 %, sin sufrir daños en sus estructuras. Una vez llegado a este nivel de humedad, y combinar con bajas temperaturas (-20 a 0 °C), la conservación puede ser prolongada por varios años. La mayoría de las semillas ortodoxas son de tamaño pequeño, sobre todo las semillas de especies boscosas (Romero-Saritama & Pérez, 2016), algunas presentan una testa dura que bloquea el paso de agua; generalmente cuando se desprenden de la planta madre el nivel de humedad contenida es menor del 20 % sobre su peso, como lo reportan Nahuel *et al.* (2013), en estudios con dos especies de la familia *Fabaceae*. La tasa de respiración es casi indetectable, principalmente, cuando las semillas entran en un periodo de latencia, haciendo que la conservación pueda prolongarse hasta por más de 100 años (Arriaga *et al.*, 1994; Gold *et al.*, 2004).

Semillas recalcitrantes

Las semillas recalcitrantes no tienen la capacidad de soportar la reducción de su contenido de humedad, ya que de suceder la deshidratación se provocaría la muerte inmediata del embrión (Roberts, 1973). Por esta característica, este tipo de semilla, su conservación es limitada en colecciones vivas, como plantaciones en campo. El nivel crítico de humedad

varía dependiendo de la especie, sin embargo, en algunas especies se ve inmediatamente afectada la viabilidad en ambientes con humedad relativa de 98 %; y cuando la humedad ambiental es disminuida a 60-70 %, estas semillas mueren inmediatamente. La latencia de estas semillas es efímera, incluso nula en algunas especies. Así, las semillas sobreviven un periodo después de cosecha solamente si se mantienen con buena ventilación, de lo contrario el embrión puede morir, por lo que nunca se interrumpe o disminuye el nivel de metabolismo. La mayoría de las plantas que producen este tipo de semilla son especies de origen tropical (Arriaga *et al.*, 1994; Vázquez-Yanes *et al.*, 1997; Sosa-Méndez, 2004).

Secado de semillas

Para la conservación dentro del banco de semillas, el proceso de secado o deshidratación de las semillas es fundamental para prolongar lo más posible la vida del embrión, y esto implica reducir la humedad hasta un 3.5 % en semillas oleaginosas y un 6.5 % en semillas sin contenido de aceites, sin afectar la viabilidad. La desecación provee a las semillas longevidad, protección a daños por congelación, previene ataque de insectos y desarrollo de hongos durante la conservación, y desde luego, la conservación del poder germinativo.

Para llevar a cabo la deshidratación, se realiza con el apoyo del gradiente de potencial hídrico existente entre la semilla y el ambiente circundante. Cuando la diferencia de humedad entre la semilla y el ambiente es amplia, el proceso de secado es rápido, en cambio, cuando el gradiente se acerca a cero, la velocidad de secado es más lento. De esta manera, las semillas tienden a perder humedad conforme pasa el tiempo, siempre buscando el equilibrio con el ambiente-semilla. Con esta observación, este proceso se puede acelerar, al manipular el gradiente de potencial hídrico, a través de circulación de aire sobre las semillas, dispersión de la semilla en capa fina sobre una superficie o el uso de alguna sustancia absorbente, como la sílica gel. De esta forma, se evita la formación de una capa fina de humedad que limita la velocidad de secado, al reducir el efecto de gradiente de humedad. Este proceso de secado requiere de cierto tiempo para alcanzar la humedad requerida, debido a que, cada vez le desecación es menos rápida (Cuevas, 2013; comunicación personal).

Por otra parte, el incremento de la temperatura puede acelerar la velocidad de secado, al promover la evaporación de la humedad circundante de las semillas. Sin embargo, el

incremento de temperatura afecta negativamente la viabilidad, la longevidad y vigor de las semillas, principalmente cuando la humedad en la semilla aún es muy alta. Esta técnica se aplica a escala comercial, en semillas con longevidad extrema, y próximamente vayan a ser sembrados.

En los bancos de germoplasma se cuenta con cuarto de secado para llevar a cabo el secado de forma adecuada. Estos espacios están equipados con sistemas de secado de aire, en condiciones controladas, y al mismo tiempo mantener fresco el lugar. El acondicionamiento de estos espacios implica un costo económico, sin embargo, su efectividad para realizar el proceso de secado es muy seguro sobre todo para semillas que se pretende conservar por un largo tiempo.



Figura 1. Esquema de las etapas del proceso de acondicionamiento de semillas ortodoxas para su conservación, seguida en el Banco Nacional de Germoplasma Vegetal. (Cuevas y Moreno, 2003³).

³ Cuevas S., J. A. y Moreno, E. (2018). Manual para el manejo de accesiones a conservar en el Banco Nacional de Germoplasma Vegetal (BANGEV). Universidad Autonoma Chapingo. Lecturas en Etnobotánica.

Secado a sombra

Las semillas cosechadas de plantas silvestres generalmente contienen de un 30 a 65 % de humedad sobre su peso fresco (Smith, 1995), mientras que semillas de la mayoría de cultivos, el nivel de humedad es generalmente debajo de 50 %. La humedad relativa del ambiente, es un factor que influye directamente en el contenido de humedad de las semillas después de la maduración. Aunque, la disminución de la humedad relativa ayuda el secado de las semillas, el secado artificial siempre es importante para alcanzar la humedad deseada en la semilla.

Calidad de semilla

La calidad se refiere a la viabilidad, germinación y vigor que encierra la semilla, los cuales confieren la capacidad de generar una nueva plántula (Dornbos, 1995). También se refiere a la genética que será capaz de expresar en ciertas condiciones, desde germinación, emergencia, desarrollo y finalmente, cosecha. La viabilidad, germinación y vigor son características esenciales que proporcionan ventajas a las nuevas plántulas durante el establecimiento en campo, de ahí la importancia de estas características y se toman en cuenta para evaluar la calidad de un lote de semillas.

Germinación

La germinación consiste en una secuencia de procesos, algunas simultáneas otros subsecuentes, que conducen a la semilla a recuperar o retomar los procesos metabólicos y dar inicio el desarrollo del embrión, así se genera una nueva plántula.

La germinación inicia con la absorción de agua o imbibición, y finaliza con la emergencia del eje embrionario y la radícula, a través de las estructuras que la rodean (Bewley, 1997). Una vez que las estructuras de eje embrionario y la radícula hayan emergido, la semilla se considera germinada (Bredford & Nonogaki, 2007), y subsecuentemente el desarrollo de la plántula bajo la superficie del suelo. El crecimiento o desarrollo de la planta ya no se considera parte de la germinación (Bewley, 2013). Posteriormente, se desencadenan actividades metabólicas y transportación de reservas para culminar con el crecimiento de la plántula, y los tejidos de reserva cesan su actividad metabólica.

Cuando una semilla ha madurado y desecado, entra a un estado quiescente, es decir, sus órganos se mantienen en un estado pasivo generalmente con humedad de 5 a 15 %, en resumen, todas las actividades metabólicas se inactivan o se mantienen al mínimo nivel. Bajo esta condición las semillas se pueden conservar por muchos años, además, pueden restablecer sus actividades metabólicas para regresar a la normalidad.

Para reactivar los procesos metabólicos, basta con hidratar la semilla y condiciones que la favorezcan, como temperatura y oxígeno en niveles óptimos. Cuando una semilla está en la etapa de quiescencia, se considera que la semilla está inactiva, sin embargo, en ocasiones se confunde con estado de dormancia, la cual es una condición en el cual las semillas de ciertas especies son incapaces de reactivar los procesos metabólicos y germinar.

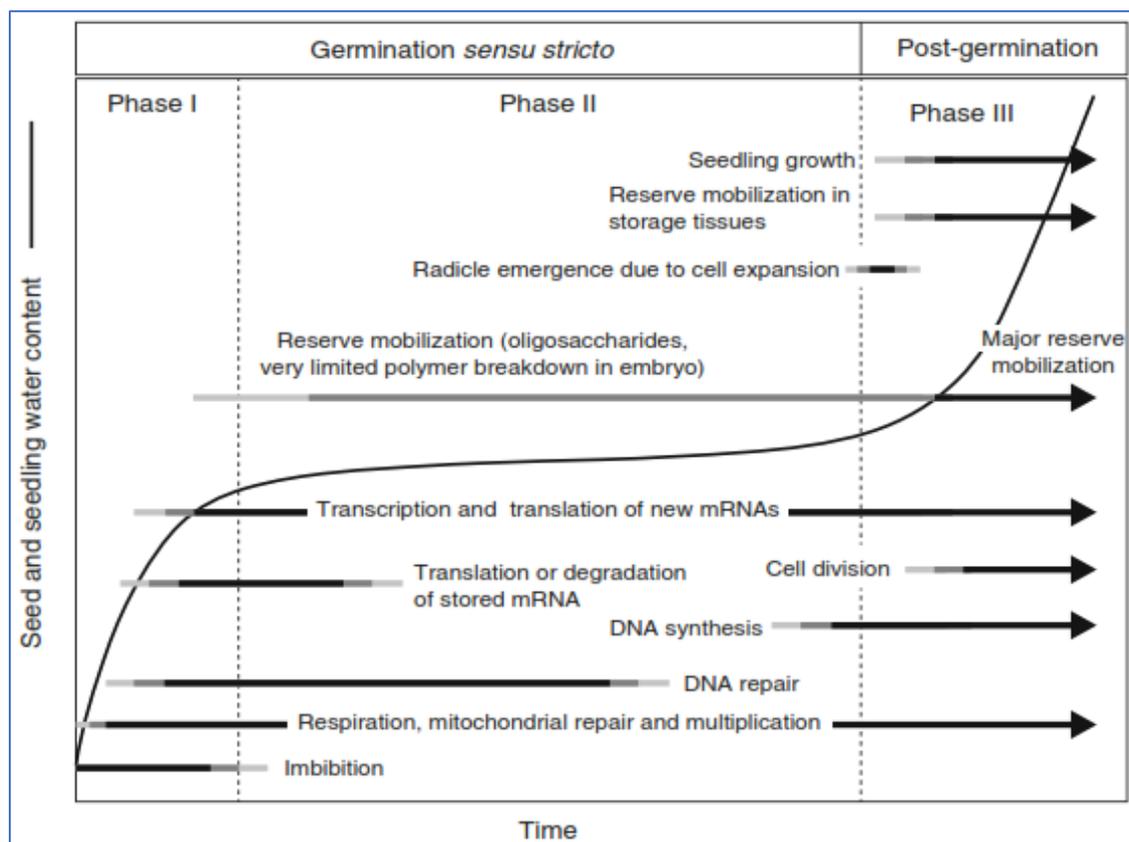


Figura 2. Fases de la germinación de una semilla y los procesos metabólicos asociados. (Bewley, 1997; Nonogaki *et al.*, 2010).

Con la imbibición de una semilla viable se desencadena una serie de eventos que culmina en el desarrollo del embrión y la radícula; esta serie de eventos comúnmente se conoce como germinación. Durante estas etapas ocurren cambios celulares, iniciados por la imbibición, en la cual se inicia la restauración de algunas estructuras celulares que hubieran sido dañadas por la deshidratación y oxidación posterior a la maduración. Al mismo tiempo también se restablecen las actividades normales internas de las células; en dado caso que la semilla estuviera en dormancia, ésta se interrumpe e inicia el crecimiento del eje embrionario y la radícula. Durante la germinación tienen lugar a una serie de eventos, propios y ajenos al proceso en curso, algunas son propios de la semilla, mientras que, otros son propios de la especie en cuestión. Estos eventos se suceden uno tras otro que es difícil establecer su inicio y fin de cada una, así como la distinción entre estos (Figura 2). En los tejidos de reservas la actividad registrada es limitada, sólo la función de suministrar nutrientes a las estructuras en crecimiento.

El estudio del proceso de germinación se ha dividido en tres fases principales, las cuales consisten en: Fase I: Da inicio con la absorción de agua e imbibición, es un proceso físico principalmente, posteriormente da paso a las actividades fisiológicas que empiezan a pocos minutos después de la imbibición. Fase II: El agua en el interior de la semilla aumenta cada vez, y con ello la actividad metabólica, así como la activación y transcripciones de genes (Potokina *et al.*, 2002). En esta fase, ocurre la emergencia de la radícula y el eje embrionario a través de la cobertura de la semilla, en este momento la germinación casi está completada. Fase III: En esta fase continúa la demanda de agua para satisfacer las necesidades de la nueva plántula en su desarrollo y también se incrementa la demanda de nutrientes a partir de las estructuras de reserva. En la Figura 2, se representa el inicio y termino de cada fase, así como la ubicación de algunos eventos que se suceden; sin embargo, los momentos pueden cambiar por efecto de condiciones del ambiente y de la especie (Nonogaki *et al.*, 2010).

Factores involucrados

Comúnmente las semillas que se encuentran en estado de latencia requieren de ciertas condiciones que estimulen el inicio de la germinación. Condiciones de fluctuación de temperatura y de luz (Scopel *et al.*, 1994), de esta forma la latencia es inhibida principalmente en semillas de especies de maleza, así como otros factores que pueden estimular la

germinación sobre todo en condiciones de campo, estas pueden ser concentraciones de dióxido de carbono (CO₂), nitratos (NO₃), oxígeno (O₂) y etileno. En otras semillas para estimular la germinación sólo basta la hidratación y la exposición a un nivel de temperatura adecuada. La distinción de dormancia es difícil, sobre todo cuando la semilla se activa con mínima estimulación.

Temperatura

Los cambios de temperatura son signos de cambio de estación durante el curso del año, por otro lado, también es un indicativo en la fisiología de las semillas, principalmente en malezas, la profundidad a la que se encuentran, cuando son parte de un banco de semillas en campo. La fluctuación de temperatura entre el día y la noche, también funciona como estimulante. Para algunas especies la estimulación de temperatura diurna puede ser aditivo, aumentando así la cantidad de semilla que estimula la germinación (Benech-Arnold *et al.*, 1990).

Luz

En algunas especies, la germinación es estimulada por la hidratación y exposición a la luz, esto es posible ya que dichas semillas cuentan con foto receptores fitocromos. Los fitocromos son generalmente de dos tipos, la forma activa, que absorbe luz a 730 nanómetros; y un segundo con absorción en 660 nanómetros. La respuesta depende la calidad de luz suministrada y la cantidad, ya que éstas deben ser satisfechas para así poder estimular la germinación.

La mayoría de las semillas de especies que requieren luz para estimular la germinación, son generalmente de especies de malezas. Esto principalmente se debe a que se han adaptado a condiciones donde deben aprovechar el momento en que se reduce el dosel, y por ende, aumenta la cantidad de luz percibida por las semillas presentes en la superficie del suelo. Estos cambios de la cantidad y la calidad de luz, estimulan la germinación. Para algunas semillas la respuesta a la exposición de luz es inmediata, esta sensibilidad es desarrollada principalmente por malezas que necesitan aprovechar el momento en que el suelo es perturbado por actividades de la agricultura o del ecosistema (Scopel *et al.*, 1991).

Viabilidad

La viabilidad de la semilla se refiere a su capacidad de reanudar los procesos metabólicos necesarios, y a niveles óptimos, llegado el momento de la germinación. También se define como uno de los parámetros principales para determinar la calidad fisiológica de la semilla, que resulta de la expresión de factores propios del genoma y la interacción con los factores ambientales que le rodean durante su desarrollo, cosecha y almacenamiento.

Para determinar la viabilidad de una semilla, es posible a través de pruebas simples, como la germinación, sin embargo, la prueba de tetrazoleo (2, 3, 5 triphenyltetrazolium chloride), permite estimar la condición biológica de la semilla (Fenner, 2000). Esta prueba se basa en la reacción química de ciertas enzimas (deshidrogenasas) de las células la cual consiste en la reducción del tetrazoleo para formar un compuesto llamado formazán, de color rojizo; dichos sistemas enzimáticos guardan una relación directa con el nivel de viabilidad, ya que el color rojo indica presencia de células vivas en el tejido, caso contrario, en ausencia de dicha coloración indica muerte de células, poca actividad metabólica o poca vitalidad (Moreno, 1996).

La viabilidad de las semillas es una característica que se ve afectada por diferentes factores, sin embargo, en ya varias décadas pasadas se han desarrollado diferentes modelos que ayudan a calcular la vitalidad de las semillas en resguardo, en este tema, Pritchard y Dickie (2000), realizaron un análisis de las diferentes ecuaciones que se han propuesto por diferentes investigadores. Algunas de las ecuaciones mas sobresalientes.

La ecuación fue propuesta inicialmente por Roberts y Ellis (1977), y posteriormente mejorado por Ellis & Roberts (1980), que predice la longevidad de semillas en almacenamiento, en el que considera la variación en la especie y la calidad inicial de la semilla, el cual es afectado por el genotipo y las condiciones ambientales previo al almacenamiento, además de precisa un amplio rango de condiciones ambientales. La ecuación es capaz de predecir la viabilidad de semillas de cualquier lote de semillas de cebada, en cualquier tiempo y en cualquiera condición; en un rango de -20 a 90 °C y de 5 a 25 % de contenido de humedad.

$$v = K_i - p/10^{K_E - C_W \log m - C_H t - C_Q t^2}$$

En el que: v = porcentaje de viabilidad “probit”; p = periodo de almacenamiento en días; m = contenido de humedad; t = temperatura; K_E , C_W , C_H y C_Q = valores de constantes de viabilidad.

Vigor

La ISTA (International Seed Testing Association) (1976), define al vigor como la suma de las propiedades de la semilla, la cual determinará el nivel potencial de desempeño durante la germinación y emergencia de la plántula en campo. Las semillas con alto vigor germinan rápido, de manera uniforme y se establecen rápidamente, además generan plántulas mucho más resistentes a las condiciones ambientales y enfermedades. Mientras que las semillas con poco vigor su desempeño es insuficiente, contrario a lo esperado, esto sucede cuando la semilla ha envejecido o deteriorado. El deterioro puede llevarse a cabo en días o en años, y este depende principalmente de la constitución genética y las condiciones de almacenamiento. El deterioro de la semilla continúa hasta que está muerta, aunque generalmente el vigor desaparece mucho antes de que las semillas pierdan la capacidad de germinar. Sin embargo, las semillas aún pueden germinar en condiciones de laboratorio, ya que el poder germinativo desaparece más tarde.

En laboratorio, las pruebas de germinación se realizan sin considerar las condiciones ambientales de campo, por lo que los resultados pueden ser mucho más elevados que las que se obtendría bajo condiciones adversas. Al considerar las condiciones desfavorables, la tasa de germinación es considerablemente más baja.

La genética, las condiciones de producción y de almacenamiento, afectan de manera importante el nivel de vigor que presenta la semilla al momento de la germinación. Durante la producción, la semilla es afectada por diferentes aspectos, como el tiempo de madurez, la nutrición, humedad del suelo, temperatura ambiental, humedad relativa, la humedad de la semilla al momento de la cosecha, así como el manejo después de cosecha (daños mecánicos). Durante el almacenamiento se debe poner especial atención a las condiciones de almacenamiento, como temperatura, humedad relativa, oxígeno, así como la genética y tipo de semilla.

Mecanismos fisiológicos en las semillas

La reserva acumulada durante el desarrollo hasta la madurez, lo que aumenta el poder germinativo de la semilla y con ello el vigor a su máximo nivel al momento de la madurez fisiológica, por lo que el vigor de una semilla tiene mucha relación con la madurez fisiológica (Wang *et al.*, 2000; Zhang & Wang, 2005). En diferentes estudios se ha relacionado la presencia de proteínas, oligosacáridos, ácido abscísico y vitamina E, acumulado durante el desarrollo a la madurez, con la capacidad de tolerar daños que pudieran ocurrir durante la desecación y mantener el vigor. Algunas semillas pueden producir proteínas que ayudan a soportar el choque térmico y estrés, al que tienden a ser sometidas las semillas, de esta manera pueden mantenerse vigorosas (Liu *et al.*, 2000; Liu *et al.*, 2001). Las semillas con mayor vigor tienden a estar relacionadas con el contenido de oligosacáridos/disacáridos y vitamina E, que aquellas que contienen solamente azúcar (Scott *et al.*, 2004). Las semillas con mayor contenido de vitamina E, tienden a mostrar mayor longevidad y vigor, durante la conservación, así como mayor crecimiento de plántulas durante la germinación (Sattler *et al.*, 2004).

El máximo nivel de vigor de una semilla coincide con la madurez fisiológica, y después de este punto comienza el deterioro y con ello la disminución del vigor. El deterioro implica actividad metabólica, degradación de proteínas, azúcares, ácidos nucleicos, formación de sustancias volátiles, degradación y permeabilidad de membranas, respiración, que terminan por mermar las reservas de la semilla, y finalizan con la pérdida de vigor y muerte de la semilla.

Especies de importancia regional

La agricultura de una región se desarrolla de acuerdo con la disponibilidad de recursos, cantidad y calidad de energía, así como los medios de información disponibles para producir los recursos que satisfacen las necesidades de la población (Hernández, 1988).

México posee una gran diversidad de especies de importancia agrícola, industrial, medicinal, tradicional (ritual, ornato, etc.), entre otros, y por sus características topográficas, climáticas y culturales determinan las especies predominantes en cada región.

Maíz

El Maíz (*Zea mays*), de la familia Poaceae, es un cultivo ampliamente cultivado en México y el mundo (Turrent y Serratos, 2004), pero que se ubica su origen y domesticación en América, y específicamente donde se encuentra su mayor diversidad es en el estado de Oaxaca (Smith, 2001; Matsuoka *et al.*, 2002), principalmente en los valles centrales. El Maíz, como cultivo con fines alimenticios, es uno de los más importantes a nivel mundial, ubicándose en el tercer lugar en cuando a producción y consumo, sólo por debajo de arroz y trigo.

Oaxaca es considerada un reservorio importante de la genética del maíz en México y para el mundo (Hernández, 1985; Aragón-Cuevas *et al.*, 2003). En dicho estado se concentra 35 razas, es decir, más de la mitad de los reportados en el país (Aragón-Cuevas *et al.*, 2003; Soleri *et al.*, 2006). En las regiones de Oaxaca, más del 90 % de la superficie es cultivada con variedades tradicionales o criollas (Smale *et al.*, 1998; Aragón-Cuevas *et al.*, 2003; Soleri *et al.*, 2006). Las condiciones que interactúan (orografía, suelo, clima, etc.), la cultura, manejo y conocimientos tradicionales a través del tiempo han generado gran diversidad en dicha especie. Dentro de esta variabilidad existente también se ha desarrollado variación en respuesta a presencia de plagas, enfermedades y plagas, a este conjunto de características que definen a un conjunto de plantas son clave para ser reconocidas por los agricultores tradicionales como variedades criollas o nativas. Las interacciones constantes de dichas variantes, ambiente y la selección del hombre a la respuesta de las condiciones, dan como resultado nuevas variantes cada vez (Aguilar *et al.*, 2003; Ortega-Paczka, 2003; Perales *et al.*, 2003).

Los teosintles y el maíz han tenido estrecha relación durante generaciones lo cual ha resultado en muchas variantes de razas de maíz (Welhausen *et al.*, 1952). Los agricultores tradicionales reconocen la relación de dichas especies, ya que han observado esta relación en sus parcelas (Sánchez y Ordaz, 1987; Doebley e Iltis, 1980), y una de estas especies se considera el ancestro del maíz: *Zea parviglumis* (Iltis, 2000). Las especies de teosintles, se consideran fuente de variabilidad genética para programas de mejoramiento en distintas líneas, como crear variedades forrajeras, variedades enfocadas a la agricultura de subsistencia (Miranda-Medrano *et al.*, 2001).

El maíz es un cultivo ampliamente distribuido en México, para su estudio se ha dividido en IV grupos geográficos. I. Centro y Sur-sureste de México, se concentra el 70 % de las razas nativas, que por ende existe alta diversidad con probabilidad de preservar material genético. II. Comprende el Norte del País, poca producción, y con baja a mediana tecnología. III. El Estado de Jalisco, sistemas de producción con alta tecnología, uso de híbridos, se obtiene altos rendimientos. Hay presencia de razas nativas y teosintles. IV. Considera los estados de Sonora y Sinaloa, producción con alta tecnología, híbridos (Turrent y Serratos, 2004).

Conservación

En la actualidad, a causa de muchos factores que interactúan (cultura, ambiente, económico), la pérdida de diversidad genética es cada vez más fuerte, y en esta situación el maíz no es la excepción (Rice *et al.*, 2006).

La domesticación del maíz desde hace 9 Milenios (Kato *et al.*, 2009), tuvo un alto impacto en la diversidad genética de la especie, comparado con su homólogo silvestre -teosintle- (Vigouroux *et al.*, 2002). El resultado de este proceso de domesticación, de selección constante, es la obtención de un bajo número de variedades nativas adaptadas a ciertas condiciones y con ciertos usos, pero que se ha perdido una gran variabilidad de genes por efecto de selección y deriva genética (Warburton *et al.*, 2008).

Sin embargo, campesinos dedicados a la agricultura tradicional han hecho una gran colaboración en la conservación de recursos genéticos de distintas especies domesticados, y como muestra, la cantidad de razas nativas del maíz resguardadas por grupos indígenas, y que hasta apenas hace unos años se inició haciendo colectas para su resguardo impulsado por programas de conservación. Muchos de los programas de colecta de recursos genéticos para conservación son impulsados por programas de mejoramiento genético, que consideran a las razas nativas solamente como fuente de diversidad genética, para enfrentar riesgos de plagas, enfermedades y estrés ambiental (Reif *et al.*, 2004; Smith, 2007), a las que están expuestas las variedades artificiales, y que no cuentan con la fortaleza genética para resistir.

Cuadro 1. Accesiones en conservación *ex situ* de maíz y ancestros silvestres.

Código	Especie	Accesiones	Institución
1	<i>Zea mays</i> L.	10 500	INIFAP-Estación Iguala
2	<i>Zea mays</i> L.	22 137	CIMMYT
3	<i>Zea perennis</i> (Hitchc.) Reeves & Mangelsd.	162	CIMMYT
4	<i>Zea mays</i> L.	13 125	BANGEV-UACH
5	<i>Zea mexicana</i> (Schrad.) Kuntze	855	BANGEV-UACH
6	<i>Zea mays</i> L.	2 322	INIFAP
7	<i>Zea mexicana</i> (Schrad.) Kuntze	145	INIFAP
8	<i>Zea</i> spp.	11 600	INIFAP
9	<i>Zea mays</i> L.	9 988	Programa de Recursos Genéticos, Centro de Investigaciones Forestales y Agropecuarias, INIFAP
10	<i>Zea mays</i> L.	50	Instituto de Ecología de Alimentos, UAT
11	<i>Zea mexicana</i> (Schrad.) Kuntze	2	Instituto de Ecología Aplicada de Guerrero, Ineagro.
12	<i>Zea mays</i> L.	36	División de Ciencias Agronómicas, Universidad de Guadalajara. U de G.

Bellon *et al.*, 2009.

El aumento de la erosión genética de poblaciones nativas de maíz, es cada vez más preocupante, lo que insta a las diferentes instancias a coleccionar y conservar el germoplasma, principalmente de los centros de origen y áreas de diversidad (Damania, 2008), existentes en las distintas regiones de México. Los programas de colecta y conservación deben enfocarse para caracterizar y sistematizar la información relacionada con el material, y consolidar así una base de datos de los recursos genéticos y culturales, para ser aplicado en diferentes programas de mejoramiento y también reconocer la aportación de las comunidades asociadas con el origen del material genético (Lobo, 2008).

En consecuencia, diferentes instituciones, principalmente educativas y de investigación, han concentrado esfuerzo en la conservación de los recursos genéticos. La existencia de bancos de germoplasma con colecciones únicas de razas nativas de maíz, resultado de trabajo conjunto de instituciones de investigación, educación y productores de sistemas agrícolas tradicionales (Cuadro 1).

Frijol

El frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), de la familia Fabácea, es una planta cultivada y domesticada en México y Centro América, y donde se ha cultivado extensivamente ya que constituye un pilar de la dieta de la población. Los granos de frijol contienen una importante cantidad de proteínas (20 a 22 %), necesaria en la alimentación. Es una planta de porte bajo, herbácea y se adapta a una amplia variedad de condiciones, desde clima tropicales hasta áreas templadas. Las semillas se componen principalmente de tres estructuras, las cuales son tegumento y el embrión.

Un efecto de la domesticación de especies en general es la diversidad genética, conocido como “cuello de botella” (Ladizinsky, 1998), esto se debe a que solo unos cuantos individuos son seleccionados y que satisface las necesidades. Y en el caso de frijol no fue la excepción, ya que del género *Phaseolus* conformado por 105 especies⁴ aceptados, sólo cinco especies fueron domesticadas: *Phaseolus vulgaris* (frijol común), *P. lunatus* (frijol lima), *P. acutifolius* (frijol tépari), *P. coccineus* ssp. *coccineus* (frijol ayocote) y *P. dumosus* = *P. polyanthus* (= *P. coccineus* ssp. *darwinianus*) (frijol de año) (Freytag y Debouck, 2002). Miranda-Colin (1967) y Gentry (1969) ubican el centro de origen y domesticación del frijol en Mesoamérica, y también sus ancestros silvestres.

La diversidad base del frijol comprende dos grupos, primero y más abundante en cuanto a población y variabilidad genética es la que se origina en Mesoamérica (Beebe *et al.*, 2001; Papa y Gepts, 2003), de este grupo se origina el frijol común (*P. vulgaris*). Kaplan (1965) establece que la región de Tehuacán, Puebla es el sitio de domesticación de frijol en el que

⁴ 2018. ThePlantList.org.

las semillas son más grandes, aunque contienen menos concentración de nutrientes (Islam *et al.*, 2002a).

Conservación

La agricultura convencional, mecanización y uso de variedades mejoradas, han limitado el uso variedades de crecimiento indeterminado, afectando de manera importante la diversidad genética de los frijoles al reducir su uso (Acosta *et al.*, 2004). La implementación de estas nuevas formas de producción dio como resultado la deriva genética y pérdida total de variedades importantes, principalmente del tipo IV (variedades con crecimiento indeterminado). La introducción de productos químicos, específicamente herbicidas, ha limitado fuertemente el uso de algunas variedades (Bye y Qualset, 2002).

Contrario a la agricultura convencional, en la agricultura tradicional, practicada en muchas zonas rurales del país se sigue apreciando las variedades criollas o nativas y que son preferidas en los mercados locales, lo que favorece la conservación de variantes únicas, y que también favorecen a la conservación de la diversidad genética. En estas zonas agrícolas con muchas limitantes, agua, nutrientes y suelo fértil, las variedades nativas han sido productivas, mientras que las variedades modernas no son capaces de superar las limitaciones, lo que hace que sean más apreciadas las variedades locales (Perales *et al.*, 2003).

Conociendo este panorama de la crisis que enfrenta la diversidad de los frijoles, a mediados del siglo pasado se inició un programa de recolección de variedades nativas o locales, para dar inicio programas de mejoramiento genético en dicha especie. Para 1968, se contaba con una colección de 4411 accesiones de frijol, principalmente de *P. vulgaris* (90 %), *P. coccineus* (8 %) y de otras variedades (2 %) (Cárdenas, 1969). Para 2006, el INIFAP en su banco de germoplasma contaba con 7846 accesiones de frijol común (Vargas *et al.*, 2006), además se han establecido colecciones de frijol en diferentes campos experimentales (Iguala, Guerrero y Calera, Zacatecas), para asegurar la conservación de variedades de la región (Cuadro 2).

Los estudios de caracterización morfológica y molecular de germoplasma, mejorado y de la colección núcleo del INIFAP, se ha completado (Rosales *et al.*, 2006; Gill-Langarica *et al.*, 2007), y con base en estos estudios se puede asegurar que una buena parte de la diversidad

genética de los frijoles mexicanos, está representada en la colección núcleo (Gill-Langarica *et al.*, 2007). Sin embargo, los esfuerzos deben ser sumados a fin de evitar duplicidad de trabajo y poder abarcar y llegar a más material genético que debe ser colectado, estudiado y conservado.

Los sistemas de producción agrícola tradicional, también han colaborado de manera importante en la conservación de materiales, y para reforzar esta labor, también se ha ejecutado proyectos de conservación *in situ*. Para este fin se han tenido trabajos como el Proyecto Milpa, que fue financiado por la Fundación McKnight (Bye y Qualset, 2002), que se enfocó a la conservación de variedades nativas de maíz, frijol, calabaza y quelites.

Cuadro 2. Accesiones en conservación *ex situ* de frijol.

Código	Especie	Accesiones	Institución
1	<i>Phaseolus</i> spp.	10 000	INIFAP-Estación Iguala
2	<i>P. acutifolius</i>	20	BANGEV-UACH
3	<i>P. coccineus</i>	395	BANGEV-UACH
4	<i>P. lunatus</i>	48	BANGEV-UACH
5	<i>P. vulgaris</i>	642	BANGEV-UACH
6	<i>P. acutifolius</i>	40	INIFAP
7	<i>Phaseolus</i> spp.	10 600	INIFAP
8	<i>P. vulgaris</i>	2 112	INIFAP
9	<i>P. acutifolius</i>	15	Instituto de Recursos Genéticos y Productividad, Colegio de Postgraduados
10	<i>P. coccineus</i>	15	Instituto de Recursos Genéticos y Productividad, Colegio de Postgraduados
11	<i>P. vulgaris</i>	5 210	Instituto de Recursos Genéticos y Productividad, Colegio de Postgraduados
12	<i>P. lunatus</i>	5	Ciencias Agropecuarias, Instituto de Ecología Aplicada de Guerrero-INEAGRO
13	<i>P. vulgaris</i>	70	División de Ciencias Agronómicas, Universidad de Guadalajara

Bellon *et al.*, 2009.

Los programas de mejoramiento participativo también aportan e incentivan la conservación de variedades que contribuyen a la variabilidad de genes, así como la adopción de nuevas variantes (Montes *et al.*, 2005). Por otro lado, la conservación de material silvestres, se ve limitada ya que este material no es fácil de conservar, debido al flujo de genes en las poblaciones locales, provenientes de las variedades domesticadas y mejoradas (Zizumbo-Villarreal *et al.*, 2005; Martínez *et al.*, 2007). Otro problema que amenaza a los materiales silvestres es la reducción de áreas de conservación, consecuencia de la ampliación de espacios de producción agrícola y ganadera, es decir, la frontera agrícola (Lafón, 2002).

Para fortalecer la conservación del frijol, así como otras especies, es importante la participación de diferentes entes, como los programas de mejoramiento genético, los sistemas de producción, y también la población, que es la fuente de demanda de productos. Para ello, se debe poner especial esfuerzo en incrementar las colecciones de los bancos de germoplasma a través de colectas de materiales silvestres, que en ocasiones son endémicas de ciertas regiones, así como iniciar programas de mejoramiento para ofrecer a la población nuevas opciones en variedades de frijol.

Jitomate arriñonado

El nombre jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), procede del nahual ‘*xictli*’, ombligo, y ‘*tomatl*’: *gordo*, tomate, que refiere al tomate de ombligo. Sin embargo, en ciertas regiones de México este fruto se le conoce como tomate, lo que puede llevar a una confusión con el tomate verde (*Physalis ixocarpa*). ⁵*Solanum lycopersicum* L. pertenece a la familia Solanáceae, especie considerada nativa de América Central y Sur, pero se considera a México como centro de domesticación (Peralta y Spooner, 2007), en los estados de Veracruz, Puebla, Guerrero y Oaxaca (Aguilar & Montes, 1993). En la Región andina de Perú también se encuentran parientes silvestres de jitomate, como *Solanum cheesmaniae* y *Solanum galagaense*, en asociación con especies silvestres de Cucúrbitas, Pasifloráceas, Fabáceas y Pomáceas (Benavides *et al.*, 2010).

⁵ ThePlantList.org. El genero *Solanum* se conforma de 1230 especies eceptadas.

Las variedades nativas se adaptan a una amplia variación de condiciones ambientales, incluso condiciones climáticas adversas. Se adapta a un amplio rango de altitudes y latitudes (Chamarro, 2001). El ciclo de vida de la planta varía dependiendo de las condiciones, así como el tipo de crecimiento de la variedad, ya que hay de crecimiento indeterminado y de crecimiento determinado (Rodríguez *et al.*, 2001). En México, la mayoría de las variedades nativas, fuente de diversidad genética y variabilidad, se encuentra en los estados de Tabasco (Ruiz-Carrera *et al.*, 2004), Oaxaca (Ruiz *et al.*, 2005), Puebla, Veracruz y Oaxaca (Lobato-Ortiz *et al.*, 2012). Sin embargo, las características de una variedad nativa dependen de las características seleccionadas por los pueblos domesticadores, como la forma de fruto, tamaño y principalmente sabor (Bonilla-Barrientos *et al.*, 2014); por otra parte, también influyen las costumbres, las tradiciones, los hábitos alimenticios y las necesidades de la comunidad asociada (Arora, 1997).

Conservación

En el mundo se calcula unas 75000 accesiones de jitomate resguardados en diferentes bancos de germoplasma: Banco de semillas de Taiwan (AVDRC), TGRC en Davis, CA, y el PGRU en Geneva. Las semillas conservadas son de variedades cultivadas y silvestres (Flores, 2011).

En México también se cuenta con un amplio número de colectas realizadas por diferentes instituciones, que en total suman 1325 muestras del género, de las cuales 670 son muestras de semilla conservadas en cuartos frío a largo plazo (Córdoba & Molina, 2006). Particularmente, en el *Banco Nacional de Germoplasma Vegetal* (BANGEV), en la *Universidad Autónoma Chapingo*, se cuenta con 133 accesiones de semillas conservadas en cuarto frío también a largo plazo, las colectas se han realizado en los estados de Jalisco, Nayarit, Michoacán, Colima, Veracruz, Puebla, Guerrero, Oaxaca, Hidalgo, Tabasco y Querétaro (Lobato-Ortiz *et al.*, 2012).

Debido a que México es reconocido como centro de domesticación, también es un centro de diversidad genética del género y especie (Flores *et al.*, 2011), como lo muestra la amplia variabilidad de materiales nativos existentes en regiones específicas, cultivados y conservados por productores locales, debido a las propiedades del material (Ramírez, 2010). Tal es el caso de los materiales arriñonados, que tienen gran demanda a las comunidades de la Sierra norte de Puebla, por su sabor característico que proporciona a los platillos locales.

Las variedades nativas o silvestres, han sido fuente de material genético en diferentes programas de mejoramiento genético, debido a que estas variedades contienen características de resistencia o tolerancia a enfermedades y ataque de plagas, así como características deseables de frutos (Robertson y Labate, 2007). Por otra parte, en los últimos años se han aprovechado partes de plantas silvestres, específicamente raíz usado como porta injerto para minimizar daños causados por plagas como nematodos (*Meloidogyne* spp.), además estos materiales generan más cantidad de raíz (María *et al.*, 2008; Arizala *et al.*, 2011).

La variabilidad existente en los materiales locales es muy amplia, tanto en formas, tamaños, tipos de fruto, que en ciertas regiones son muy apreciados (Lobato *et al.*, 2012), pero se cuenta con muy poco conocimiento acerca de sus características que limita su aprovechamiento (Ramírez, 2010).

De jitomate, aparte de las variedades nativas, también hay un amplio número de especies asociadas con *Solanum lycopersicum*, tales como *S. lycopersicoides* Dunal, *S. sitiens*, *S. ochranthum*, *S. pennelli*, *S. habrochaites*, *S. chilense*, *S. huaylasense*, *S. peruvianum*, *S. corneliomuelleri*, *S. arcanum*, *S. chmeilewski*, *S. neorickii* y *S. galagagense*, entre otros. Pues estas especies representan una riqueza genética inigualable, pero se necesita un programa de estudio y análisis de cada especie, para así precisar la forma de aprovechamiento de cada especie en la producción agrícola, así como su adecuada forma de conservación.

Chile

El chile (*Capsicum* spp.), es un género ampliamente cultivado en México y el mundo (Ortiz *et al.*, 2010). La importancia del chile se debe al papel que desempeña en la dieta de diversos platillos en el mundo, además de ser una fuente importante de vitamina C.

El género *Capsicum*, compuesto por alrededor de 43 especies⁶, distribuidas por el continente americano (Pickersgill, 1984). Sin embargo, a México se considera como principal centro de domesticación y de mayor diversidad (Pickersgill, 1984; Aguilar-Meléndez *et al.*, 2009), ya que identifican 40 variedades en el territorio mexicano (Harlan, 1971), y una alta variabilidad genética entre y dentro de tipos (Hernández-Verdugo *et al.*, 2001; Aguilar-Rincón *et al.*,

⁶ ThePlantList.org. El genero *Capsicum* compuesto por 43 especies aceptadas.

2010). Las especies más importantes por su uso agrícola dentro del género *Capsicum*, son: *C. annuum* L., *C. frutescens* L., *C. pubescens* Ruiz y Pavón, *C. chinense* Jacq. y *C. baccatum* L. (Bosland y Votava, 2012).

El chile (*Capsicum annuum*) es una de las especies domesticadas más importantes por la amplia variabilidad, tanto en tamaños, sabores, formas, picor y colores de fruto (Moreno-Pérez *et al.*, 2011), y estas diferencias en el sabor y características es reflejada en la composición genética (Cazares-Sánchez *et al.*, 2005; Vera-Guzmán *et al.*, 2011). México es el centro de domesticación y diversidad de *C. annuum* (Martínez-Sánchez *et al.*, 2010), ya que en algunas regiones es posible encontrar ejemplares silvestres de chile en siembra comercial y de traspatio, como sucede en el Estado de Tabasco, con las especies de *C. frutescens* y *C. annuum* var. *glabriusculum* (Castañón-Nájera *et al.*, 2008).

En ocasiones sucede que productores de las áreas rurales cultivan o mantienen variedades únicas en sus parcelas para autoconsumo o para comercio local, sin embargo, el escaso conocimiento de estas variedades pone en riesgo la diversidad existente de la especie ciertas regiones, fuente de genes para el desarrollo de nuevas variedades con alto potencial (Moreno-Pérez *et al.*, 2011). En este sentido, es importante implementar programas de caracterización y conservación de la diversidad genética existente (Rodríguez *et al.*, 2007).

Conservación

Los programas de mejoramiento y selección de materiales genéticos en diferentes especies con objetivo de obtener nuevas variedades, en la mayoría de los casos también causa desaparición de variedades criollos o nativos y deriva genética, condición que obliga a emprender programas de conservación de la diversidad distribuida y poco conocida, y que es mantenida por productores campesinos dedicados a la agricultura tradicional.

Un programa de caracterización debe ser implementado con apoyo de productores de áreas rurales, ya que son ellos los que conocen las variedades nativas existentes en la región, además de que con su labor constante generan y conservan la diversidad genética (Portis *et al.*, 2004; Votova *et al.*, 2005), y en este proceso amplían la variabilidad de las plantas (Almekinders y Elings, 2001).

En la región poblana conocida como el Valle de Tehuacán, la selección de variantes de chile es muy antigua (MacNeish, 1995), ya que desde tiempos muy remotos esta hortaliza ha estado presente en la dieta de los habitantes, en diferentes platillos tradicionales (Vera-Guzmán *et al.*, 2011; Cázares-Sánchez *et al.*, 2005).

Amaranto

Amaranthus spp., especie de la familia Amaranthaceae. Dentro del género se consideran 113 especies⁷ en el mundo, 40 especies distribuidas en América Latina (Espitia *et al.*, 2010) de los cuales 20 crecen en México en forma silvestres (Mapes, 1986). En el mundo se cultivan tres especies principalmente con finalidad de obtener grano, como *Amaranthus hypochondriacus*, *A. cruentus* y *A. caudatus* (Brenner *et al.*, 2000), pero sólo de los primeros dos se tiene registro de que fueron domesticados en México, siendo utilizados como alimento y en actividades rituales religiosas (Granados y López, 1986).

Como cultivo se desarrolla en un amplio rango de condiciones, soportando sequía, elevadas temperaturas, tolerante al ataque de plagas, incluso condiciones (Brenner *et al.*, 2000; Rana *et al.*, 2007). Es una planta con ruta metabólica de fotosíntesis C4, lo que incrementa el uso eficiente de CO₂, incluso en condiciones de altas temperatura, alta intensidad lumínica, baja Humedad relativa, características importantes para adaptarse a un amplio rango de condiciones ambientales. Una de las características de adaptación del amaranto es que tiene alta respuesta a las condiciones en que se encuentra, por su interacción genotipo-ambiente. La distribución de las especies cultivadas está bien definida: *A. hypochondriacus* se encuentra desde el centro de México hasta el sur de Estados Unidos, *A. cruentus* se distribuye desde Centroamérica hasta el Norte de México (Figura 3), mientras que la especie *A. caudatus* sólo se encuentra en la región de los Andes (Sauer, 1976; Jacobsen y Shenvood, 2002).

La planta del amaranto es muy versátil en sus usos, ya que en algunas regiones el propósito de su cultivo es la producción de granos, en otras es la hoja (quelites), o bien, para ambos propósitos (Mlakar *et al.*, 2009).

⁷ ThePlantList.org. *Amaranthus* esta conformado por 113 especies exceptadas.

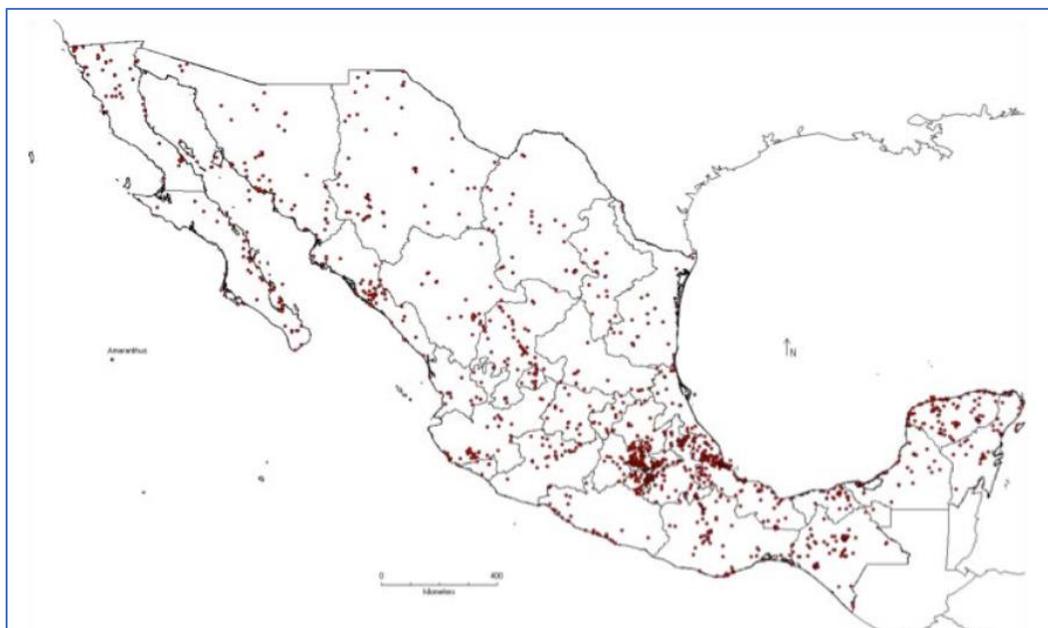


Figura 3. Distribución de genero *Amaranthus* en México (Espitia *et al.*, 2010).

Las especies cultivadas de amaranto se aprovechan como quelite, utilizando las hojas, tallos y puntas tiernas; se consumen como sopa de vegetales, acompañado con otros quelites o como platillo principal, este modo de aprovechamiento, también incluye las especies que producen grano. Son apreciados en la concina ya que son fuente importante de proteínas, vitaminas, minerales y fibra, tanto en sus partes verdes como en la semilla. El porcentaje de proteína va de 20 a 32 %, en la materia seca, además contiene Vitaminas K, A, C y B6, riboflavina, proteínas y carbohidratos. En su consumo también aporta electrolitos como potasio, fosforo, magnesio, hierro, cobre y manganeso, importantes en el balance electrolítico del cuerpo.

Amaranto es un cultivo reconocido por su amplia distribución de adaptación, en consecuencia, a esta característica de adaptabilidad, se generan numerosas variedades nativas o locales. Sin embargo, en México su producción disminuyó desde la conquista, así como gran parte de la variabilidad genética se vio afectada (Burenhult, 1993). En la actualidad, aún están amenazadas algunas especies, principalmente al aquellas que crecen como arvense en los cultivos. Esta situación se debe principalmente por desconocimiento del potencial de uso que presentan algunas especies, en el mejoramiento de la nutrición humana, o como fuente

de genes para programas de mejoramiento. En ocasiones, la fuerte presión lleva a especies como *A. albus* y *A. viridis*, a que se encuentren en peligro de extinción (Espitia *et al.*, 2010).

La agricultura tradicional juega un papel importante en la conservación de la diversidad de muchas especies, ya que en estos sistemas de producción las variedades nativas o locales encuentran refugio. Con la inclusión de los sistemas agrícolas tradicionales se amplía la posibilidad de conservación de la variabilidad, ya que estos sistemas de producción complementan la conservación de especies en los hábitats naturales (Louette y Smale. 1998).

La producción y conservación de este cultivo se concentra en los estados de Morelos, Puebla, Distrito federal, Oaxaca, Estado de México, Guerrero, Durango y Chihuahua, principalmente en sistemas de producción tradicional (Espitia-Rangel, 1994). En la Sierra Norte del Estado de Puebla, aparte de encontrarse en agroecosistemas como milpas, chilares, frijolares y huertos familiares, también se pueden encontrar en su hábitat natural. Las especies que se encuentran en esta región son *A. hybridus* L., *A. spinosus* L., *A. hypochondriacus* L. raza Mixteco, *A. cruentus* L. raza mexicano y *A. cruentus* L. raza africana (Espitia *et al.*, 2010).

La conservación *ex situ* de amaranto, ha sido interés de varias instituciones de diferentes países en el mundo. En América, los que han puesto mayor interés en la conservación son países como: México, Estados Unidos y Perú. En el mundo se cuenta con un total de 3828 accesiones de tres especies principalmente, *A. hypochondriacus*, *A. caudatus* y *A. cruentus*, México es uno de los países con la colección más amplia resguardada por el INIFAP, con 670 accesiones (Espitia *et al.*, 2010).

En la Sierra Norte de Puebla, la conservación de diferentes especies de quilites, se lleva a cabo diferentes agroecosistemas, principalmente en la milpa, chilares, huertos familiares, cafetales, en el monte (bosque), y en potreros (Basurto-Peña *et al.*, 1998), y entre estas se encuentra el quintonil planta preferida por su abundante crecimiento de brotes.

REFERENCIA CITADA

- Acosta G., J. A.; González R., H.; Torres E., C. A.; Cuellar R., I.; Acosta D., E.; López S., E.; Pérez S., R. A.; Ibarra P., F. J. & Rosales S., R. (2004). Impacto de la genotecnia en el cultivo del frijol en México. En Preciado, R. E. & Ríos, S. A. (eds.). *Memoria del Simposium: Aportaciones de la genotecnia en la agricultura*. (pp. 36-57). Sociedad Mexicana de Fitogenética, Chapingo, México.
- Aguilar, J., Illsley, C. & Marielle, C. (2003). Los sistemas agrícolas de maíz y sus procesos técnicos. En Esteva, C. & Marielle, C. (eds.). *Sin maíz no hay país. Consejo Nacional para la Cultura y las Artes*. (pp. 123-154). Dirección General de Culturas Populares e Indígenas, México.
- Aguilar, S. M. & Montes, H. S. (1993). Recolección de germoplasma de *Capsicum*, *Cucurbita* y *Lycopersicum* e México. 1988-1991. En Clausen, A. M., Camadro, L. E., López-Camelo, F. A., Huarte, M. A. (eds). *Actas del II Simposio Latinoamericano sobre Recursos Genéticos de Especies Hortícolas*. (pp. 53-82). Argentina.
- Aguilar-Meléndez, A., Morrell, P. L., Roose, M. L. y Kim, S. C. (2009). Genetic diversity and structure in semiwild and domesticated chili (*Capsicum annuum*; Solanaceae) from Mexico. *American Journal of Botany*, 96, 1190-1202.
- Aguilar-Rincón, V. H., Corona-Torres, T., López-López, P., Latournerie-Moreno, L., Ramírez-Meraz, M., Villalón-Mendoza, H. & Aguilar-Castillo, J. A. (2010). Los Chiles de México y su Distribución. (pp. 114). SINAREFI, Colegio de Postgraduados, INIFAP, ITConkal, UNAL y UAN. Montecillo, Texcoco, Estado de México.
- Almekinders, C. J. M. & Elings, A. (2001). Collaboration of farmers and breeders: Participatory crop improvement in perspective. *Euphytica*, 122, 425-438.
- Aragón, C. F. & De la Torre, F. (2015). Conservación de especies subvaloradas como recursos genéticos agrícolas. *Revista Digital Universitaria*, 16(5), 2-13.
- Arizala, Q. M., Monsalvo, P. A., Betancourth G. C., Salazar, G. C. & Lagos, B. T. (2011). Evaluación de solanaceas silvestres como patrones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) y su reacción a *Fusarium* sp. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 28(1), 147-160.

- Arora, R. K. (1997). Biodiversity Convention, Global Plan of Action and the National Programmes. En Hossain, M. G., Arora, R. K. & Mathur, P. N. (eds). *Plan Genetic Resources Bangladesh Perspective*. (pp. 26-29). Proceedings of a National Workshop on Plant Genetic Resources.
- Arriaga, M. V., Cervantes, V. G. & Vargas-Mena, A. (1994). Manual de reforestación con especies nativas: colecta y preservación de semillas, propagación y manejo de plantas. México, D.F. (pp. 179). Secretaria de Desarrollo Social, Instituto Nacional de Ecología y Universidad Nacional Autónoma de México.
- Beebe, S. D., Rengifo, J., Gaitan, E., Duque, M. C. & Tohme, J. (2001). Diversity and origin of Andean landraces of common bean. *Crop Science*, 41, 854-862.
- Bellon, M. R., Barrientos-Priego, A. F., Colunga-GarcíaMarín, P., Perales, H., Reyes, A. A., Rosales, S. R. & Zizumbo-Villarreal, D. (2009). Diversidad y conservación de recursos genéticos en plantas cultivadas En *Capital natural de México*, vol. II: Estado de conservación y tendencias de cambio. (pp. 355-382). CONABIO, México.
- Benavides, G. A., Cisne, C. J. & Querol, L. D. (2010). Rescate, conservación y manejo sostenible del teocintle de Nicaragua (*Zea nicaraguensis* ILTIS & BENZ). (pp. 109). Informe DRP. UNA-FAO. Managua, Nicaragua.
- Benech-Arnold, R. L., Ghera, C. M., Sanchez, R. A. & Insausti, P. (1990). Temperature effects on dormancy release and germination rate in *Sorghum vulgare* (L.) Pers. seeds: a quantitative analysis. *Weed Research*, 30, 81-89.
- Bewley, D. J. (1997). Seed germination and dormancy. *The Plant Cell*, 9, 1055-1066.
- Bewley, D. J. (2013). Germination. En Bewley, J. D., Bradford, K., Hilhorst, H., Nonogaki, H. Seeds. Physiology of Development, Germination and Dormancy. (pp. 392). 3rd Edition. Springer.
- Bonilla-Barrientos, O., Lobato-Ortiz, R., García-Zavala, J. J., Cruz-Izquierdo, S., Reyes-López, D., Hernández-Leal, E. & Hernández-Bautista, A. (2014). Diversidad agronómica y morfológica de tomates arriñonados y tipo pimiento de uso local en Puebla y Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 37(2), 129-139.

- Bosland, P. W. & Votava, E. J. (2012). Peppers: vegetable and spice capsicums. (pp. 230). 2nd (Ed.). Cabi publishing. London UK.
- Bradford, K. & Nonogaki, H. (2007). Seed development, dormancy and germination. Annual plant review. Vol. 27. (pp. 392). Editorial Blackwell publishing LTD. Oxford, UK.
- Brenner, D. M., Baltensperger, D. D., Kulakow, P. A., Lehman, J. W., Myers, R. L., Slabbert, M. M. & Sleugh, B. B. (2000). Genetic resources and breeding of *Amaranthus*. En Janick, J. (Ed.). Plant breeding reviews. (pp. 227–285). John Wiley & Sons, Inc.
- Burenhult, G. (1993). People of the stone age: the illustrated history of humankind. Vol. 2. (pp. 240). Harper San Francisco. New York.
- Bye, R. & Qualset, C. (2002). Conservation of genetic diversity and improvement of crop production in Mexico: A Farmer based approach. The McKnight Foundation. Collaborative Crop Research Program.
- Cárdenas, F. A. (1968). Las leguminosas de grano. En Memorias III Congreso Nacional de Fitogenética. (pp. 340-360). *Sociedad Mexicana de Fitogenética*.
- Cardona, J. A. (1999). El cultivo del maíz en Guatemala. (pp. 19). Guatemala, Instituto de Ciencia y Tecnología Agrícola, ICTA.
- Castañón-Nájera, G., Latournerie-Moreno, L., Mendoza-Elos, M., Vargas-López, A., Cárdenas-Morales, H. (2008). Colección y caracterización de Chile (*Capsicum* spp.) en Tabasco, México. *Phyton-Revista Internacional de Botánica Experimental*, 77, 189-202.
- Cázares-Sánchez, E., Ramírez-Vallejo, P., Castillo-González, F., Soto-Hernández, M., Rodríguez-González, T. & Chávez-Servia, J. L. (2005). Capsaicinoides y preferencia de uso en diferentes morfotipos de chile (*Capsicum annuum* L.) del centro-oriente de Yucatán. *Agrociencia*, 39, 627-638.
- Contreras, T. A. R., López, S. H., Santacruz, V. A., Valadez, M. E., Aguilar, R. V. H., Corona, T. T. & Antonio, L. P. (2011). Diversidad genética en México de variedades nativas de chile ‘poblano’ mediante microsatélites. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 34(4), 225-232.

- Córdoba, T. L. & Molina, J. C. (2006). Conservación ex situ. En Molina, J. C. & Córdoba, L. (eds). *Recursos Fitogenéticos de México para la Alimentación y la Agricultura: Informa Nacional 2006*. (pp. 59-100). Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación y Sociedad Mexicana de Fitogenética. A. C. Chapingo, México.
- Chamarro, L. J. (2001). Anatomía y fisiología de la planta. En Nuez, F. (ed). El cultivo del tomate. (pp. 43-91). Mundi-Prensa. España.
- Chin, H. F. & Roberts, E. H. (1980). Recalcitrant Crop Seeds. Tropical Press SDN. BHD, Kuala Lumpur.
- Damania, A. B. (2008). History, achievements, and current status of genetic resources conservation. *Agronomy Journal*, 100, 9-21.
- Doebley, J. J. & Iltis, H. H. (1980). Taxonomy of *Zea* I: Subgeneric classification with key to taxa. *American Journal Botany*, 67, 986–993.
- Doria, J. (2010). Generalidades sobre las semillas: su producción, conservación y almacenamiento. *Cultivos Tropicales*, 31(1), 74-85.
- Dornbos Jr., D. L. (1995). Seed vigour. En Basra, A. S. (Ed.). Seed quality: basic mechanisms and agricultural implications. (pp. 45-80). Food products Press. New York, USA.
- Douglas, J. E. (1982). Programa de semillas: Guía de planeación y manejo. (pp. 358). Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Cali, Colombia.
- Ellis, R. H. & Robert, E. H. (1980). Improve equations for the prediction of seed longevity. *Annals of Botany*, 45, 13-30.
- Ellis, R. H., Hong, T. D. & Roberts, E. H. (1990). An intermediate category of seed behaviour? 1. Coffee. *Journal of Experimental Botany*, 41, 1167-1174.
- Espinosa-Osornio, H. & Engelman, M. (1998). Breve recopilación de anatomía de semillas. (pp. 100). Colegio de Postgraduados.
- Espitia, R. E., Mapes, S. C., Escobedo, L. D., De la O, O. M., Rivas, V. P., Martínez, T. G., Cortés, E. L. & Hernández, C. J. M. (2010). Conservación y uso de los recursos

- genéticos de Amaranto en México. (pp. 200). INIFAP, Centro de Investigación Regional Centro, Celaya, Guanajuato, México.
- Esquinas-Alcázar, J. T. (1993). La diversidad genética como material básico para el desarrollo agrícola. In: J. I. Cubero y M. T. Moreno (coord.), *La Agricultura del Siglo XXI* (pp. 79-102). Madrid: Mundi-Prensa.
- Fenner, M. (2000). *Seeds: the ecology of regeneration in plant communities*. (pp. 410). 2^a Edition. CAB International. Oxon, UK.
- Flores, G. D., Sandoval-Villa, P. M., Ramírez-Vallejo, P., Sánchez-García, P. & Rodríguez-García, M. N. (2011). Yield of genotypes of tomato as affected by electrical conductivity of the nutrient solution. En: *Proceedings of II International symposium on Soilless Culture and Hidroponics (ISSCH)*. (pp. 29). ISHS (ed). Mayo. Puebla, México.
- Freytag, G. F. & Debouck, D. G. (2002). Taxonomy, distribution, and ecology of the genus *Phaseolus* (Leguminosae-Papilionideae) in North America, Mexico and Central America. (pp. 300). SIDA, Botanical Miscellany 23. Botanical Research Institute of Texas. Fort Worth, USA.
- Gentry, H. S. (1969). Origin of the common bean, *Phaseolus vulgaris*. *Economic Botany*, 23, 55-69.
- Gill-Langarica, H. R., Vargas-Vázquez, M. L. P., Muruaga-Martínez, J. S., Rosales-Serna, R. & Mayek-Pérez, N. (2007). Genetic analysis of cultivated *Phaseolus vulgaris* L. core collection of INIFAP-México. *Annual Report of the Bean Improvement Cooperative*, 50, 21-22.
- Gold, K., León-Lobos, P. & Way, M. (2004). Manual de recolección de semillas de plantas silvestres para conservación a largo plazo y restauración ecológica. La Serena, Chile. (pp. 62). Instituto de Investigaciones Agropecuarias, Centro Regional de Investigación Intihuasi.
- Granados, S. D. & López, R. G. F. (1986). Chinampas: Historia y etnobotánica de la “alegría” (*Amaranthus hypochondriacus* L.). Domesticación de la verdolaga (*Portulaca oleracea* L.) y Romerillo (*Suaeda diffusa* Wats.). En Trinidad, S. A., Gómez, L. F.,

- Suárez, R. G. (Comp.). *El Amaranto (alegría) Amaranthus spp. su cultivo y aprovechamiento*. (pp. 23-55). Chapingo, México.
- Graur, D. & Wen-Hsiung, R. I. (2000). *Fundamentals of molecular evolution*. (pp. 481). Sinauer Associates Inc. USA.
- Harlan, J. R. (1971). Agricultural origins: centers and no centers. *Science*, 174, 468-474.
- Hernández, X. E. (1985). Maize and the greater Southwest. *Economic Botany*, 39, 416-430.
- Hernández, X. E. (1988). La agricultura tradicional en México. *Comercio exterior*, 38(8), 673-678.
- Hernández-Verdugo, S., Luna-Reyes, R. & Oyama, K. (2001). Genetic structure and differentiation of wild and domesticated populations of *Capsicum annum* (Solanaceae) from Mexico. *Plant Systematics and Evolution*, 226, 129-142.
- Iltis, H. H. (2000). Homeotic sexual translocations and the origin of maize (*Zea mays*, Poaceae): A new look at an old problem. *Economic Botany*, 54, 7-42.
- IPGRI. (2002). *Neglected and Underutilized Plant Species: Strategic Action Plan of the International Plant Genetic Resources Institute*. (pp. 27). International Plant Genetic Resources Institute. Rome, Italy.
- Islam, F. M. A., Basford, K. E., Jara, C., Redden, R. J. & Beebe, S. (2002^a). Seed compositional and disease resistance differences among gene pools in cultivated common bean. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 49, 285-293.
- Jugenheimer, R. W. (1987). *Maíz variedades mejoradas, métodos de cultivo y producción de semillas*. (pp. 678). Editorial Limusa (Segunda reimpresión).
- Kaplan, L. (1965). Archeology and domestication in American *Phaseolus* (beans). *Economic Botany*, 19, 358-368.
- Kato, T. A., Mapes, C., Mera, L. M., Serratos, J. A. & Bye, R. A. (2009). Origen y diversificación del maíz: una revisión analítica. Universidad Nacional Autónoma de México. (pp. 116). Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D. F.

- Kozłowski, T. T. & Gunn, C. R. (1972). Importance and characteristics of seeds. En Kozłowski, T.T. (Ed.). *Seed Biology I. Importance, Development, and Germination*. (pp. 1–18). Academic Press.
- Ladizinsky, G. (1998). *Plant evolution under domestication*. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, The Netherlands.
- Lafón, A. (2002). Pastizales mexicanos: reconocimiento creciente de un sistema compartido. Resúmenes de las ponencias del Simposio Pastizales en América del Norte: hacia una estrategia trilateral de conservación. Comisión para la Cooperación Ambiental de América del Norte, México.
- Lascurain, M., List, R., Barraza, L., Díaz, P. E., Gual, S. F., Maunder, M., Dorantes, J. & Luna, V. E. (2009). Conservación de especies *ex situ*, En *Capital natural de México*. Vol. II: Estado de Conservación y tendencia de cambio. (pp. 517-544). CONABIO, México.
- Liu, J., Huang, S. Z. & Fu, J. R. (2000). Synthesis of heat shock protein in maize seed embryo with different vigor during germination. *Acta Botánica Sínica*, 42, 253-257.
- Liu, J., Huang, S. Z., Fu, J. R. & Tang, X. J. (2001). Advances on relation between seed vigor and proteins. *Chinese Bulletin of Botany*, 18, 46-51.
- Lobato-Ortiz, R., Rodríguez-Guzmán, J., Carrillo-Rodríguez, C., Chaves-Servia, J. L., Sánchez-Peña, P. & Aguilar-Meléndez, A. (2012). Exploración, colecta y conservación de recursos genéticos de jitomate: *Avances de la Red de Jitomate. Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la alimentación y Agricultura (SINAREFI)*. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca, y Alimentación. Colegio de Postgraduados. Texcoco, México.
- Lobo, M. (2008). Importancia de los recursos genéticos de la agrobiodiversidad en el desarrollo de sistemas de producción sostenible. *Revista Corpoica*, 9(2), 19-30.
- Louette, D. & Smale, M. (1998). Farmers Seed Selection Practices and Maize Variety Characteristics in a Traditionally-Based Mexican Community. CIMMYT Economics Working Paper No. 98-04. México, D.F. CIMMYT.

- MacNeish, R. S. (1995). Investigaciones arqueológicas en el Valle de Tehuacán. *Revista Arqueología Mexicana*, 13, 18-23.
- Mapes, C. (1986). Una revisión sobre la utilización del género *Amaranthus* en México. En Trinidad, S. A., Gómez, L. F., Suárez R. G. (Comp.). *El Amaranto (alegría) Amaranthus spp. su cultivo y aprovechamiento*. Chapingo, México.
- María, G. F., Hernández, A., Casanova, A., Depestre, T., Gómez, L. & Rodríguez, M. G. (2008). El injerto herbáceo: alternativa para el manejo de plagas del suelo. *Revista Protección Vegetal*, 23(2), 69-74.
- Martin, A. (2002). Los marcadores genéticos en la mejora vegetal. En Nuez, F., Carrillo, J. M., Lozano, R. (eds). *Genómica y mejora vegetal*. (pp. 37-64). Mundi-Prensa. Sevilla.
- Martínez, J., Zizumbo, D., Gepts, P. & Colunga-GarcíaMarín, P. (2007). Gene flow and genetic structure in the wild-weedy domesticated complex of *Phaseolus lunatus* L. in its Mesoamerican center of domestication and diversity. *Crop Science*, 47, 58-66.
- Martínez-Sánchez, D., Pérez-Grajales, M., Rodríguez-Pérez, J. E. & Moreno-Pérez, E. C. (2010). Colecta y caracterización morfológica de ‘chile de agua’ (*Capsicum annuum* L.) en Oaxaca, México. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 16, 169-176.
- Matsuoka, Y., Vigouroux, Y., Goodman, M. M., Sánchez, G. J., Buckler, E. & Doebley, J. (2002). A single domestication for maize shown by multilocus microsatellite genotyping. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 99, 6080-6084.
- Maxted, N., Ford-Lloyd, B. V. & Hawkes, J. G. (1997). Complementary Conservation Strategies. En Maxted, N., Ford-Lloyd, B. V., Hawkes, J. G. (ed) *Plant Genetic Conservation. The in situ Approach*. (pp. 15-39). Chapman & Hall, London.
- Miranda-Colín, S. (1967). Origen de *Phaseolus vulgaris* L. (frijol común). *Agrociencia*, 1, 99-104.
- Miranda-Medrano, R., Sánchez-González, J. J., Aguilar-Sanmiguel, M. & Barrera-Sánchez, C. F. (2001). Un pariente silvestre del maíz como alternativa de forraje. *Scientia CUCBA*, 3(4), 18-31.

- Mlakar, S. G., Turinek, M., Jakop, M., Bavec, M. & Bavec, F. (2009). Nutrition value and use of grain amaranth: Potential future application in bread making. *Agricultura*, 6, 43-53.
- Montes, S., Merrick, L. C. & Eguiarte, L. E. (2005). Maintenance of squash (*Cucurbita* spp.) landrace diversity by farmer's activities in Mexico. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 52, 697-707.
- Moreno, M. E. (1996). Análisis físico y biológico de semillas agrícolas. (pp. 393). 3ra Edición. Instituto de Biología, UNAM. México.
- Moreno-Pérez, E. C., Avendaño-Arrazate, C. H., Mora-Aguilar, R., Cadena-Iñiguez, J., Aguilar-Rincón, V. H. & Aguirre-Medina, J. F. (2011). Diversidad morfológica en colectas de chile guajillo (*Capsicum annuum* L.) del centro-norte de México. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 17, 23-30.
- Nahuel, M. M., Mabel, G. E. & Leonor, de V. M. (2013). Tolerancia a la desecación de semillas de *Prosopis ferox* y *Pterogyne nitens* (Fabaceae). *Revista de Biología Tropical*, 61(1), 335-342.
- Nonogaki, H., Bassel, G. W. & Bewley, J. D. (2010). Germination -still a mystery. *Plant Science*, 179, 574-581.
- Nonogaki, H., Chen, F. & Bradford, K. J. (2010). Mechanisms and genes involved in germination sensu stricto. En K.J. Bradford, H. Nonogaki (Eds.), *Seed Development, Dormancy and Germination*, (pp. 264–304). Blackwell Publishing, Oxford.
- Ortega-Paczka, R. (2003). La diversidad del maíz en México. En Esteva, C., Marielle, C. (Eds.). *Sin maíz no hay país*. (pp. 123-154). Consejo Nacional para la Cultura y las Artes, Dirección General de Culturas Populares e Indígenas, México.
- Ortiz, R., Delgado-De La Flor, F., Alvarado, G. & Crossa, J. (2010). Classifying vegetable genetic resource – A case study with domesticated *Capsicum* spp. *Scientia Horticulturae*, 126, 186-191.
- Padulosi, S., Amaya, K., Jäger, M., Gotor, E., Rojas, W. & Valdivia, R. (2014). A Holistic Approach to Enhance the Use of Neglected and Underutilized Species: The Case of Andean Grains in Bolivia and Peru. *Sustainability*, 6, 1283-1312

- Papa, R. & Gepts, P. L. (2003). Asymmetry of gene flow and differential geographical structure of molecular diversity in wild and domesticated common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) from Mesoamerica. *Theoretical and Applied Genetics*, 106 239-250.
- Perales, R. H., Brush, S. B. & Qualset, C. O. (2003). Landraces of maize in Central Mexico: an altitudinal Transect. *Economic Botany*, 57(1), 7-20.
- Peralta, I. E. & Spooner, D. M. (2007). History, Origin and Early Cultivation of Tomato (Solanaceae). En Razdan, M.K. & Mattoo, A.K. (eds). *Genetic Improvement of Solanaceous Crop, Vol. 2: Tomato*. (pp. 1-24). Science Publishers. Enfield, New Hampshire, USA.
- Pickersgill, B. (1984). Migration of chili peppers, *Capsicum* spp. in the Americas. En Papers of the Peabody Museum of Archeology and Ethnology. Ed. for Stone D. vol. 76. (pp. 105-123). Harvard University Press.
- Piñero, D., et al. (2008). La diversidad genética como instrumento para la conservación y el aprovechamiento de la biodiversidad: estudios en especies mexicanas, En *Capital natural de México, vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad*. (pp. 437-494). CONABIO, México,
- Portis, E., Acquadro, A., Comino, C. & Lanteri, S. (2004). Effect of farmers' seed selection on genetic variation of a landrace population of pepper (*Capsicum annum* L.), grown in North-West Italy. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 51, 581-590.
- Potokina, E., Sreenivasulu, N., Altschmied, L., Michalek, W. & Graner, A. (2002). Differential gene expression during seed germination in barley (*Hordeum vulgare* L.). *Functional Integral Genomics*, 2, 28-39.
- Pritchard H., W. & Dickie J, B. (2000). Predicting seed longevity: the use and abuse of seed viability equations. En Pritchard H., W., Probert R., J., Smith R., D., Dickie J., B., Linington S., H. *Seed conservation: Turning science into practice*. (pp. 1024). Royal Botanic Gardens, Kew.
- Pritchard, H. W., Daws, M. I., Fletcher, B. J., Gaméné, C. S., Msanga, H. P. & Omondi, W. (2004). Ecological correlates of seed desiccation tolerance in tropical African dryland trees. *American Journal of Botany*, 91, 863-870.

- Ramírez, V. P. (2010). Conservación y aprovechamiento de la diversidad de poblaciones nativas de jitomate. Memoria 6º Congreso Nacional de Horticultura, Producción de Tomate en el Norte de México. (ed) (pp. 116-124). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila.
- Rana, J. C., Pradheep, K., Yadav, S. K., Verma, V. D. & Sharma, P. C. (2007). Durga: A new variety of grain amaranth for cultivation in hill regions. *Indian Farming*, 57, 27-28.
- Rao, N. K. (2004). Plant genetic resources: Advancing conservation and use through biotechnology. *African Journal of Biotechnology*, 136-145.
- Reif, J. C., Xia, X. C., Melchinger, A. E., Warburton, M. L., Hoisington, D. A., Beck, D., Bohn, M. & Frisch, M. (2004). Genetic diversity determined within and among CIMMYT maize populations of tropical, subtropical, and temperate germplasm by SSR markers. *Crop Science*, 44,326-334.
- Rice, E. B., Smith, M. E., Mitchell, S. E. & Kresovich, S. (2006). Conservation and change: a comparison of *in situ* and *ex situ* conservation of Jala maize germplasm. *Crop Science*, 46, 428-436.
- Robert, E. H., & Ellis, R. H. (1977). Prediction of seed longevity at sub-zero temperatures and genetic resources conservation. *Nature*, 268, 431-433.
- Roberts, E. H. (1973). Predicting the storage life of seeds. *Seed Science and Technology*, 1, 499-514.
- Robertson, L. D. & Labate, J. A. (2007). Genetic Resources of tomato (*Lycopersicon esculentum* var. *esculentum*) and wild relatives. In: Genetic improvement of Solanaceous. (pp. 25-75). *Crops*. 2: Tomato.
- Rodríguez, J., Peña, O. B. V., Gil, M. A., Martínez, C. B., Manzo, F. & Salazar, L. L. (2007). Rescate *in situ* de chile "Poblano" en Puebla, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 30, 25-32.
- Rodríguez, R. R., Tabares, R. & Medina, S. (2001). Cultivo moderno del tomate. 2ª Ed. (pp. 255). España: Multiprensa.

- Romero-Saritama, J. M. & Pérez, R. C. (2016). Rasgos morfológicos de semillas y su implicación en la conservación *ex situ* de especies leñosas en los bosques secos Tumbesinos. *Ecosistemas*, 25(2), 59-65.
- Rosales, R., Acosta, J. A., Hernández, J. M., González, H. & Magaña, O. S. (2006). Frimex: base de datos nacional de variedades de frijol recomendadas y sembradas en México. Vers. 1.0., INIFAP, SAGARPA-circe-Campo Experimental Valle de México, Chapingo.
- Ruiz, J. M., Blasco, B., Rivero, R. & Romero, L. (2005). Nicotine-free and salt-tolerant tobacco plants obtained by grafting to salinity-resistant rootstocks of tomato. *Physiologia Plantarum*, 124, 465-475.
- Ruiz-Carrera, V., Peña-López, E., Lau-Vázquez, S., Maldonado-Mares, F., Ascencio-Rivera, J. & Guadarrama-Olivera, M. (2004). Macro nutrientes de fito recursos alimenticios de especies aprovechadas por grupos étnicos en Tabasco, México. *Universidad y Ciencia*, 1, 27-31.
- Sánchez, G. J. J. & Ordaz, L. S. (1987). Teosintle in Mexico. Systematic and ecogeographic studies on crop genepools. Rome: IBPGR.
- Sánchez-Chiang, N. & Jiménez, V. M. (2010). Técnicas de conservación *in vitro* para el establecimiento de bancos de germoplasma en cultivos tropicales. *Agronomía Mesoamericana*, 21, 193-205.
- Sattler, S. E., Gilliland, L. U., Magallanes-Lundback, M., Pollard, M. & DellaPenna, D. (2004). Vitamin E is essential for seed longevity and for preventing lipid peroxidation during germination. *The Plant Cell*, 16, 1419-1432.
- Sauer, J. D. (1976). Grain amaranths. En: *Evolution of Crop plants*. Simmonds, NW. (ed). (pp. 4-7). London: Longman Group Limited.
- Scopel, A. L., Ballare, C. L. & Radosevich, S. R. (1994). Photostimulation of seed germination during soil stillage. *New Phytol*, 126, 145-152.
- Scopel, A. L., Ballare, C. L., Sánchez, R. A. (1991). Induction of extreme light sensitivity in buried weed seeds and its role in the perception of soil cultivations. *Plant Cell Environ*, 14, 501-508.

- Smale, M., Aguirre, A., Bellon, M., Mendoza, J. & Manuel, R. I. (1998). Farmer Management of Maize Diversity in the Central Valleys of Oaxaca, Mexico. (pp. 27). CIMMYT Economics Working Paper 9909. CIMMYT. México D.F.
- Smith, B. D. (2001). Documenting plant domestication: The consilience of biological and archaeological approaches. *Proceedings of the Natural Academy of Sciences*, 98, 1324-1326.
- Smith, R. D. (1995). Collecting and handling seeds in the field. pp.419–456. En: Guarino, L.; Ramanatha Rao, V. & Reid, R. (eds). *Collecting plant genetic diversity*. CAB International, Wallingford, Oxon, UK.
- Smith, S. (2007). Pedigree pedigree background changes in U.S. hybrid maize between 1980 and 2004. *Crop Science*, 47, 1914-1926.
- Soleri, D., Cleveland, D. A. & Aragón-Cuevas, F. (2006). Transgenic crops and crop varietal diversity: The case of maize in Mexico. *BioScience.*, 56, 503-513.
- Sosa-Méndez, J. R. (2004). Efecto de la deshidratación sobre la germinación de semillas de caimito (*Chrysophyllum cainito* L.) y jaca (*Artocarpus heterophyllus* Lam.). (pp. 21). Tesis de Licenciatura. Escuela Agrícola Panamericana el Zamorano. Tegucigalpa, Honduras.
- Tilman, D., Cassman, K. G., Matson, P. A., Naylor, R. & Polasky, S. (2002). Agricultural sustainability and intensive production practices. *Nature*, 418, 671-677.
- Turrent, F. A. & Serratos, H. J. A. (2004). Chapter 1: Context and Background on Maize and its Wild Relatives in Mexico. Background Volume for CEC Article 13 Report, "Maize and Biodiversity: The Effects of Transgenic Maize in Mexico". Oaxaca.
- Ulloo, M. E., Hunter, D. & Borelli, T. (2010). *Ex situ* and *in situ* Conservation of agricultural biodiversity: major advances and research needs. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici. Cluj-Napoca*, 38(2), 123-135.
- Vargas, M. L. P., Muruaga, J. S., Acosta, J. A., Navarrete, R., Pérez, P., Esquivel, G., Irizar, M. B. G. & Hernández, J. M. (2006). Colección núcleo de *Phaseolus vulgaris* L. del INIFAP: Catálogo de accesiones de la forma domesticada. (pp. 461). Libro Técnico número 10.

- Vázquez-Yanes, C., Orozco-Segovia, A., Rojas-Aréchiga, M., Sánchez-Coronado, M. E. & Cervantes, V. (1997). La reproducción de las plantas: semillas y meristemas. (pp. 170). México. D.F. Colección La Ciencia para Todos y Fondo de Cultura Económica.
- Vera-Guzmán, A. M., Chávez-Servia, J. L., Carrillo-Rodríguez, J. C. & López, M. G. (2011). Phytochemical evaluation of wild and cultivated pepper (*Capsicum annuum* L. and *C. pubescens* Ruiz & Pav.) from Oaxaca, Mexico. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 71, 578-585.
- Vigouroux, Y., McMullen, M., Hittinger, C. T., Houchis, K., Shulz, L., Kresovich, S., Matsuoka, Y. & Doebley, J. (2002). Identifying genes of agronomic importance in maize by screening microsatellites for evidence of selection during domestication. *Proceedings of National Academy of Science USA* 99:9650-9655.
- Votova, E. J., Baral, J. B. & Bosland, P. W. (2005). Genetic diversity of chile (*Capsicum annuum* var. *annuum* L.) landraces from Northern New Mexico, Colorado and Mexico. *Economic Botany*, 59, 8-17.
- Wang, X. G; Han, J.G.; Chen, Z.H.; Zhu, Y.S. & Li, L.S. 2000. Studies on the vigor changes during seed maturation of Russian wildtype. *Acta Agrestia Sinica*, 8: 306-311.
- Warburton, M. L., Reif, J. C., Frisch, M., Bohn, M., Bedoya, C., Xia, X. C., Crossa, J., Franco, J., Hoisington, D., Pixley, K., Taba, S. & Melchinger, A. E. (2008). Genetic diversity in CIMMYT nontemperate maize germplasm: landraces, open pollinated varieties, and inbred lines. *Crop Science*, 48, 617-624.
- Wellhausen, E., Roberts, J., Roberts, L. M. & Hernández X., E. (1952). Races of maize in Mexico: Their origin, characteristics, and distribution. Cambridge, MA: The Bussey Institution, Harvard University.
- Zhang, J. C. & Wang, H. (2005). Studies on the seed germination and viability of different maturation peanut. *Seed*, 24, 3-4.
- Zizumbo-Villarreal, D. & Colunga-GarcíaMarín, P. (2010). Origin of agricultura and plant domestication in West Mesoamerica. *Genet. Resources and Crop Evolution*, 57, 813-825.

Zizumbo-Villarreal, D. P., Colunga-GarcíaMarín, E., Payró de la Cruz, P., Delgado-Valerio & Gepts, P. (2005). Population structure and evolutionary dynamics of wild-weedy-domesticated complexes of common bean in a Mesoamerican region. *Crop Science*, 45, 1073-1083.

CAPÍTULO I

CHILAR: AGROECOSISTEMA TRADICIONAL CLAVE EN LA CONSERVACIÓN DE RECURSOS FITOGENÉTICOS

Chilar: Traditional agroecosystem key in the conservation of phytogenetic resources

Nolasco-Guzmán, Vicente; Cuevas-Sánchez, J. Axayacatl; Serrato-Cruz, M. Ángel; Calyecac-Cortero, H. Gloria.

CHILAR: AGROECOSISTEMA TRADICIONAL CLAVE EN LA CONSERVACIÓN DE RECURSOS FITOGENÉTICOS

**¹Nolasco-Guzmán, Vicente; ¹Cuevas-Sánchez, J. Axayacatl; ¹Serrato-Cruz, M. Ángel;
²Calyecac-Cortero, H. Gloria.**

¹Instituto de Horticultura, Departamento de Fitotecnia. ²Departamento de Preparatoria Agrícola.
Universidad Autónoma Chapingo. Km. 38.5 Carr. Mexico-Texcoco. Chapingo, Estado de Mexico.
Mexico. CP. 56230.

RESUMEN

En Xochitlan de Vicente Suárez, Zapotitlan de Méndez y Ecatlan, comunidades de la parte alta de la región del Totonacapan, Puebla, habitan grupos indígenas Totonacos y Náhuatl quienes practican la roza-tumba-quema de la vegetación para establecer el *chilar*, un sistema de producción tradicional con fines de autoconsumo. El objetivo del presente trabajo fue describir este sistema enfatizando sus funciones en la conservación de recursos fitogenéticos y su importancia económica y social para los grupos indígenas que cultivan el *chilar* el cual involucra al menos 36 especies. En este sentido la producción es muy importante para la nutrición de la gente, como una fuente de ingreso económico y de conservación de recursos fitogenéticos y prácticas culturales enfocadas a la producción de especies como: chile, jitomate, pápalo, quintonil, amaranto, cilantro, tomate de cáscara, calabaza, entre otras. Los resultados de esta investigación muestran que *el chilar* es un importante componente de la resiliencia ecológica y cultural asociada con la sustentabilidad de este agroecosistema.

Palabras clave: *Chilar*, conservación, recursos fitogenéticos, diversidad, Rosa-Tumba-Quema.

Chilar: Traditional agroecosystem key in the conservation of phylogenetic resources**ABSTRACT**

In Totonacapan highlands communities like Xochitlan de Vicente Suárez, Zapotitlan de Méndez and Ecatlan, some indigenous groups (Totonacos and Nahuatl), make a clearing-lumbering–burning, for establish a *chilar*, it's a traditional production system based on cultivate Chili for consumption and subsistence. The objective of this research was describe the importance of this system in the conservation of fitogenetic resources and the economic and social performance for the indigenous groups that cultivate the *chilar* that involve at least 36 species. This way of production it's very important for the nutrition of the people, like an economic source and the conservation of genetic diversity and cultural practices focused to the production of chili, tomato, cucurbit, papalo, seedlings, coriander and tomato peel and another. The results of this research show that the *chilar* is an important component of the ecological and cultural resilience associated toward sustainable agroecosystem.

Key words: *Chilar*, conservation, fitogenetic resources, diversity, clearing-lumbering–burning.

INTRODUCCIÓN

En México, por sus condiciones topográficas del territorio, ubicación y la relación existente entre grupos humanos y el ambiente, se tiene una diversidad biológica y cultural muy amplia. Estas características demandan diferentes formas de uso y manejo de los recursos naturales (CONABIO, 2006). Sin embargo, algunas de las propuestas para el desarrollo de la agricultura convencional inducen al deterioro del entorno ambiental y cultural, ya que su objetivo principal es la ganancia económica, lo que orilla a los productores a introducir tecnologías que, en ocasiones, son incompatibles o causan mayor daño al ambiente y a la sociedad, comparado con los beneficios inicialmente previstos; la mayoría de veces esto sucede por desconocimiento y/o mal uso de éstas.

Esta diversidad cultural y ambiental en la mayoría del territorio mexicano ha propiciado que convivan diferentes sistemas de agricultura, como la tradicional y convencional, formas de producción predominantes en México (Turrent, 2010), además de la de subsistencia (Villa, 2008), y autoconsumo, donde la prioridad fundamental es la de satisfacer las necesidades familiares.

Los agroecosistemas tradicionales se mantienen en el tiempo a pesar de las presiones que ejercen las nuevas tecnologías. Esto se debe a que es un sistema dinámico, sostenible y contribuye a la subsistencia familiar; y es de composición compleja, ya que incluye varias especies vinculadas a diferentes necesidades de los grupos humanos (alimento, medicina, ritual, entre otros). Al respecto, Orellana *et al.* (2006), reportan que los huertos caseros rurales cubanos se mantienen debido que cuentan con principios firmes de la sustentabilidad para el manejo de los agroecosistemas, como el mantenimiento y promoción de la diversidad, la continuidad temporal y espacial de las especies, la utilización óptima de recursos y espacios, y el reciclaje de nutrientes, además de contribuir a la dieta.

En el Totonacapan, Puebla, los agroecosistemas tradicionales, son una forma recurrente de aprovechamiento de los recursos de que disponen y de su conservación. En estos agroecosistemas la producción de alimentos está ligada con a la cultura de las comunidades, distribución y uso de las especies presentes que está determinado por factores climáticos, históricos, socio-culturales y económicos, como la preferencia individual, la dieta

alimenticia, disponibilidad de mano de obra y habilidades adquiridas (García *et al.*, 2005; Orellana *et al.*, 2006).

En comunidades como Ecatlan, Xochitlan y Zapotitlan del Totonacapan, la mayoría de los sistemas de producción son de baja tecnología, con el objetivo principal de satisfacer las necesidades de la familia y comercializar el excedente. En estos sistemas de producción, se identifican como de gran importancia ya que contribuye de manera importante en la diversificación de los productos a que una familia puede acceder, además dicho sistema incorpora diferentes factores que la centran como un agroecosistema complejo, y sustentable, además han sido poco estudiados, con la finalidad de dar a conocer de sus bondades.

Uno de estos es el sistema de cultivo llamado *chilar*, viene de la lengua Nahuatl *Chilt* como se le llama al chile serrano (*Capsicum annuum* L.), ya que es la especie predominante en este agroecosistema. En otras regiones del país, este mismo sistema se implementa con el propósito de establecer maíz, conocido como *la milpa* (Rappaport, 1975), al que se asocian especies como frijol, calabaza, chiles, tomates, entre otros (Rojas, 1989), además de otras especies que crecen de manera natural, principalmente herbáceas o “quelites”, como lo reportan Lara-Ponce *et al.* (2012a), al realizar un estudio etnoecológico en la zona maya de Guatemala, en donde encontraron entre 40 especies asociadas a la milpa. Por otra parte, Cilia *et al.* (2015), al realizar un análisis de plantas alimenticias en comunidades en la Región de la Huasteca, Estado de San Luis Potosí, reportó una lista de 54 especies que componen la dieta los habitantes y que cultivan en sus huertos.

Por lo anterior, en el presente trabajo se propuso como objetivo, describir el sistema de producción *chilar*, componente importante en la producción de alimentos en el Totonacapan.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El presente trabajo se realizó en las comunidades de Xochitlan de Vicente Suárez (19° 58' 08" N, 97° 37' 45" O; 1040 msnm), Zapotitlan de Méndez (19° 59' 00" N, 97° 40' 00" O; 640 msnm) y Ecatlan (20° 03' 00" N, 97° 35' 00" O; 500 msnm), ubicados en la parte alta de la región denominada Totonacapan, en el Estado de Puebla. Dicha región se caracteriza por la

predominancia de climas de transición [A(C), (A)C], con temperatura media anual 21.6 °C y 15.6 °C, y precipitación media anual 4422.4 mm. y 1953.2 mm., respectivamente, con régimen de lluvias en verano. Las comunidades de Xochitlan y Zapotitlan, es asentamiento de grupo indígena Nahuatl, mientras que en la comunidad de Ecatlan, predomina la comunidad Totonaca.

Método de observación

Basándose en la observación participativa, el desarrollo de esta investigación contó con el apoyo de varios productores, con quienes se hizo acompañamiento durante el proceso de establecimiento del *chilar*, ecosistema difundido y establecido para la producción de hortalizas principalmente y algunos cultivos como maíz, frijol, calabaza, entre otros; además se realizaron entrevistas participativas y recorridos de campo guiados por los mismos productores, y pobladores de las comunidades donde se llevó a cabo la investigación.

Por cada productor se realizó una entrevista semiestructurada, en el que se siguió una guía que incluyó las actividades que se realizan en la parcela, el orden y modo de realización de éstas, la toma de decisión de cuándo iniciar las actividades, la importancia de dejar los tocones. También se tocaron temas relacionados al establecimiento de especies en el cultivo, que especies son las principales en cada etapa del agroecosistema, de la asociación de especies, el intercalado y sucesión de éstas.

Variables estudiadas

El estudio dió seguimiento durante un ciclo de producción, observando y describiendo las diferentes etapas del sistema de producción en cuestión: se inició desde la selección del terreno, la preparación del terreno, y establecimiento y manejo de los cultivos, manejo del sistema –cuidado y manejo de las especies, hasta su cosecha.

En la selección del terreno, las principales características que se consideran para decidir si cierta superficie es apta para establecer una parcela de *chilar*; en la preparación del terreno, sobre las actividades y su calendarización, tomando en cuenta la madurez del bosque, las

actividades de desmonte, corte y separación de leña, quema, y recolección de residuos; y por último el método de siembra o establecimiento de los cultivos, su calendarización y manejo.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los agroecosistemas que promueven la asociación de cultivos, como es el caso del chilar, favorecen las interacciones ecológicas benéficas, como la fijación de nitrógeno, control biológico de insectos plaga y desarrollo de interacción de micorrizas con las plantas, así como mayor actividad de microorganismos benéficos. Por otra parte, estos sistemas de producción son implementados por los habitantes, ya que proveen un importante número de productos que amplían la variabilidad de su dieta (Cilia *et al.*, 2015; Lara-Ponce *et al.*, 2012a; Dey & Sarkar, 2011; Rojas, 1989).

Selección del terreno

El terreno se selecciona tomando en cuenta ciertas características, la principal es que debe contar con gran cobertura vegetal y de edad suficiente, es decir, que cuenta con vegetación madura, por lo cual los terrenos seleccionables son aquellos que han tenido un descanso de por lo menos 20 años, o que sea una vegetación de árboles de aproximadamente ocho metros de altura (Blanco y Rubio, 2000). Esta consideración es de gran importancia, ya que una vegetación con mayor edad, mejora las propiedades del suelo de manera importante, como se demuestra en el estudio realizado por Bautista-Cruz *et al.* (2005), al analizar suelo proveniente de áreas ocupadas por cultivo (*la milpa*), malezas y bosque de diferentes edades. La pendiente y presencia de pedregosidad no influye, sin embargo, algunos productores comentan que seleccionar dichos terrenos es con el fin de aprovecharlos (Hernández *et al.*, 1994), ya que, en estas áreas, por sus características, se dificulta establecer otros cultivos que requieren de mayor espacio y manejo. Otro aspecto que favorece usar estos terrenos es que durante la preparación del terreno se facilita el movimiento de la basura y residuos del bosque. En este tipo de terrenos también se facilita el manejo del cultivo, ya que tienen buen drenaje por la pendiente y la cantidad de materia orgánica presente en el suelo (Bautista-Cruz *et al.*, 2005), lo cual mantiene baja incidencia de enfermedades y limita el establecimiento de

plagas y malezas, esto último también se debe a que se quema el excedente de basura de la vegetación (Lara-Ponce *et al.*, 2012a).

En años recientes, según los productores, para la selección del terreno la edad del bosque pasa a segundo término, debido a que los bosques de mayor edad son cada vez más reducidos, porque lo que este tipo de sistemas se empieza a establecer en áreas con bosque joven, incluso con vegetación de pocos años de recuperación. Lo anterior se debe a que la demanda de espacio para productos de uso industrial representa una mayor remuneración económica, por lo que dichos espacios agrícolas que se activan pronto pasan a dedicarse a la producción de cultivos de mayor demanda (Gutiérrez *et al.*, 2017), principalmente café, caña o alguna especie frutal, o la conversión de estos en potreros para el pastoreo de ganado, lo que impide que en dichos espacios los bosques se renueven (Valdivieso-Pérez *et al.*, 2012).

Preparación del terreno

Para la preparación del terreno, se sigue el sistema de roza, tumba y quema, que es aplicado por diferentes culturas en el mundo que habitan en regiones del trópico-húmedo (Rappaport, 1975; Nakashima, 1998), y de gran importancia en la agricultura tradicional mesoamericana (Huffman, 2013). Este sistema con el uso del fuego facilita y ahorra el trabajo en las actividades, también ayudan el control de plagas, enfermedades y liberar los minerales que se encuentran en los tejidos de la vegetación previamente establecida. El uso del fuego juega un papel importante, ya que en ninguna de las etapas del *chilar* se hace uso de productos químicos, a excepción de aplicación de fertilizantes, pero solamente en años posteriores, es decir, cuando se establecen cultivos como maíz, caña de azúcar o cuando, dicha superficie se mantiene activa con cultivos perennes.

Como primer paso se procede a quitar la vegetación baja, la cual incluye vegetación de poco crecimiento como maleza anual, arbustos y árboles con tallo de poco diámetro. Esta actividad se realiza con ayuda del machete, principalmente, y azadón en algunas ocasiones, para abrir espacio en la parte baja de los árboles de mayor tamaño, remover el suelo y reconocer el terreno. Durante este proceso, se procura evitar el uso del azadón incluso algunos productores prescinden de esta herramienta con la finalidad de reducir la erosión del suelo y el mantener toda la materia orgánica que se ha depositado durante el desarrollo del bosque, y esta pueda

ser asimilado por las plantas a establecer, ya que el objetivo principal de activar estas áreas para la actividad agrícola es el aprovechamiento de la materia orgánica, pues los productores saben perfectamente que la materia orgánica acumulada genera buenos rendimientos.

Posteriormente se procede a tumbar los árboles de mayor tamaño, es en esta parte donde se quita toda la vegetación, excepto especies que tengan alguna importancia económica, alimenticia o ritual, en este orden pueden incluir árboles de ocote, cedro, huaje o flores (Lara *et al.*, 2012a), incluso se deja troncos de especies que predominaron en el bosque, con el propósito de facilitar la recuperación de éste, cuando esta área se deje descansar. Esta práctica de dejar especies sobresalientes de importancia económica, alimenticia, ritual o en beneficio para la recuperación de la vegetación se replica en diferentes culturas indígenas, ya que en sus sistemas de conocimientos está la de permitir y fomentar la recuperación de los ecosistemas, tal como lo reportan investigadores que han trabajado con diferentes culturas, Talamanca, Costa Rica (Martínez, 2004); los Tsenbaga, Papua, Nueva Guinea (Rappaport, 1975), los Mayas en la Península de Yucatán, México (Muench, 1978; Hernandez X. *et al.*, 1976; Góngora-Chin *et al.*, 2016), entre otros.



Figura 1.1. Acomodo de leña derivada del proceso conducente a la preparación del terreno para la siguiente siembra bajo R-T-Q. Ecatlan, Pue.

Todo tallo o rama que tenga un diámetro mayor a 2 cm, se corta como leña y se apila en los alrededores para que se seque, los troncos también se cortan y se parten en rajadas, con el fin de facilitar su manejo y secado. Esta leña es aprovechada como combustible en la preparación de alimentos, ya que la mayoría de los habitantes no cuenta con estufa o quemadores de gas LP. Todo material vegetal que no se aprovecha como leña o de alguna forma, se corta en pequeños tramos para facilitar su secado, con el objetivo de hacer circular el aire para reducir la humedad que prevalece en los bosques (Martínez, 2004).

Después de haber quitado la vegetación y cortado la leña, se deja un tiempo para que se sequen las ramas y hojas. El secado de la basura, ocupa un lapso de tiempo entre dos o tres semanas. Cuando finalmente está todo seco, se mueve la basura hacia los alrededores de la parcela, y sólo se deja un 30 o 40 % de ésta en medio, para que se siga secando. En este lapso de reposo, y tiempo de secado de los residuos, también estimula las semillas de malezas que quedaron en la superficie de germinar (De Souza *et al.*, 2006), o en algunas ocasiones ser consumidas por animales, todo ello ayuda en el manejo y control de malezas durante la quema.

Previo a la realización de la quema de los residuos, alrededor de la parcela, se establece una guerdaraya que limite el avance del fuego hacia el bosque, con el fin de prevenir un incendio forestal. Con la finalidad de mantener el fuego bajo control durante la quema dentro de la parcela, la quema se inicia desde la parte superior de la parcela, es decir, de la parte más elevada, con la finalidad de limitar la velocidad de avance del fuego.

Dos o tres días después se quema la basura que se dejó dentro de la parcela, con el fin de disminuir la incidencia de hongos, semilla de malezas y presencia de plagas en sus diferentes estadios. La quema de basura es indispensable ya que si no se realiza en poco tiempo se tienen problemas de malezas, incluso antes de la siembra, también así se previenen enfermedades fúngicas, por otra parte, debido a la diversidad existente en los ecosistemas, muchas otras semillas del ecosistema se activan por la acción del fuego. La acción del fuego no es del todo negativo, ya que algunas especies incrementan su supervivencia después del paso del fuego, como lo reportan Menges & Quintana-Ascencio (2004), al analizar el banco de semillas de *Eryngium cuneifolium*. El control de plagas y enfermedades en este sistema puede ser complicado, ya que en éste convergen diferentes especies tanto las requeridas (cultivos) como

las dañinas (patógenos, plagas y malezas), pero también es esa complejidad que ayuda a mantener el equilibrio biótico (Lara *et al.*, 2012a).



Figura 1.2. Chile en crecimiento vegetativo, establecido en terrano con alta pedregosidad y pendiente pronunciada.

Composición de especies en el *chilar* y su manejo

Aunque en el sistema *chilar* si puede incluir 36 especies (Cuadro 1), el cultivo principal a establecer es el chile serrano (*Capsicum annuum*), sin embargo, en la parcela se establecen muchos más, con la intención de aprovechar al máximo el espacio, luz, nutrientes. Teniendo en mente lo anterior, la parcela tiene varias capas de dosel en desarrollo, por lo que este sistema juega un papel específico entre huerto familiar y el sistema milpa practicado en la península de Yucatán (Martínez, 2004). Los cultivos que se establecen son de diferentes géneros y familias, aunque, el objetivo principal de este sistema es diversificar la dieta de los indígenas, también se incluyen especies de importancia religiosa, medicinal, entre otros, siempre consideran la interacción sinérgica de las especies (Martínez, 2004).

En primer lugar, se encuentra el chile, ya que éste se establece bajo un arreglo topológico de surcos y mateado (60 centímetros entre hileras y 30 centímetros entre plantas); la siembra del

chile el productor se apoya de una coa de palo con la punta achatada, con la finalidad realizar los hoyos en el suelo y que estas no tenan una base plana, que ayude en la dispersión de las semillas, de esa manera al momento de la emergencia de las plantúlas tienen cierta separación. En segundo lugar lo ocupa en jitomate arriñonado (*Solanum lycopersicum*), el cual se establece junto con las matas de chile pero “salteado”, es decir, que en unas matas se incluyen y en otras no; en tercer lugar lo ocupa el pápalo (*Porophyllum ruderale*), que se establece poco tiempo después que los anteriores, y se siembra al voleo, con el fin de que crezcan por todas partes de la superficie; el cilantro (*Coriandrum sativum*), es otro de los cultivos que se establece dentro del *chilar*, también al voleo, al mismo tiempo que el pápalo (*P. ruderale*). Por último, en dado caso de que el productor cuente con semillas, se esparce semillas de quintonil (*Amaranthus* spp.), en esta lista de los cultivos principales se incluye la siembra de flor de “terciopelo” (*Celosia cristata*), también al voleo, aunque su fecha de siembra no depende del establecimiento del *chilar*, sino que, debe ser en el mes de julio con el fin de tener flor en el mes de noviembre. Un campesino puede establecer una parcela con la asociación de las siete especies previamente mencionadas, sin embargo, incluir solamente dichas se considera subutilización del terreno, por lo que los campesinos hacen un esfuerzo de incluir muchas más especies en asociación con el tiempo y espacio.



Figura 1.3. Asociación maíz y jitomate.

Cuadro 1.1. Lista de cultivos involucrados en el sistema *chilar*.

No.	Especie	Nombre científico	Uso	Nivel de manejo
1	Chile	<i>Capsicum annuum</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
2	Jitomate arriñonado	<i>Solanum lycopersicum</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
3	Jitomate citlal (tipo cherry)	<i>Solanum</i> sp.	Alimenticio	Fomentado, cultivado
4	Pápalo	<i>Porophyllum ruderale</i>	Alimenticio	Cultivado
5	Cilantro	<i>Coriandrum sativum</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
6	Quintonil	<i>Amaranthus</i> spp.	Alimenticio	Cultivado, domesticado
7	Flor terciopelo	<i>Celosia cristata</i>	Religioso	Cultivado, domesticado
8	Amaranto	<i>Amaranthus</i> spp.	Alimenticio	Cultivado, domesticado
9	Chile piquín	<i>Capsicum annuum</i> var. <i>glabriusculum</i>	Alimenticio	Cultivado
10	Calabacita	<i>Cucurbita</i> sp.	Alimenticio	Cultivado, domesticado
11	Chilacayote	<i>Cucurbita ficifolia</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
12	Tomate de cascara	<i>Physalis ixocarpa</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
13	Sandia	<i>Citrullus lanatus</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
14	Hierba santa	<i>Piper auritum</i>	Alimenticio	Fomentado, cultivado
15	Hierba mora	<i>Solanum nigrum</i>	Alimenticio	Tolerado, fomentado, cultivado
16	Hoja elegante	<i>Xanthosoma robustum</i>	Alimenticio	Fomentado, cultivado
17	Jícama	<i>Pachyrhizus erosus</i>	Alimenticio	Cultivado
18	Cempualxochilt	<i>Tagetes erecta</i>	Religioso	Cultivado, domesticado
19	Camote morado	<i>Ipomoea batatas</i>	Alimenticio	Cultivado
20	Yuca	<i>Manihot esculenta</i>	Alimenticio	Cultivado
21	Rábano	<i>Raphanus sativus</i> L.	Alimenticio	Cultivado
22	Cebollín	<i>Allium schoenoprasum</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
23	Pepino	<i>Solanum mucronatum</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
24	Malanga	<i>Xanthosoma yucatanense</i>	Alimenticio	Tolerado, fomentado, cultivado
25	Verdolaga	<i>Portulaca oleracea</i>	Alimenticio	Tolerado
26	Ajo	<i>Allium sativum</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
27	Maíz amarillo y azul	<i>Zea mays</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado

Cuadro 1.1. Continuación.

No.	Especie	Nombre científico	Uso	Nivel de manejo
28	Frijol negro	<i>P. vulgaris</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
29	Ejote largo (toro)	<i>Vigna unguiculata</i>	Alimenticio	Cultivado
30	Frijol gordo (ayocote)	<i>P. coccineus</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
31	Frijol blando (exoyeman)	<i>P. dumosus</i>	Alimenticio	Cultivado, domesticado
32	Tequililitl	<i>Peperomia</i> sp.	Alimenticio	Tolerado
33	Caña	<i>Saccharum officinarum</i> L.	Alimenticio, industrial	Cultivado, domesticado
34	Café	<i>Coffea arabica</i> L.	Alimenticio, industrial	Cultivado, domesticado
35	Tabaco	<i>Nicotiana tabacum</i>	Medicinal	Cultivado
36	Higuerilla	<i>Ricinus communis</i>	Medicinal	Fomentado

Como se dijo antes, los cultivos identificados en el *chilar* de las tres comunidades estudiadas fueron 36 (Cuadro 1.1), este número puede variar dependiendo de la mano de obra disponible, es decir el número de individuos que integran la familia, ya que este sistema es meramente familiar (Lara *et al.*, 2012). En la lista de cultivos se identificaron 20 especies domesticadas, 8 especies cultivadas pero que no ha sido domesticadas, y 8 especies que son toleradas o fomentadas. Por lo antes mencionado, este sistema de producción posee un gran potencial de conservación de recursos fitogenéticos, ya que incluye cultivos de especies poco conocidos, que por desconocimiento no se dedica un manejo de conservación adecuada.

Dentro del *chilar*, aparte de los cultivos establecidos, aparecen plantas arvenses que son toleradas y aprovechadas en forma de quelites (principalmente), tales como la hierba mora (*S. nigrum*), la hierba santa (*Piper auritum*), hoja elegante, en náhuatl '*pitzoquilitl*', (*Xanthosoma robustum*), entre otros. En las comunidades rurales, principalmente indígenas, el aprovechamiento de las plantas silvestres o no cultivadas es mayor que en las zonas

urbanas y el nivel de conocimientos acerca de dichas plantas también es mayor, por lo que, en la mayoría de las veces, la dieta de un campesino es más variada (Cilia *et al.*, 2015). Dicho conocimiento contribuye a que sea mayor el cuidado de los agroecosistemas, así como de la conservación de la biodiversidad, principalmente de los recursos genéticos (Lara *et al.*, 2012; Cilia *et al.*, 2015).

De la misma manera que la flor de terciopelo se establece dentro del *chilar*, también se incluye a la flor de muerto *cempualxochilt* (*T. erecta*), una especie que se establece en el mes de julio (para su uso en día de muertos), que se ubica en la periferia, debido a que su crecimiento es prominente, así se evita la competencia con el cultivo principal. El establecimiento de *cempualxochilt* dentro de la parcela, forma parte del manejo de plagas, ya que se ha reportado que esta planta tiene efecto repelente, y así como esta especie, hay diferentes plantas que los campesinos reconocen por su uso en el manejo de plagas. Trujillo y García (2001) destacan el conocimiento de indígenas de Los Altos de Chiapas sobre el uso de plantas medicinales en el manejo y control de plagas agrícolas.

En las comunidades en que se desarrolló el presente estudio, los campesinos producen también tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa*), calabaza (*Cucurbita* sp.), chilacayote (*Cucurbita ficifolia*), jícama (*Pachyrhizus erosus*), sandía (*Citrullus lanatus*), tabaco (*Nicotiana tabacum*), entre otros, y en tiempos diferidos o escalonados. Así que el *chilar* se mantiene produciendo durante todo el año. El chile se cosecha varias veces, hasta que disminuye producción, en este momento se realiza una poda fuerte (eliminación de ramas principales), con el fin de rejuvenecer la planta. Posterior a esta actividad, la producción se reanuda y se obtiene nuevamente producto de buena calidad. De igual manera, especies como pápalo, cilantro, quintonil, hierba mora u otros quelites, se establecen nuevamente, y así se mantiene la diversidad de especies dentro de este sistema. Posteriormente, cuando algunas especies ya no mantienen la producción requerida, se procede a establecer cultivos que demandan menos cuidado, y en este grupo se encuentran principalmente los cultivos de la canasta básica, como: maíz y frijol, que en otros lugares son los cultivos de primer interés en este sistema (Colunga *et al.*, 2003; Lara *et al.*, 2012a), y se mantienen los cultivos de calabaza, chilacayote y jícama. También se introducen nuevas especies, como yuca (*Manihot esculenta*), caña, café o algún otro cultivo perenne.

El conocimiento que poseen los indígenas de sus recursos es muy amplio, pues cada especie es aprovechada al máximo, en forma directa o indirecta. Ésta puede ser utilizada para una o varios propósitos, como alimento, medicina, ritual, construcción, combustible, alimento para animales domésticos o de caza, como atrayente o repelente de insectos, de barrera de viento, u otros usos (Lara *et al.*, 2012b). Esta cosmovisión de los habitantes refleja la vinculación entre la sociedad y los recursos, el valor que representa al asegurar el sustento de cada habitante del lugar. Por otra parte, en el sistema de conocimientos está la renovación y conservación *in situ* de los ecosistemas, por el papel que desempeñan en el desarrollo para la sustentabilidad (Tuxill y Nabhan, 2001; Garibay y de la Torre, 2011).



Figura 1.4. Manejo de *chilar* en la comunidad de Ecatlan, Puebla.

El *chilar* es una forma muy importante de producción de hortalizas de autoconsumo o subsistencia, y de aprovechamiento de las áreas de difícil acceso, ya que éstas se establecen en terrenos principalmente con mucha pendiente, y que se mantienen en alta producción, por lo que son fuente de ingreso de familiar. Otro punto importante, es que son áreas de conservación de recursos fitogenéticos, ya que muchas de las especies que se establecen en

estos sistemas están en riesgo debido a que su demanda solamente es local, y no es preferido por la población general, por lo que no es atractivo para el agricultor convencional. En este punto, el sentido de la responsabilidad social de conservar y mantener la sostenibilidad de los agroecosistemas, está muy ligado a la cultura, las tradiciones, la dieta y el balance económico de los grupos indígenas que permanecen en la región. Puede decirse que el *chilar* construye a la resiliencia ecológica y cultural asociada con la sustentabilidad de este agroecosistema.

CONCLUSIÓN

El *chilar* contiene una importante diversidad de especies para satisfacer necesidades humanas de alimento, medicina, combustible y fines religiosos, productos que se obtienen en ambientes restrictivos por la topografía y pedregosidad de los sitios en los que se establecen, acondicionando y seleccionando los terrenos de acuerdo con los conocimientos tradicionales. La práctica año con año de este sistema mantiene la diversidad de especies, y de la cultura asociada al manejo, aprovechamiento y conservación de los recursos involucrados.

REFERENCIA CITADA

- Bautista-Cruz, A., Gutiérrez-Castorena, M. del C., Castillo-Sánchez, R. F. del & Etchevers-Barra, J. D. (2005). Cronosecuencia de un suelo y su clasificación en un área originalmente ocupada por bosque mesófilo de montaña. *Terra Latinoamericana*, 23(2), 147-157.
- Blanco, A. & Rubio, A. (2000). La clasificación de la Vegetación en los inventarios forestales nacionales: un elemento de discusión. *Ecología*, 14, 181-188.
- Cilia, L. V. G., Aradillas, C. & Díaz-Barriga, F. (2015). Las plantas comestibles de una comunidad indígena de la Huasteca Potosina, San Luis Potosí. *Entreciencias*, 3(7), 143-152.
- Colunga, P. G., Ruenes, M. R. & Zizumbo, V. D. (2003). Domesticación de plantas en las tierras bajas mayas y recursos fitogenéticos disponibles en la actualidad. En: Colunga

- G. P. & Larqué, A. (eds). *Naturaleza y Sociedad en el Área Maya. Pasado, Presente y Futuro*. Academia Mexicana de Ciencias/CICY, México.
- Cuevas S., J. A. (1991). Definición, aprovechamiento y conservación de recursos fitogenéticos en una comunidad indígena Totonaca. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados, Rama de Botánica.
- CONABIO. (2006). Capital Natural y bienestar social. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. CONABIO. México.
- Dey, P. & Sarkar, A. K. (2011). Revisiting indigenous farming knowledge of Jharkhand (India) for conservation of natural resources and combating climate change. *Indian Journal of Traditional Knowledge*, 10(1), 71-79.
- García, E. (2004). Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana. Instituto de Geografía. 5° Edición. UNAM.
- García, M., Castiñeiras, L., Shagarodsky, T., Barrios, O., Fuentes, V., Moreno, V., Fernández, L., Fundora M., Z., Cristóbal, R., González, V., Sánchez, P., Hernández, F., Giraudy, C., Orellana, R., Robaina, R., Valiente, A. & Bonet, A. (2005). Conservación de la biodiversidad y uso de las plantas cultivadas en huertos caseros de algunas áreas rurales de Cuba. *Mediterránea: Serie de Estudios Biológicos. Época II*, 18, 8-37.
- Garibay, M. R. & De La Torre, M. (2011). Maíz criollo, milpa y agrobiodiversidad. Ciencia y Desarrollo. CONACYT.
- Góngora-Chin, R. E., Flores-Guido, S., Ruenes-Morales, M. del R., Aguilar-Cordero, W. del J. & García-López, J. E. (2016). Uso tradicional de la flora y fauna en los huertos familiares mayas en el municipio de Campeche, Campeche, México. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios*, 3(9), 379-389.
- Gutiérrez, N. A., García, B. L. E., Parra, V. M. & Rosset, P. (2017). De la supresión al manejo del fuego en la reserva de la biosfera la sepultura, Chiapas: Perspectivas campesinas. *Región y Sociedad*, 29(70), 31-70.

- Hernández, X. E. (1988). La agricultura tradicional en México. *Comercio exterior*, 38 (8), 673-678.
- Hernández, X. E., Arias, R. L. M. & Pool, N. L. (1994). El sistema agrícola de roza tumba-quema en Yucatán y su capacidad de sostenimiento. En: Rojas, R. T. (coord.). *Agricultura indígena: pasado y presente*. CIESAS. México.
- Hernández, X., E. 1976. Seminario para el análisis de los agrosistemas en México. Folleto informativo, Chapingo, Méx.
- Huffman, M. R. (2013). The many elements of traditional fire knowledge: synthesis, classification, and aids to cross-cultural problema solving in fire-dependent systems around the world. *Ecology and Society*, 18 (4), 3.
- Lara, P. E., Caso, B. L. & Aliphath, F. M. (2012a). El sistema milpa roza, tumba y quema de los mayas Itzá de San Andrés y San José, Petén Guatemala. *Ra Ximhai*, 8(2), 71-92.
- Lara, P. E., Caso, B. L., Aliphath, F. M., Ramírez, V. B., Gil, M. A. & García, G. G. (2012b). Visión ecogeográfica de los mayas itzaes: estudio de la reserva Bioitzá, El Petén, Guatemala. *Investigaciones Geográficas, Boletín del Instituto de Geografía*, 81, 94-109.
- Martínez A, M. Á. (1995). Catálogo de plantas útiles de la Sierra Norte de Puebla, México. UNAM.
- Martínez, C. R. (2004). Estrategias de manejo indígena del agroecosistema en Talamanca, Costa Rica. *Sociedades Rurales, Producción y Medio Ambiente*, 5(8), 77-93.
- Menges, E. S. & Quintana-Ascencio, P. F. (2004). Population viability with fire in *Eryngium cuneifolium*: deciphering a decade of demographic data. *Ecological Monographs*, 74, 79–99.
- Muench N., P. 1978. Los Sistemas de produccion agrícola en la región Lacandona, Chiapas. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo.
- Nakashima, D. (1998). Conceptualizar la naturaleza: el contexto cultural de la gestión de los recursos. *La Naturaleza y sus Recursos*, 34(2), 8-22.

- Orellana, G., Castiñeiras, L., Fundora, Z., Shagarodsky, T., Fuentes, V., Barrios, O., Cristóbal, R., García, M., Hernández, F., Giraudy, C., Fernández, L., Sánchez, P., Moreno, P. & Valiente, A. (2006). Contribución de los huertos caseros rurales cubanos a la sostenibilidad ambiental. Cuba: Medio ambiente y desarrollo. *Revista electrónica de la Agencia de Medio Ambiente*, 6 (11).
- Rappaport, R. A. (1971). “*The flow of energy in an agricultural society*”. In *Scientific American* 224 (3): 116-132. Traducido con autorización del autor para el curso de Etnobotánica por Efraím Hernández Xolocotzi. *Colegio de Postgraduados de la Escuela Nacional de Agricultura*, Chapingo, México
- Rojas R., T. (1989). La tecnología mesoamericana en el siglo XVI. En: INAH. *Historia de la agricultura Época prehispánica siglo XVI*. Colección Biblioteca del INAH. México.
- Trujillo V., R. J. & García, B. L. E. (2001). Conocimiento indígena del efecto de plantas medicinales locales sobre las plagas agrícolas de Los Altos de Chiapas, México. *Agrociencias*, 35(6), 685-692.
- Turrent, F. A. & Serratos, H. J. A. (2004). Chapter 1: Context and Background on Maize and its Wild Relatives in Mexico. Background Volume for CEC Article 13 Report, “Maize and Biodiversity: The Effects of Transgenic Maize in Mexico”. Oaxaca.
- Turrent, F. A. (2010). Razas criollas de maíz transgénico, seguridad alimentaria y conflictos culturales en México. En *Conferencia científica. Avanzando en el conocimiento sobre bioseguridad*. Conclusiones científicas, Resúmenes extendidos. Nagoya, Japón.
- Tuxill, J. & Nabhan, G. P. (2001). People, plants and protected áreas a guide to *in situ* management. (pp. 248). WWF. UNESCO. Royal Botanic Gardens Kew. London.
- Valdivieso-Pérez, I. A., García-Barrios, L. E., Álvarez-Solís, D. & Nahed-Toral, J. (2012). De maizales a potreros: Cambio en la calidad del suelo. *Terra Latinoamericana*, 30(4), 363-374.
- Villa Isa, M. (2008). ¿Qué hacemos con el campo mexicano? (pp. 231). Mundi-prensa México S. A. de C. V.

CAPÍTULO II

CALIDAD DE SEMILLAS PROVENIENTES DE LA SIERRA NORTE DE PUEBLA

Quality of seeds from the Sierra Norte de Puebla

Nolasco-Guzmán, Vicente; Cuevas-Sánchez, J. Axayacatl; Serrato-Cruz, M. Ángel; Calyecac-Cortero, H. Gloria.

CALIDAD DE SEMILLAS PROVENIENTES DE LA SIERRA NORTE DE PUEBLA

¹Nolasco-Guzmán, Vicente; ¹Cuevas-Sánchez, J. Axayacatl; ¹Serrato-Cruz, M. Ángel;
²Calyecac-Cortero, H. Gloria.

¹Instituto de Horticultura, Departamento de Fitotecnia. ²Departamento de Preparatoria Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. Km. 38.5 Carr. Mexico-Texcoco. Chapingo, Estado de México. México. CP. 56230.

RESUMEN

La calidad de las semillas es un factor importante para la producción agrícola, porque de ello depende un cultivo vigoroso, un aspecto básico que poco se ha abordado para semillas de productores dedicados a la agricultura tradicional, quienes obtienen su propia semilla de ciclos anteriores, principalmente de variedades nativas o locales incluidas en la dieta de los habitantes, por esto, en el presente trabajo se planteó el objetivo de evaluar la calidad de semillas de cinco cultivos importantes en la Sierra Norte de Puebla, en México. Semillas de maíz (*Zea mays*), frijol negro (*Phaseolus vulgaris*), chile (*Capsicum annum*), jitomate arriñonado (*Solanum lycopersicum*), jitomate citlal (*Solanum lycopersicum*) y amaranto (*Amaranthus* sp.), se recolectaron para evaluar siete variables de calidad de semillas. El porcentaje de pureza fue alto (90 %) y la presencia de impurezas, daños físicos por insectos y mecánicos tuvieron valores muy bajos (entre 0 y 6 %) en todas las muestras de las diferentes especies. El peso de 1000 semillas en las siete especies fue similar a las de semillas de variedades mejoradas (híbrido de maíz 339 g). La viabilidad de las semillas de maíz (98.5 %), frijol (97.7 %) y piñón (98.7 %), cultivos de mayor distribución, tuvieron resultados superiores a los estándares establecidos por la ISTA, clasificándolas como semillas de excelente calidad. Los valores de germinación fueron altos en maíz (97.3 %), frijol (99 %) y piñón (93.9 %), pero valores medios para semillas de chile (78.8 %) y jitomate (80 %), y bajos en citlal (3.2 %) y amaranto (38.9 %), estas últimas consideradas como especies fomentadas. Se concluye que la calidad de las semillas es de muy buena a excelente para la siembra.

Palabras clave: Germoplasma, calidad de semillas, viabilidad, germinación, agroecosistema tradicional.

Quality of seeds from the Sierra Norte de Puebla

ABSTRACT

The seed quality is an important factor for the agriculture production, because a vigorous cultivation depends on it, a basic fundament that has been little approached for seeds of producers dedicated to traditional agriculture, who obtain their own seeds from previous cycles, mainly from native or local varieties included in the diet of the inhabitants, is for this reason that in this work the objective of evaluating the seed quality for five basic crops in the Sierra Norte de Puebla, México is proposed. Seeds of maize (*Zea mays*), black bean (*Phaseolus vulgaris*), kidney tomato (*Solanum lycopersicum*), citlal tomato (*Solanum* sp.) and amaranth (*Amaranthus* spp.) were collected to evaluate seven variables for seed quality. The purity percentage was high (90 %) and the presence of impurities, physical damage by insects and mechanical damage had low values (between 0 and 6 %) in all the samples of different species. The weight of 1 000 seeds in the seven species was similar to the same variable in improved varieties. The viability for maize (98.5 %), bean (97.7 %) and pinion (98.7 %), crops of largest distribution, had higher results than the ISTA standards, being classified as excellent quality seeds. The values of germination were high in maize (97.3 %), bean (99 %), and pinion (93.9 %), but average values for chilli (78.8 %) and tomato (80 %); and low values in citlal (3.2 %) and amaranth (38.9 %), both considered fostered species. It is concluded that the seed quality in most of the species evaluated is considered good or excellent for planting.

Keywords: Germplasm, seed quality, viability, germination, traditional agroecosystem

INTRODUCCIÓN

En distintas regiones del mundo y México, donde se practica la agricultura tradicional, los agricultores contribuyen a la conservación y regeneración de la diversidad genética *in situ* de diferentes especies (Almekinders y Elings, 2001), como sucede con el maíz en México (Bommer, 1991). La conservación de las semillas es parte fundamental en cualquier sistema de producción agrícola, ya que además de ser usadas como alimento, son también las encargadas de reproducir y regenerar las especies entre generaciones. La conservación de las semillas ayuda a la especie en la distribución en tiempo y espacio (Besnier-Romero, 1989), lo que implica mantener la viabilidad y vigor de éstas adecuadamente para poder lograr la germinación, y así establecer nuevos individuos en ciclos subsecuentes.

La calidad de la semilla implica mantener en niveles óptimos su viabilidad, su capacidad de germinar y su vigor, lo ideal es conservar los niveles de estas variables el tiempo máximo posible. La viabilidad es la condición de mantener los procesos metabólicos en bajos niveles, casi imperceptibles, y así tener la capacidad de reanudar esta actividad a niveles óptimos en el momento necesario para reanudar el desarrollo (germinación). Por otro lado, la germinación es el proceso de reanudar el desarrollo de la plántula contenida en el embrión, y dar origen a una planta normal. Una tercera variable importante en la calidad fisiológica de las semillas, el vigor, que muestra el potencial biológico para formar y establecer una nueva planta, primordialmente en condiciones de campo. El nivel de vigor de una semilla, influirá en la emergencia de la plántula, ya que unas semillas con poco vigor no serán capaces de emerger, debido a que sus reservas no se aprovechan de manera adecuada durante el proceso de germinación (Peña-Valdivia *et al.*, 2013).

Sin embargo, durante el almacenamiento, las semillas sufren un proceso de deterioro que disminuye su calidad, y por lo tanto, su longevidad. Los factores que inducen al deterioro de las semillas son varios, desde la genética (genotipo, especie y variedad), las condiciones ambientales y de manejo (cosecha, acondicionamiento, almacenamiento) (Alzugaray *et al.*, 2006; Peña-Valdivia *et al.*, 2005), y presencia de enfermedades patógenas. En algunas semillas de variedades cultivadas se presentan semillas comparativamente más grandes que sus homólogos silvestres, lo que ayuda a prolongar un poco más su sobrevivencia en almacén, por su contenido de biomasa (Morales-Santos *et al.*, 2017).

En la agricultura tradicional de la Sierra Norte de Puebla, los productores se enfrentan al problema de poco control de calidad de semillas, debido a que el material cimiente no se le tienen cuidados especiales durante la conservación, lo que lleva al productor contar con semilla de calidad desconocida al momento de establecer un nuevo ciclo de producción.

Por tal motivo, en el presente trabajo se planteó el objetivo de evaluar la calidad fisiológica de la semilla de siete especies importantes con que cuentan los agricultores al momento de la siembra en sistemas de producción tradicionales en la Sierra Norte de Puebla.

MATERIALES Y MÉTODOS

Lugar de colecta

La colecta de materiales se llevó a cabo en las comunidades de Xochitlan de Vicente Suárez (19° 58' 08" N, 97° 37' 45" O; 1040 m. s. n. m.), Zapotitlan de Méndez (19° 59' 00" N, 97° 40' 00" O; 640 msnm) y Ecatlan (20° 03' 00" N, 97° 35' 00" O; 500 msnm), Cuetzalan del Progreso (20° 02' 00" N, 97° 31' 00" O; 650 msnm), ubicados en la parte alta de la región denominada Totonacapan, en el Estado de Puebla. Dicha región se caracteriza por la predominancia de climas de transición [A(C), (A)C]: (A)Ca(fm)(e)gw", Cb(fm)(i')gw", con temperatura media anual 21.6 °C y 15.6 °C, y precipitación media anual 4422.4 mm. y 1953.2 mm., respectivamente, con régimen de lluvias en verano. Las comunidades de Xochitlan y Zapotitlan, es asentamiento de grupo indígena Nahuatl, mientras que en la comunidad de Ecatlan, predomina la comunidad Totonaca.

Material biológico

Semillas de maíz (*Zea mays*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), chile (*Capsicum annum*), jitomate (*Solanum lycopersicum*), amaranto (*Amaranthus* sp.) y piñón (*Jatropha* sp.), se recolectaron en diferentes comunidades de la Sierra Norte de Puebla, donde se practica la agricultura tradicional. Las semillas colectadas son de cultivos de suma importancia para la agricultura regional. Las semillas son aportaciones de productores de la región, que son cultivadas en sistemas agrícolas tradicionales, en asociación con otros cultivos, agroecosistemas como el

chilar, la milpa, que son sistemas de producción ampliamente practicadas. Las muestras se fueron producidas, cosechadas, limpiadas y seleccionadas por los mismos productores.

Las muestras de semilla se llevaron al *Banco Nacional de Germoplasma Vegetal* (BANGEV), ubicado en el edificio del *Departamento de Fitotecnia* de la *Universidad Autónoma Chapingo* (UACH); ahí se evaluó la calidad física (impureza, daño mecánico) y fisiológica (viabilidad, germinación, vigor) de las semillas. Para cada muestra posteriormente se realizó su acondicionamiento para conservación a largo plazo en el cuarto frío del BANGEV.

Análisis físico

De cada especie recolectada en campo, se tomó una muestra de semillas representativa para determinar las características físicas de la colecta; para ello, se tomó en cuenta la pureza, daños bióticos y daños mecánicos, considerando el peso total de la muestra.

La presencia de manchas también se registró tomando en cuenta los daños mecánicos causados por insectos, manipulación durante la cosecha o manejo de las semillas; también se determinó la cantidad de basura, presencia de semillas de otras especies, etc. Los valores se expresaron en porcentaje (Moreno, 1984).

Prueba de viabilidad

La viabilidad se determinó de acuerdo con las reglas de la ISTA (1996), con algunas modificaciones, para ello se utilizó 100 semillas en cada repetición y tres repeticiones. Las pruebas sólo se llevaron a cabo para las semillas de maíz, frijol y *Jatropha curcas*. La metodología final aplicada se describe como sigue:

- Las semillas se remojaron en agua esterilizada y destilada durante 24 h a temperatura ambiente (16 ± 3 °C).
- Posteriormente se realizó un corte a las semillas de forma longitudinal, a un costado del eje central de las semillas sobre la cara ventral, teniendo la intención de exponer el eje embrionario de las semillas y así observar la tinción de dichos tejidos. Para casos prácticos de la investigación, sólo se conservó una mitad y la otra se desechó.

- Enseguida las mitades seleccionadas se sumergieron en solución acuosa de Cloruro de tetrazoleo (2, 3, 5 triphenyltetrazolium chloride) al 0.2 %.
- Las mitades sumergidas totalmente en la solución, se sometieron a temperatura de 40 °C, durante 3 horas y en completa oscuridad.
- Después de dicho tiempo, las mitades se retiraron de la solución y se lavaron con agua corriente, para eliminar las adherencias superficiales de la sal.
- Una vez concluido el paso anterior, las mitades se extendieron en una superficie seca para cuantificar los embriones viables y no viables según los patrones de tinción presentados.
- En acuerdo con Cuevas (2002). Los datos que se registraron fueron evidencia de tinción (ET), Intensidad de tinción (IT) y superficie de tinción (ST). Para la asignación de los valores se procedió de la manera siguiente: para la ET solo se consideraron dos valores, “0” para semillas muertas y “1” para semillas vivas (teñidas). Para IT y ST se realizó con el apoyo de una línea de 20 centímetros, en la que se colocaba una marca de acuerdo con la intensidad de tinción y superficie teñida; valores de “0” para semillas que no evidenciaban tinción (cero superficies teñidas) y “20” para semillas con la mayor intensidad de tinción y superficie totalmente teñida (Figura 2.1).

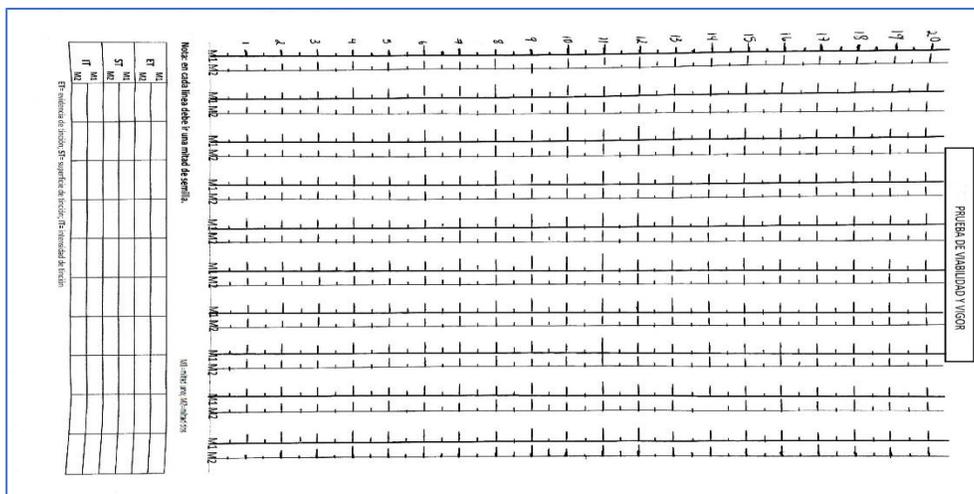


Figura 2.1. Hoja de toma de datos de prueba de viabilidad. (Aportacion, Cuevas y Moreno, 2013)

Prueba de germinación

La prueba de germinación se llevó a cabo posterior a la prueba de viabilidad. La cantidad de 300 semillas de cada muestra se utilizaron, mismas que se distribuyeron en tres repeticiones. Las semillas se colocaron en papel sanita encerado humedecido en grupos de 30 semillas, posteriormente se enrollaron en forma de taco, cuidando que las semillas no quedaran expuestas y se secaran. Los tacos se colocaron en posición vertical dentro de bandejas de plástico, posteriormente estas se introdujeron en cámaras de germinación a temperatura de 25 ± 2 °C, y humedad por arriba de 65 a 100 %, en todo momento. Durante la prueba, las semillas se mantuvieron dentro de la cámara de germinación con las condiciones de forma constante. Para detectar presencia de semillas germinadas, las observaciones se hicieron cada 24 horas, durante 12 días. A los 8, 10 y 12 días se realizaron conteos del número de semillas germinadas, lo que se expresó en porcentaje de germinación para cada repetición (Bewley y Black, 1994).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En las comunidades de Xochitlan de Vicente Suárez, Zapotitlan de Méndez, Ecatlan y Cuetzalan del Progreso, ubicadas en la Sierra Norte del Estado de Puebla, se realizó colecta de semillas de diferentes especies cultivadas en la región por campesinos indígenas que se dedican a la agricultura tradicional. En dicha colecta, se obtuvieron semillas de maíz (3 muestras), frijol (1 muestra), chile serrano (4 muestras), jitomate arriñonado (2 muestras), jitomate citlal (1 muestra) y amaranto (2 muestras). Estos cultivos representan gran importancia regional, ya que se consideran componentes primordiales en la dieta de la población local (Alcorn, 1995).

La dieta de los indígenas es muy diversa, incluso más variada comparada con la del habitante urbano promedio, ello se debe principalmente a que en las comunidades indígenas obtienen sus productos a través de la agricultura, la recolecta, pesca, caza y el intercambio, aprovechando la diversidad de especies silvestres, toleradas, fomentadas, cultivadas y domesticadas (Zizumbo-Villareal *et al.*, 2012), esto implica aumento en el número de productos presentes en la dieta (Reyes-García *et al.*, 2006), además, muchas especies se incluyeron a la dieta humana mucho antes de ser domesticadas. Basurto-Peña *et al.* (1998),

en un estudio de exploración en la Sierra Norte de Puebla, reportan 600 plantas útiles, de las cuales del 18 a 38 % son plantas comestibles, y 80 especies son catalogadas como quelites. Lo anterior concuerda con el trabajo realizado por Mera-Ovando *et al.* (2003), organizando exposiciones en comunidades de la Sierra Norte de Puebla, donde se abordó aspectos biológicos y nutricionales de 23 especies de quelites de los 80 que se conocen en la región. Por otro lado, Reyes-García *et al.* (2006), en un estudio realizado en comunidades de la amazonía boliviana los habitantes mencionan conocimiento y uso de 114 especies de plantas de 46 familias, y de estas pocas son las que se usan frecuentemente, sin embargo, otras sólo tienen uno o dos usos, pero se les considera de igual importancia.

De igual manera, tal diversidad de especies utilizadas es explicada por su ubicación geográfica del área de estudio, que de acuerdo con Rzedowski (1991), la mayor diversidad biológica en México se encuentra en el área que se inicia en Chiapas, Oaxaca prolongándose por un lado hasta el centro de Veracruz y por el otro a Sinaloa y Durango, con vegetación de bosque mesófilo de montaña y bosque tropical perennifolio. Por otro lado, la acción de los grupos humanos (totonaco, nahuas, otomíes, tepehuas, entre otros) asentados en la región han colaborado en la diversificación de recursos vegetales útiles para el hombre, los que se han agrupado en 23 categorías antropocéntricas (Martínez *et al.*, 1995).

La colecta de especies hortícolas, se realizó con la aportación de productores locales que se dedican a producir una amplia variedad de especies en sistemas agrícolas tradicionales, tales como los chiles, jitomates, quelites, y otros (Mera-Ovando *et al.*, 2003), que localmente se denomina *el chilar* (Mapes *et al.*, 1997), y que se establece con ayuda del sistema Rosa-Tumba-Quema, usualmente practicado por los mayas para establecer *la milpa*. En este sistema el cultivo principal es el chile (*Capsicum annuum*), de donde proviene el nombre, sin embargo, se incluyen muchas otras especies hortícolas como flores, quelites, plantas medicinales, raíces, entre otros, de donde obtienen una gran variedad de productos en diferente época del año, además de ingreso económico (Basurto-Peña *et al.*, 1998). Estos sistemas se mantienen activos durante varios años, e incluyen hasta 40 o más especies. En dichos sistemas de producción el productor alcanza la máxima diversidad de especies, y con ellos conservan diferentes recursos genéticos (Brown, 2000), que en ocasiones la finalidad de sembrar una planta es para incrementar o renovar semilla y conservarlo al siguiente ciclo,

con el fin de mantener y ampliar su adaptabilidad (Smale *et al.*, 2004), este tipo de acción es común con productores dedicados a la agricultura tradicional.

Características físicas

La calidad física de las colectas obtenidas de los diferentes cultivos fue excelente, ya que presenta pureza superior al 90 %, humedad de 14 a 19 %, semilla de tamaño aceptable. Visualmente se detectó bajo porcentaje de semilla con manchas que pudiera ser indicio de daño por algún agente patógeno, 5 % aproximadamente; presencia de impurezas entre 1 y 3.5 %; y los daños causados por insectos o mecánicamente no fueron mayores de 3.76 (Cuadro 2.1). Estas características indican que la semilla que los productores manejan es de buena calidad (Moreno, 1984). De acuerdo con la información vertida por los productores, la semilla de cada cultivo se selecciona y limpia manualmente, y se pone especial atención en dichas características con la finalidad de prolongar su conservación, además de realzar el atractivo visual por algún comprador cuando el material se pone a la venta.

Cuadro 2.1. Porcentaje de pureza, semillas enfermas e impurezas contenidas en las diferentes colectas estudiadas.

Especie (cultivo)	Semilla		Daños	
	Manchada (%)	Impurezas (%)	Por insecto (%)	Mecánico (%)
Maíz	4.39	2.40	0.60	0.50
Frijol	1.70	1.60	0.75	1.50
Chile	5.70	1.10	1.25	0.80
Jitomate	5.90	2.50	0.83	0.25
Amaranto	4.25	3.47	1.27	2.34
Jatropha	5.40	1.90	3.76	2.30

En el análisis físico se determinó el peso de 1000 semillas y la humedad (Cuadro 2.2). Estas variables fueron consideradas, ya que el peso se asocia al tamaño y la cantidad de reservas contenidas en la semilla, y ésta a su vez con la capacidad reproductiva de las plantas, efectos genéticos y ambientales, generalmente debido a diferencias de viabilidad y fertilidad del polen, y receptividad del estigma (Mendizábal-Hernández *et al.*, 2013). Los campesinos con quienes se tuvo acercamiento, mencionan características que consideran de mucha importancia como el peso, tamaño, respuesta ambientales y limpieza de las semillas al momento de seleccionar semillas (Díaz y Herrera, 2004), ya sea de la cosecha anterior o cuando lo adquieren con algún productor vecino. Lo anterior se confirmó con los resultados de las muestras analizadas, pues valores de porcentaje de semilla manchada, impurezas, daños por insectos y mecánicos, correspondieron a valores muy bajos: <6 %, <4 %, <4 y <3 %, respectivamente (Cuadro 2.1).

Las semillas de tamaño grande como maíz, frijol y piñón tuvieron 19 % de humedad y peso de 1000 semillas de 193 hasta 697 gramos, mientras que y de 8 % en semillas pequeñas la humedad fue de 8 % y menos pesadas (0.3 hasta 3.7 gramos el peso de 1000 semillas) (Cuadro 2.2).

Cuadro 2.2. Especies colectadas y algunas de sus características físicas.

Especie	Humedad (%)	Peso x 1000 (g)
Maíz	14.8	359.06
Frijol	18.8	193.90
<i>Jatropha</i> sp.	14.3	697.06
Chile	7.3	3.71
Jitomate arriñonado	6.4	2.00
Jitomate citlal	6.8	0.80
Amaranto	6.7	0.30
Quintonil	6.8	0.33

El peso promedio de 1000 semillas de los maíces colectados fue de 359 g, dato comparable con resultados obtenidos en estudios con algunos híbridos. Al respecto, Díaz *et al.* (2009), evaluando cinco híbridos obtienen un peso promedio de 339.26 gramos en 1000 semillas y 13.18 % de humedad. En cuanto a las semillas de frijol, se registra un promedio de 193.9 g, lo que la clasifica como una variedad de semilla pequeña de acuerdo con la clasificación propuesta por CIAT (1987), ya que el rango de peso para esta categoría es de 250 gramos o inferior. Para el caso de Chile, el peso de mil semillas fue de 3.71 g, lo que se considera como frutos de semilla pequeña, ya que para algunas variedades el peso de la misma cantidad de semillas puede alcanzar hasta 10.2 g (Villalón *et al.*, 2013). Esto demuestra la amplia variabilidad existente dentro de la especie (Palacios y García, 2008; Villota-Cerón *et al.*, 2012).

El peso de los granos, además de ser un carácter cuantitativo influenciado por el ambiente, también está determinado por factores hereditarios (Marini *et al.*, 1993), por lo tanto, esta característica es una variable clave en el cálculo de la estabilidad y adaptabilidad de genotipos (Abbott y Pistorale, 2011). Consecuentemente, se esperaría que las variedades que manejan los productores del área de estudio muestren alta estabilidad y adaptabilidad a la zona, además de que los valores obtenidos no difieren entre muestras. Por otra parte, la variabilidad existente en cada especie silvestre, cultivada y domesticada es muy amplia, valoración confirmada por el trabajo de caracterización de *Capsicum* spp. del Banco de germoplasma de Colombia (Palacios y García, 2008; Villota-Cerón *et al.*, 2012).

En la agricultura tradicional los productores ocupan su propia semilla, como ocurre en regiones de Chiapas donde un 76 % de agricultores usa semilla criolla y 73 % su propia semilla (Louette y Smale, 1996), debido a que esta semilla les proporciona seguridad, ya que ha sido conservada durante varias generaciones, condición necesaria para la conservación de variedades nativas (Hernández, 1973; Louette y Smale, 1996). Herrera-Cabrera *et al.* (2002), reportan que el tipo de semilla usado está asociado con el tipo de agricultura, ya que en regiones donde prevalece la agricultura campesina típica, del 80 al 100 % de los productores utilizan semilla criolla, principalmente local (Almekinders *et al.*, 1994). Dicha semilla, en ocasiones puede diferir en calidad, de acuerdo con características establecidas por el mercado de semillas; sin embargo, los requerimientos que al productor tradicional le interesan, son

características específicas, como las propiedades culinarias, la adaptación a las condiciones de la región, tolerancia al estrés hídrico y biótico.

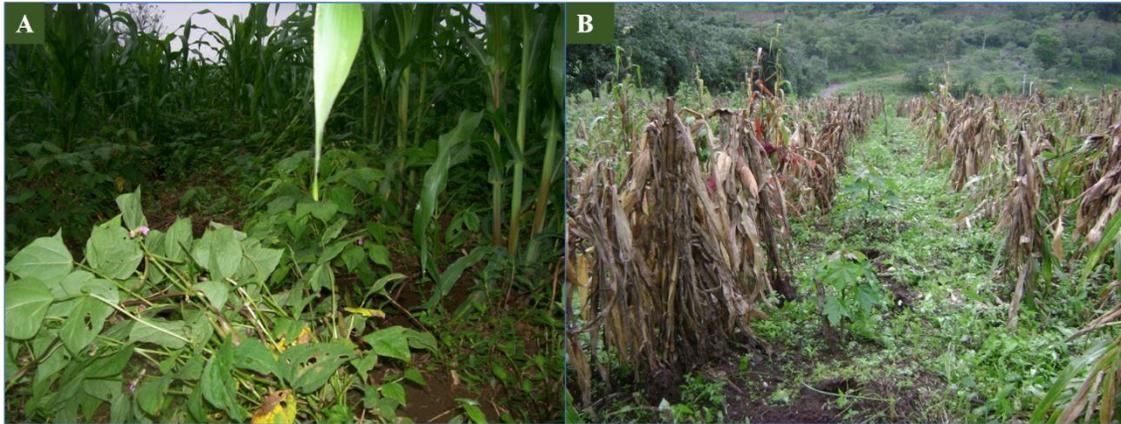


Figura 2.2 Cultivo de maíz en asociación con frijol negro (A) y con *Jatropha curcas* y café (B) en la Sierra Norte de Puebla, en etapa de secado (después de la dobla).

La selección de semillas por parte de los campesinos es una actividad que se logra en familia (Magdaleno-Hernández *et al.*, 2016), y según Herrera-Cabrera *et al.* (2002), en la agricultura tradicional los productores ponen atención en diferentes características, aunque no todos ellos le dan el mismo nivel de importancia; por ejemplo, en ciertas regiones lo más importante es el tamaño, mientras que en otras es el sabor (características culinarias), o la tolerancia a las condiciones ambientales, incluso la sanidad, característica que pocas veces se consideran. Las características que a un productor le interesan también dependen de la especie. Díaz y Herrera (2004), en un estudio realizado con productores de haba (*Vicia faba* L.) en la Sierra Norte de Puebla, encuentran que la principal característica que los productores buscan es la respuesta a las heladas, y, en segundo lugar, la sanidad de las semillas; por otra parte, para los productores de chayote (*Sechium edule* Jacq. Sw.) en el Estado de Chiapas, la principal característica es el sabor agradable (Guevara *et al.*, 2015).

Prueba de viabilidad y poder germinativo

De acuerdo con las pruebas, la viabilidad fue de 100 % en las tres especies, detectada por la tinción evidencia de actividad respiratoria. Sin embargo, el índice de viabilidad fue del 98.5, 97.7 y 98.7 %, en maíz, frijol y piñón, respectivamente. Estos resultados proyectan al material colectado como de excelente calidad, pues los valores superaron los obtenidos en la prueba de germinación de 97 % en maíz y frijol, y 93 % de *Jatropha* (Cuadro 3).

Cuadro 2.3. Resultado de las pruebas de viabilidad (ET, IT, ST y EIST) y de germinación (PG) en especies de Maíz, frijol y *Jatropha curcas*.

Especie	ET	IT	ST	EIST	PG
Maíz	100	99.33	99.41	98.59	97.32
Frijol	100	98.67	99.12	97.76	99.07
<i>Jatropha curcas</i>	100	98.84	99.94	98.78	93.95

Nota: Datos de pruebas de viabilidad y germinación; **ET:** Evidencia de tinción; **IT:** Intensidad de tinción; **ST:** Superficie de tinción; **EIST:** Índice de viabilidad de la muestra, y **PG:** porcentaje de germinación.

Por tener una viabilidad superior de 90 % para maíz⁸, frijol⁹ y *Jatropha*, se induce que la viabilidad de las semillas al momento de la cosecha era cercana al 100 %, posteriormente empieza a decrecer por las condiciones en que se mantiene. Para el caso de maíz, viabilidad y germinación fueron similares (de 97 %), lo que implica que ambas variables mantienen relación positiva, lo que concuerda con lo reportado por Mendoza *et al.* (2004) para maíz, quienes adicionalmente observan que el máximo porcentaje de viabilidad y germinación se alcanzó cuando las semillas contenían 20 % de humedad, y el mayor peso de mil semillas. Por otro lado, la germinación de semillas de frijol es independiente del tamaño de semilla, sin embargo, el grado de manejo sí presenta una relación positiva, es decir, que las semillas

⁸ Mazorca "Cintli" y grano "Tahotl".

⁹ "EtI"

provenientes de variedades domesticadas el porcentaje de germinación es más elevado (Morales-Santos *et al.*, 2017).

El poder germinativo de las diferentes muestras fue superior al 60 %, principalmente en semillas cultivadas de manera extendida, como maíz y frijol, principalmente. En maíz (muestra de las variedades blanco y azul), frijol negro y *Jatropha* se observó germinación superior a 90 % (Cuadro 2.3, Figura 2.2). En chile, muestras LU y XO, presentaron germinación superior a 80 %. Las dos muestras de jitomate arrañonado presentaron germinación superior al 80 %, mientras que la muestra de jitomate citlal sólo alcanzó 3 %. Esta última variedad, de acuerdo con los productores, no es ampliamente cultivada, y cuando se siembra, se establece al voleo. Otra muestra que también presentó bajo poder germinativo fue el quelite “*quintonil*” (*Amaranthus* sp.), otra especie fomentada, o poco cultivada. En la Figura 2.3, se presentan los resultados de la prueba de germinación de las diferentes muestras, así como la media de cada especie colectada y analizada.

Las muestras de semilla de chile presentaron una media de 78.8 % de germinación, aunque algunas muestras alcanzaron 90.2 %, dichas diferencias observadas pueden deberse a las fechas de cosecha, un resultado que concuerda con lo obtenido por Ayala-Villegas *et al.* (2014), quienes al evaluar la calidad de semillas de tres tipos de chile en diferentes etapas de desarrollo de fruto, ubicaron que la mejor calidad fisiológica es alcanzada en la etapa de cambio de coloración del fruto, y posteriormente estas características empiezan a decaer (Stanley y Butler, 1961). Después de la cosecha, las condiciones de almacén influyen en la conservación en la calidad fisiológica

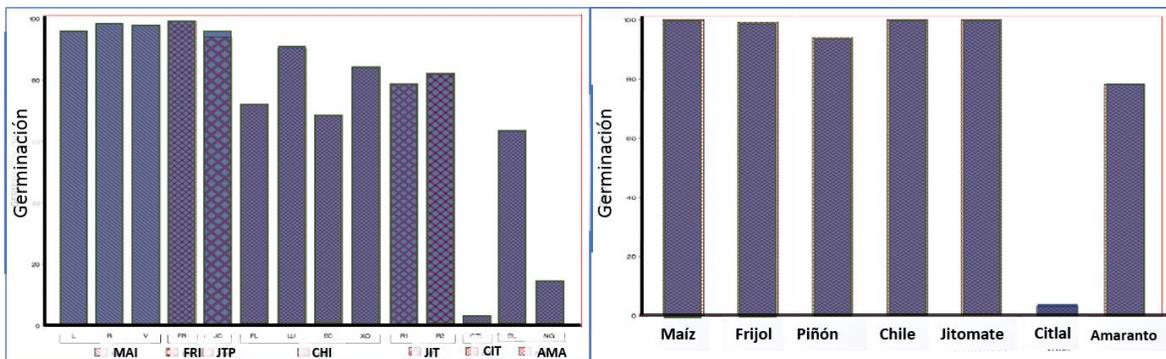


Figura 2.3. Porcentaje de germinación, a) por muestra y (b) por especie colectada.

La germinación media en las semillas de jitomate arriñonado fue del 80 %, mientras que la muestra de jitomate *citlal* sólo alcanzó un promedio de 3.2 %, lo que indica una variación muy amplia (Estrada-Trejo *et al.*, 2014; Monge-Pérez, 2014). La variabilidad existente en variantes de jitomate en la región es considerada fuente de recursos para programas de mejoramiento (Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia, 2010; Bonilla-Barrientos *et al.*, 2014); variación que de manera amplia se ha encontrado en caracteres de tres acervos genéticos de Oaxaca (Carrillo-Rodríguez *et al.*, 2013) y de Colombia (Medina y Lobo, 2001).

Respecto a las semillas de amaranto se obtuvo una media de 38.95 % de germinación y una diferencia de 48.7 % entre las dos muestras, resultado que resalta la variabilidad del género en México (Legaria, 2010), en 20 de las 60 especies reportadas (Mapes, 1986), aunque solamente tres se encuentran ampliamente distribuidas (Kauffman, 1986). La germinación y emergencia de semillas de amaranto en campo se ven afectadas por varios factores, entre los principales se encuentra la genética y el ambiente (Alves y Araujo, 2009). La temperatura es un factor importante en la germinación, ya que cuando es superior a 25 °C este proceso se ve afectado negativamente (Aufhammer *et al.*, 1998). Por ello, los productores del área de estudio depositan mayor cantidad de semillas al momento de la siembra, compensando así la presencia de condiciones que pudieran afectar negativamente el establecimiento de la plantación. *Amaranthus* spp. se aprecia ampliamente en el sistema de producción agrícola campesino debido al amplio número de posibles usos. Como alimento es producto con alto contenido de nutrientes tanto en semilla (Martínez, 2016; Kaur *et al.*, 2010) como en las hojas (Jiménez-Aguilar y Grusak, 2017), también presenta gran potencial como bioremediador del suelo (Ortiz-Cano *et al.*, 2009), entre otros usos, y además de ser rentable económicamente (Ramírez *et al.*, 2010).

Los porcentajes de germinación de las especies de maíz, chile jitomate arriñonado y amaranto presentaron diferencias significativas entre las muestras (Cuadro 2.4), lo que se puede deber a los diferentes ambientes de crecimiento y desarrollo de donde provienen las especies.

Cuadro 2.4. Análisis de varianza de muestras de las especies analizadas en porcentaje de germinación.

FV	GL	Maíz	Frijol	Chile	Jitomate arriñonado	Jitomate citlal	Amaranto
		<i>Pr>F</i>		<i>Pr>F</i>		<i>Pr>F</i>	
Mue	1	0.0001 *		0.0001 *	0.0001 *		0.0001 *
Rep.	2	0.0366		0.1346	0.0001 *		0.0001 *
R2		0.216		0.780	0.638		0.998
CV		2.28		5.97	7.06		2.66
Media		97.32	99.07	78.85	80.50	3.29	38.99

FV: Fuente de variación; **GL:** Grados libertad. (*) Significancia.

Cuadro 2.5. Comparación de medias correspondientes al porcentaje de germinación de las muestras de maíz, chile, jitomate arriñonado y amaranto.

Maíz	Media	Chile	Media	Jitomate arriñonado	Media	Amaranto	Media
R	98.36 A	LU	90.29 A	R2	82.19 A	BL	63.34 A
V	97.82 A	XO	84.30 B	R1	78.81 B	NG	14.64 B
L	95.80 B	FL	72.19 C				
		EC	68.64 D				

De acuerdo con los análisis realizados con los datos obtenidos, se observa que los porcentajes de germinación más elevados (80 a 100 %), se registraron de muestras de semillas de especies ampliamente cultivadas, como es el caso de maíz, frijol, jitomate tipo riñón, mientras que las especies que se establecen con menor frecuencia, en el caso de amaranto y jitomate citlal, incluso con nivel de manejo tolerado o fomentado, presentaron germinación muy bajo, 38.9 y 3.2 %, respectivamente (Cuadro 2.5).

CONCLUSIÓN

Los productores que practican la agricultura tradicional, frecuentemente difieren en los parámetros de calidad de semilla como el porcentaje de germinación, la pureza, la presencia o ausencia de patógenos queda en segundo término, ya que lo más importante para un productor tradicional es la resistencia a enfermedades en campo, tolerancia al estrés hídrico, la adaptación local y las propiedades culinarias, lo que da como resultado una fuerte variabilidad genética, además de preservar materiales o variantes únicos existentes en su localidad.

REFERENCIA CITADA

- Abbott, L. & Pistorale, S. (2011). Análisis de la estabilidad y adaptabilidad de caracteres de interés agronómico en genotipos selectos de cebadilla criolla (*Bromus catharticus*). *Agriscientia*, 28(2), 109-117.
- Acosta-Díaz, E., Kohashi-Shibata, J. & Acosta-Gallegos, J. A. (1997). Rendimiento y sus componentes en frijol bajo condiciones de sequía. *Agricultura Técnica en México*, 23, 139-150.
- Alcorn, J. B. (1995). The scope and aims of ethnobotany in a developing world. En: Schultes R. E. & Von Reis, S. (eds.). *Ethnobotany: Evolution of a discipline*. Portland, USA: Dioscorides Press.
- Almekinders, C. J. & Elings, M. A. (2001). Collaboration of farmers and breeders: Participatory crop improvement in perspective. *Euphytica*, 122, 425-438.
- Almekinders, C. J. M., Louwaars, N. P. & De Bruijn, G. H. (1994). Local seed systems and their importance for an improved seed supply in developing countries. *Euphytica*, 78, 207-216.
- Alves da, C. D. M. & Araújo, D. J. (2009). Efeitos do substrato na germinação de sementes de amaranto (*Amaranthus* spp). *Revista Ciência Agronômica*, 40(4), 498-504.

- Alzugaray, C., Carnevale, N. J., Salinas, A. R. & Pioli, R. (2006). Calidad de semillas de *Aspidosperma quebracho* blanco Schlecht. *Quebracho - Revista de Ciencias Forestales*, 13, 26-35.
- Aufhammer, W., Czuczorova, D., Kaul, H. P. & Kruse, M. (1997). Germination of grain amaranth (*Amaranthus hypochondriacus* x *A. hybridus*): effects of seed quality, temperature, light, and pesticides. *European Journal of Agronomy*, 8, 127-135.
- Avelar-Mejía, J. de J., Galindo-Oliva, M., Lara-Herrera, A., Llamas-Llamas, J. J., Luna-Flores, M., Salas-Luevano, M. A. & Cabral-Enciso, M. (2011). Hongos asociados con la enfermedad “miada de perro” en el cultivo de chile. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 2(1), 155-160.
- Ayala-Villegas, M. J., Ayala-Garay, O. J., Aguilar-Rincón, V. H. & Corona-Torres, T. (2014). Evolución de la calidad de semilla de *Capsicum annuum* L. durante su desarrollo en el fruto. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 37(1), 79-87.
- Barrios-Gómez, E., López-Castañeda, C., Kohashi-Shibata, J., Acosta-Gallegos, J. A., Miranda-Colín, S. & Mayek-Pérez, N. (2010). Rendimiento de semilla, y sus componentes en frijol flor de mayo en el Centro de México. *Agrociencia*, 44(4), 481-489.
- Basurto-Peña, F., Martínez-Alfaro, M. A & Villalobos-Contreras, G. (1998). Los quelites de la Sierra Norte de Puebla, México: Inventario y formas de preparación. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 62, 49-62.
- Besnier-Romero, F. (1989). Semillas, Biología y Tecnología. Mundi-Prensa. Madrid.
- Bewley, J. D. & Black, M. (1994). Seeds: physiology of development and germination. (pp. 445). 2a. ed. Plenum Press, New York, London.
- Bommer, E. F. R. (1991). The historical development of international collaboration in plant genetic resources. En van Hintun, th. J. L., frese, L. & Perrerr, P. M. (Eds.). *Searching for New Concepts for Collaborative Genetic Resources Management: Papers of the EUCARPIA/IBPGR Symposium*. (pp. 3-12). International Board for Plant Genetic Resources.

- Bonilla-Barrientos, O., Lobato-Ortiz, R., García-Zavala, L. J., Cruz-Izquierdo, S., Reyes-López, D., Hernández-Leal, E. & Hernández-Bautista, A. (2014). Diversidad agronómica y morfológica de tomates arriñonados y tipo pimiento de uso local en Puebla y Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 37(2), 129-139.
- Boudet, A. A., Boicet, F. T. & Oduardo, C. R. (2015). Rendimiento y sus componentes en variedades de frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.) bajo condiciones de sequía en Rio Cauto, Granma. *Centro Agrícola*, 42(3), 59-66.
- Brown, A. H. D. (2000). The genetic structure of crop landraces and the challenge to conserve them in situ on farms. En: Brush S., B. (ed.). *Genes in the Field. On-Farm Conservation of Crop Diversity. IPGRI, IDRC.* (pp. 29-48). Lewis Publishers.
- Carrillo-Rodríguez, J. C. & Chávez-Servia, J. L. (2010). Caracterización agromorfológica de muestras de jitomate de Oaxaca. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 33, 1-6.
- Carrillo-Rodríguez, J. C., Chávez-Servia, J. L., Rodríguez-Ortiz, G., Enríquez-del Valle, R. & Villegas-Aparicio, Y. (2013). Variación estacional de caracteres agromorfológicos en poblaciones nativas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas (Pub.Esp.)*, 6, 1081-1091.
- Ceballos-Freire, A. J. & López-Ríos, J. A. (2007). Conservación de la calidad de semillas forestales nativas en almacenamiento. *Cenicafé*, 58(4), 265-292.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). (1987). Sistema estándar para la evaluación de Germoplasma de frijol. Aart vanSchoonhoven y Marcial A. Pastor Corrales (comps). (pp. 56). Cali, Colombia.
- Clear, R. M., Patrick, S. K. & Gaba, D. (2000). Prevalence of fungi and fusariotoxins on oat seed from western Canada, 1995-1997. *Canadian Journal Plant Pathology*, 22, 310-314.
- Cruz-Alcalá, A., Mendoza-Zamora, C. & Romero-Cova, S. (2000). Identificación de hongos del suelo que causan pudrición de raíz y cuello del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en el sureste del Estado de México, México. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 6(1), 25-32.

- Díaz, B. M. & Herrera, C. B. E. (2004). Caracteres morfológicos en la selección de semilla de haba en la sierra norte de Puebla. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 27(Es.1), 49-52.
- Díaz, C. G. T., Sabando, Á. F. A., Zambrano, M. S. & Vásconez, M. G. H. (2009). Evaluación productiva y calidad del grano de cinco híbridos de maíz (*Zea mays* L.) en dos localidades de la provincia de los ríos. *Ciencia y Tecnología*, 3, 15-23.
- Estrada-Trejo, V., Lobato-Ortiz, R., García-de los Santos, G., Carrillo-Castañeda, G., Castillo-Gonzales, F., Contreras-Magaña, E., Ayala-Garay, O. J. De la O-Olan, M. & Artola-Mercadal, A. (2014). Diversidad de poblaciones nativas de jitomate para germinación en condiciones salinas. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 5(6), 1067-1079.
- Groenewold, L. B., Mayek, P. N. & Padilla, R. J. S. (2003). Hongos asociados a la semilla de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) en Aguascalientes, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 21(3), 375-378.
- Guevara, H. F., Rodríguez, L. L., Gómez, C. H., Pinto, R. R., Rodríguez, G. G. & Perezgrovas, G. R. (2015). Criterios locales para selección de semillas de chayote (*Sechium edule* Jacq. Sw.) en zonas rurales de Chiapas, México. *Acta Agronómica*, 64(2), 178-185.
- Hernández, X. E. (1973). Memoria del simposio sobre desarrollo y utilización de maíces de alto valor nutritivo. (pp. 149-156). Colegio de Postgraduados, Escuela Nacional de Agricultura. Secretaria de Agricultura y Ganadería. Chapingo, México.
- Hernández-Delgado, S., Reyes-López, M. A., García-Olivares, J. G., Mayek-Pérez, N. (2007). Incidencia de hongos potencialmente tóxicos en maíz (*Zea mays* L.) almacenado y cultivado en el norte de Tamaulipas, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 25(2), 127-133.
- Herrera-Cabrera, B. E., Macías-López, A., Díaz-Ruiz, R., Valadez-Ramírez, M. & Delgado-Alvarado, A. (2002). Uso de semilla criolla y caracteres de mazorca para la selección de semilla de maíz en México. *Revista Fitotecnia mexicana*, 25(1), 17-23.

- Jayaraman, P., NesaPriya, S., Parameshwari, S., Shyamala, P. S., Jawahar, N. & Sekar, B. H. (2011). Occurrence of storage fungi in jatropha (*Jatropha curcas* L.) seeds. *African Journal of Microbiology Research*, 5(5), 475-480.
- Jiménez-Aguilar, D. M. & Grusak, M. A. (2017). Minerals, vitamin C, phenolics, flavonoids and antioxidant activity of Amaranthus leafy vegetables. *Journal of Food Composition and Analysis*, 58, 33-39.
- Kauffman, Ch. S. (1986). Observaciones sobre las investigaciones preliminares para el desarrollo de variedades mejoradas de amaranto de grano en cinco países. En: A Trinidad S, F., Gómez, L., Suárez, R. G. (comps). *Primer Seminario Nacional del Amaranto. El Amaranto Amaranthus spp. (Alegría), su Cultivo y Aprovechamiento.* (pp. 577). México.
- Kaur, S., Singh, N. & Chand, R. J. (2010). *Amaranthus hypochondriacus* and *Amaranthus caudatus* germplasm: Characteristics of plants, grain and flours. *Food Chemistry*, 123, 1227–1234
- Kausar, P., Chohan, S., Parveen. (2009). Physiological studies on *Lasiodiplodia theobromae* and *Fusarium solani*, the cause of Shesham decline. *Mycopath*, 7(1), 35-38.
- Kobayasti, L., Iraides, A. A., Borges de Paiva, N. V., Zaratin, A. C., Rezende, Z. M. C. (2011). Incidencia de Fungos em sementes de pinhao-manso. *Pesquisa Agropecuaria Tropical*, 41(3), 385-390.
- Legaria, S. J. P. (2010). Diversidad genética en algunas especies de amaranto (*Amaranthus* spp.). *Revista Fitotecnia Mexicana*, 33(2), 89-95.
- Leyva-Mir, S. G., Cervantes-García, M. A., Villaseñor-Mir, H. E., Rodríguez-García, M. F., García-León, E. & Tovar-Pedraza, J. M. (2014). Diversidad de hongos en semilla de avena del Valle Central de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 8, 1379-1385.
- Lobato-Ortiz, R., Rodríguez-Guzmán, E., Carrillo-Rodríguez, J. C., Chávez-Servía, J. L., Sánchez-Peña, P. & Aguilar-Meléndez, A. (2012). Exploración, Colecta y Conservación de Recursos Genéticos de Jitomate: Avances de la Red de Jitomate. Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y Agricultura

- (SINAREFI). (pp. 54). Ed. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca, y Alimentación y Colegio de Postgraduados. Texcoco, México.
- Louette, D. & Smale, M. (1996). Genetic diversity and maize seed management in a traditional mexican community: Implications for *in situ* conservation of Maize. (pp. 21). NRG papers 96-03. México, DF. CIMMYT.
- Magdaleno-Hernández, E., Mejía-Contreras, A., Martínez-Saldaña, T., Jiménez-Velásquez, M. A., Sánchez-Escudero, J. & García-Cue, J. L. (2016). Selección tradicional de semilla de maíz criollo. *Agricultura, Sociedad y Desarrollo*, 13(3), 437-447.
- Mapes, C. (1986). Una revisión sobre la utilización del género *Amaranthus* en México. En: Trinidad S., A., Gómez L., F., Suárez R. G. (comps). *Primer Seminario Nacional del Amaranto. El Amaranto Amaranthus spp. (Alegría), su Cultivo y Aprovechamiento*. (pp. 577). México.
- Mapes, C., Basurto, G. & Bye, R. (1997). Ethnobotany of quintonil: Knowledge, use and management of edible greens *Amaranthus* spp. (Amaranthaceae) in the Sierra Norte de Puebla, México. *Economic Botany*, 51, 293-306.
- Marini, D., Vega, I. & Maggionini, L. (1993). Genética agraria. (pp. 346). UNA. Managua, Nicaragua.
- Martínez. M. A., Evangelista, V., Mendoza, M., Morales, G., Toledo, G. & Wong, A. (1995). Catálogo de plantas útiles de la Sierra Norte de Puebla, México. (pp. 303). Cuadernos 27 Instituto de Biología, UNAM. México, D. F.
- Martínez, S. L. (2016). Seguridad alimentaria, autosuficiencia y disponibilidad del amaranto en México. Problemas del desarrollo. *Revista Latinoamericana de Economía*, 47(186), 107-132.
- Martínez-Ruiz, F. E., Cervantes-Díaz, L., Ail-Catzim, C. E., Hernández-Montiel, L. G., Del Toro, S. C. L. & Rueda-Puente, E. O. (2016). Hongo fitopatógenos asociados al tomate (*Solanum lycopersicum* L.) en la zona árida del noroeste de México: La importancia de su diagnóstico. *European Scientific Journal*, 12(18), 232-256.

- Medina, C. C. I. & Lobo, A. M. (2001). Variabilidad morfológica en el tomate pajarito (*Lycopersicon esculentum* var. *cerasiforme*) precursor del tomate cultivado. *Revista Corpoica. Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 3(2), 39-50.
- Mendizábal-Hernández, L. Del C., Hernández-Viveros, J. J. & Alba-Landa, J. (2013). Estudio de conos y semillas de *Cedrela odorata* L. en una generación parental y una generación filial. *Foresta Veracruzana*, 15(1), 45-51.
- Mendoza, M., Latournerie, L., Moreno, E., Castañón, G., Carrillo, J. C., León, C. De & García, J. G. (2004). Cambios en la calidad de la semilla de maíz durante su desarrollo y maduración. *Agronomía Mesoamericana*, 15(2), 155-160.
- Mera-Ovando, L. M., Alvarado-Flores, R., Basurto-Peña, F., Bye-Boettler, R., Castro-Lar, D., Evangelista, V., Mapes-Sánchez, C., Martínez-Alfaro, M. A., Molina, N & Saldívar, J. (2003). De quelites me como un taco. Experiencia en educación nutricional. *Revista del Jardín Botánico Nacional*, 24(1-2), 45-49.
- Monge-Pérez, J. E. (2014). Caracterización de 14 genotipos de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivados bajo invernadero en Costa Rica. *Tecnología en Marcha*, 27(4), 58-68.
- Morales-Santos, M. E., Peña-Valdivia, C. B., García-Esteva, A., Aguilar-Benites, G. & Kohashi-Shibata, J. (2017). Características físicas y de germinación en semillas y plántulas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) silvestre, domesticado y su progenie. *Agrociencia*, 51(1), 43-62.
- Moreno, M. E. (1984). Análisis físico y biológico de semillas agrícolas. (pp. 383). Universidad Nacional Autónoma de México. 1ra ed, México.
- Neves, W. S., Parreira, D. F., Ferreira, P. A., López, E. A. (2009). Avaliação fitossanitária de sementes de pinhão manso provenientes dos vales do Jequitinhonha e Mucuri. *Revista Trópica – Ciências Agrárias e Biológicas*, 3(2), 17.
- Ortiz-Cano, H. G., Trejo-Calzada, R., Valdez-Cepeda, R. D., Arreola-Ávila, J. G., Flores-Hernández, A. & López-Ariza, B. (2009). Fitoextracción de plomo y cadmio en suelos contaminados usando quelite (*Amaranthus hybridus* L.) y mocirrizas. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 15(2), 161-168.

- Palacios, C. S & García, D. M. A. (2008). Caracterización morfológica de 93 accesiones de *Capsicum* spp. del Banco de Germoplasma de la Universidad Nacional de Colombia-Sede Palmira. *Acta Agronómica*, 57(4), 247-252.
- Peña-Valdivia, C. B., García, N. R., Galicia, J. A. B. & Sánchez-Urdaneta, A. B. (2005). Germinación, latencia y crecimiento de plántulas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). SABER. *Camp. Fac. Agron*, 17, 258-260.
- Peña-Valdivia, C. B., Trejo, C., Celis-Velázquez, R. & López, O. A. (2013). Reacción del frijol silvestre (*Phaseolus vulgaris* L.) a la profundidad de siembra. *Revista Mexicana Ciencias Agrícolas*, 4, 89-102.
- Pritchard, H. W., Daws, M. I., Fletcher, B. J., Gaméné, C. S., Msanga, H. P. & Omondi, W. (2004). Ecological correlates of seed desiccation tolerance in tropical African dryland trees. *American Journal of Botany*, 91, 863-870.
- Ramírez, M. B., Torres, C. G., Muro, B. P., Muruaga, M. J. & López, M. D. (2010). Los productores de amaranto en la Zona de Conservación Ecológica Teuhtli. *Revista de Geografía Agrícola*, 44, 57-69.
- Reyes-García, V., Huanca, T., Valdez, V., Leonadr, W. & Wilkie, D. (2006). Cultural, practical, and economic value of wild plants: a quantitative study in the Bolivian Amazon. *Economic Botany*, 60(1), 62-74.
- Rzedowski, J. (1991). Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México. *Acta Botánica Mexicana*, 14, 3-21.
- Smale, M., Bellon, M., Jarvis, D., Sthapit, B. (2004). Economic concepts for designing policies to conserve crop genetic resources on farms. *Genetic Resources Crop Evolution*, 51(2), 121-135.
- Stanley, R. G. & Butler, W. L. (1961). Life Process of the Living Seed. En: United States Department of Agriculture. (Eds.). *Seeds. The Yearbook of the Agriculture*. (pp. 88-94). United States Government Printing Office. Washington, D.C.
- Taylor, J. P., Wester, D. B. & Smith, L. M. (1999). Soil disturbance, flood management, and riparian woody plant establishment in the Rio Grande floodplain. *Wetlands*, 19, 372-382.

- Villalón, M. H., Medina, M. T. & Ramírez, M. M. (2013). Factores de calidad de la semilla de chile silvestre (*Capsicum annuum* L. var. *Glabriusculum*). *Revista Mexicana de Ciencias Forestales, Agrícolas y Pecuarias*, 4(17), 182-187.
- Villota-Cerón, D., Bonilla-Betancourt, M. L., Carmen-Carrillo, H., Jaramillo-Vázquez, J. & García-Dávila, M. A. (2012). Caracterización morfológica de introducciones de *Capsicum* spp. existentes en el Banco de Germoplasma activo de Corpoica C.I. Palmira, Colombia. *Acta Agronómica*, 61(1), 16-26.
- Zizumbo-Villareal, D., Flores-Silva, A. & Colunga-García, M. P. (2012). The archaic diet in Mesoamerica: Incentive for milpa development and species domestication. *Economic Botany*, 66(4), 328-343.

CAPÍTULO III

PATÓGENOS EN SEMILLAS DE CULTIVOS DE LA SIERRA NORTE DE PUEBLA PARA CONSERVACIÓN A LARGO PLAZO

Pathogens in seeds of crops from Sierra Norte de Puebla for long-term conservation

Nolasco-Guzmán, Vicente; Cuevas-Sánchez, J. Axayacatl; Serrato-Cruz, M. Ángel; Calyecac-Cortero, H. Gloria.

PATÓGENOS EN SEMILLAS DE CULTIVOS DE LA SIERRA NORTE DE PUEBLA PARA CONSERVACIÓN A LARGO PLAZO

¹Nolasco-Guzmán, Vicente; ¹Cuevas-Sánchez, J. Axayacatl; ¹Serrato-Cruz, M. Ángel;
²Calyecac-Cortero, H. Gloria.

¹Instituto de Horticultura, Departamento de Fitotecnia. ²Departamento de Preparatoria Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. Km. 38.5 Carr. Mexico-Texcoco. Chapingo, Estado de Mexico. Mexico. CP. 56230.

RESUMEN

Muestras de semillas de maíz (*Zea mays*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), chile (*Capsicum annuum*), jitomate arriñonado y citlal (*Solanum* sp.), que se cultivan en la Sierra Norte del Puebla, donde se practica mayormente la agricultura tradicional, se analizaron por su sanidad como elemento de diagnóstico para su conservación a largo plazo en cuarto frío. De cada especie se consideró un total de 600 semillas, la mitad tratada con desinfectante y la otra mitad como testigo absoluto, cada tratamiento con tres repeticiones y cada una de ellas con 100 semillas; se identificó el tipo y presencia de patógenos. En las siete especies vegetales se identificó la presencia de los hongos: *Fusarium oxysporum*, *Fusarium graminearum*, *Cladosporium* sp., *Penicillium* sp., *Aspergillus niger*. En las muestras tratadas se encontró desde 20 a 97 % de incidencia de hongos, el mayor porcentaje (90 a 97 %) correspondió a semillas no desinfectadas y de 20 a 78 % a semillas desinfectadas.

Palabras clave: Incidencia, Patógenos en semilla, Dispersión de enfermedades por semilla.

Pathogens in seeds of crops from Sierra Norte de Puebla for long-term conservation.**ABSTRACT**

Seed samples of maize (*Zea mays*), bean (*Phaseolus vulgaris*), chilli (*Capsicum annuum*), kidney and citlal tomatoes (*Solanum lycopersicum*), that are cultivated in Sierra Norte de Puebla, where traditional agriculture is mostly practiced, were analyzed for plant health as element of diagnosis to long term conservation in cold rooms. For each specie was considered a total of 600 seeds, the halts treated with disinfectant and the other half as absolute witness, each treatment with three repetitions and each of them with 100 seeds; to identify the type and presence of pathogens. In the seven plant species was identified the presences of fungus: *Fusarium oxysporum*, *F. graminearum*, *Cladosporium* sp., *Penicillium* sp. and *Aspergillus niger*. In the treated samples were found since 20 to 97 % of fungus incidence, the greatest percentage (90 to 97 %) corresponded to non-disinfected seeds and values since 20 to 78 % for disinfected seeds.

Keywords: Incidence, seeds pathogens, dispersion of diseases by seeds

INTRODUCCIÓN

La conservación de germoplasma es una actividad que el hombre realiza desde que estuvo consciente de la importancia de sus recursos, y con ello se inició el largo camino de la agricultura (aproximadamente 12 000 años). En la actualidad, la conservación de semillas a largo plazo es vital para la preservación de la diversidad genética, ya que en estos recursos descansa la economía y la seguridad alimentaria (Bonner, 1990). Durante la conservación de semillas se presenta una tasa de deterioro, la cual depende de las condiciones de temperatura, humedad de la semilla y otros aspectos concernientes a la fisiología de éstas (Tang *et al.*, 1999), además de factores bióticos como la presencia de patógenos y plagas. La pérdida de producción después de la cosecha puede representar hasta un 30 % o más, principalmente si no se toma las precauciones de conservación adecuada (Schneider, 1991), como la presencia y desarrollo de hongos en el almacén. En las áreas rurales, donde no se cuenta con tecnología adecuada para la conservación, el productor se ve presionado a vender sus productos inmediatamente después de la cosecha, como es el caso del maíz, frijol, entre otros. El precio de venta de las semillas en la época de cosecha pone en desventaja al agricultor porque los precios son bajos; si no vende, hay riesgo de pérdida de calidad en almacén, lo cual es un problema latente ya que no se cuenta con infraestructura básica para conservación de semillas, tal situación, meses después, provoca que los mismos productores vuelvan a comprar semillas cuando lo necesiten, pero a precios elevados.

Cuando la semilla no es conservada en condiciones ideales, la presencia de hongos adheridos a la superficie de las semillas puede tornarse un problema muy grave, principalmente por la pérdida de calidad de las semillas. Condiciones de alta humedad favorecen el desarrollo de hongos, tanto en la semilla como en el ambiente, así como altas temperaturas. Este problema puede agravarse más, si durante la cosecha y manipulación de la producción no se procede de forma adecuada (Arellano, 1996).

En campo, está presente una gran variedad de hongos patógenos, y que pueden infestar las semillas y alojarse en sus diferentes estructuras, convirtiendo al propágulo en un medio de dispersión e iniciando así una contaminación en el nuevo ciclo de producción.

Por lo anterior, el objetivo en este trabajo fue: identificar la presencia de hongos en semillas de diferentes cultivos importantes en la región de la Sierra Norte de Puebla, con la finalidad

de disponer de información sobre la sanidad del germoplasma que se pretende conservar a largo plazo y una referencia para la toma de decisiones por los productores de la zona relacionadas con medidas precautorias al momento de guardar sus semillas, así como al momento de adquirir nueva semilla

MÉTODOS Y MATERIALES

Características ambientales del área de recolecta

La colecta de materiales se llevó a cabo en las comunidades de Xochitlan de Vicente Suárez (19° 58' 08" N, 97° 37' 45" O; 1040 msnm), Zapotitlan de Méndez (19° 59' 00" N, 97° 40' 00" O; 640 m. s. n. m.) y Ecatlan (20° 03' 00" N, 97° 35' 00" O; 500 msnm), Cuetzalan del Progreso (20° 02' 00" N, 97° 31' 00" O; 650 msnm), ubicados en la parte alta de la región denominada Totonacapan, en el Estado de Puebla. Dicha región se caracteriza por la predominancia de climas de transición [A(C), (A)C]: *(A)Ca(fm)(e)gw*", *Cb(fm)(i')gw*"; con temperatura media anual 21.6 °C y 15.6°C, y precipitación media anual 4422.4 mm. y 1953.2 mm., respectivamente, con régimen de lluvias en verano. Las comunidades de Xochitlan y Zapotitlan, son asentamiento del grupo indígena Nahuatl, mientras que en la comunidad de Ecatlan, predomina la comunidad Totonaca.

Análisis de sanidad

Se tomaron 600 semillas de cada muestra colectada de especies de maíz, frijol, chile, jitomate arriñonado, jitomate "*citlal*" (tipo cherry) y amaranto. De las 600 semillas se dividió en dos lotes: uno se desinfectó con hipoclorito de sodio al 0.2 %, y el segundo no se desinfectó; de cada lote se formaron tres repeticiones con 100 semillas cada una, en el que se determinó el tipo de hongo y el porcentaje de semillas infestadas.

Detección de los patógenos. En una cámara húmeda se colocaron semillas tratadas con cloro y sin tratar, buscando activar el desarrollo de los hongos adherido en la superficie y en el interior de la semilla. Cada tres días se registraron las observaciones y por un lapso de 10 días. Las condiciones dentro de la cámara fueron: 25 °C de temperatura, 90 % de humedad relativa y fotoperiodo de 12 h. Después de 10 días, se aislaron crecimientos fungosos

detectados en la superficie de las semillas. Con la ayuda de estereoscopio (Motic Co. LTD) con iluminación led (LED5000 SLI), se ubicó los crecimientos fungosos, posteriormente con una aguja de disección se obtuvo una muestra de estructuras de crecimiento fungoso. Estas se depositaron en cajas Petri con medio de crecimiento PDA (BD Bioxon). Las cajas sembradas con las muestras obtenidas se colocaron a temperatura de 25°C, hasta que se observó crecimiento y desarrollo de los hongos.

Purificación. Cuando se activó el crecimiento del hongo en las cajas, el inóculo se traspasó a nuevas cajas, proceso que se repitió tres veces y así obtener crecimientos puros de cada especie de hongo. Para la purificación de la cepa se aplicó la técnica “punta de hifa”, que consiste en traspasar a una caja nueva solamente la punta de una hifa en crecimiento. Esta técnica ofrece ventajas sobre otras, ya que disminuye la probabilidad de tener mezcla de cepas, o tener contaminación.

Identificación. La identificación se hizo a través de la comparación de los crecimientos con literatura (Crous *et al.*, 2007; Samson y Varga, 2007; Samson *et al.*, 2014), por la forma, color y olor de las cepas en desarrollo (identificación cultural), observación de estructuras a través del microscopio compuesto, y finalmente toma de fotografías.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Durante la cosecha de frutos y semillas de cualquier especie, estos órganos se encuentran expuestos a infestación por diferentes agentes patógenos, las cuales pueden adherirse a la superficie de la semilla, incluso incrustarse en el tejido. Por ello es importante realizar análisis de detección de patógenos en cada lote de semilla (Leyva-Mir *et al.*, 2014; Ribeiro *et al.*, 2015).

En los lotes de semillas de los diferentes cultivos analizados se detectó incidencia de hongos fitopatógenos con o sin aplicación de cloro y en las muestras del mismo cultivo como en maíz y frijol (Cuadro 3.1); la incidencia de hongos fluctuó desde 29 % (jitomate citlal) hasta 97 % (muestra V de maíz) (Cuadro 3.2), lo que significa que las especies colectadas presentan gradientes de infección por algún agente patógeno, tanto en la superficie como en el interior de la semilla; esta última observación se confirmó en la condición tratamiento con cloro a las semillas, donde los valores fueron un poco más bajos (de 8 % en muestra R1 de Jitomate

arriñonado hasta 81 % en muestra EC de Chile) (Cuadro 3.2). La presencia de contaminantes en la superficie de las semillas es mayor que en su interior, lo que indica que la testa o estructura superficial de la semilla funciona como una barrera de protección (Morales-Santos *et al.*, 2017), incluso de evitar la germinación (Doria, 2010), sin embargo, no es tan efectiva como debería de ser (Cuadro 3.2); este resultado también se ha observado en 17 muestras de semillas de amaranto (*Amaranthus hypochondriacus*) de seis localidades (Moreno-Velázquez *et al.*, 2005), así como la detección de fitoplasmas pertenecientes al grupo 16Sr III de plántulas provenientes de semillas obtenidas en plantas enfermas (Rojas-Martínez *et al.*, 2009). En las especies de frijol y de jitomate arriñonado, la diferencia de incidencia de hongos entre semillas con tratamiento y las no tratadas, fue muy amplia; la diferencia fue de 31.2 % en frijol y de 73.9 % en jitomate (Cuadro 3.2; Figura 3.1) coincidiendo con lo consignado por Groenewold *et al.* (2003). En jitomate citlal la diferencia entre aplicar o no cloro fue de 16.6 %, una tendencia previamente reportada (Moreno-Velázquez *et al.*, 2005). Lo que confirma que la mayor parte de estructuras infectantes se encuentran en la superficie, y al aplicar un producto de desinfectante superficial, la incidencia patógena se reduce significativamente.

Algunos hongos en las semillas infectan principalmente a la plántula al momento de germinación, causando enfermedades como la pudrición de raíz y cuello (Cruz-Alcalá *et al.*, 2000). Así que, si la enfermedad no se controla en edad temprana del cultivo, puede alcanzar daños mucho mayores causando pérdidas hasta en 65 % de la producción (Martínez-Ruiz *et al.*, 2016). Otros hongos patógenos sólo ocupan la semilla como vía de dispersión, ya que no necesariamente pueden causar daño directo a la plántula, o lo pueden ocasionar cuando se asocian con otros patógenos (Avelar-Mejía *et al.*, 2011).

Cuadro 3.1. Resultados del análisis de varianza de incidencias de patógenos en las especies analizadas

FV	gl	Maíz	Frijol	Chile	Jitomate arriñonado	Jitomate citlal			
		Pr>F	Pr>F	Pr>F	Pr>F	Pr>F			
Trat	1	0.0005	**	0.0377	**	0.0001	**	0.0942	*
Rep	2	0.6264		0.5625		0.0174		0.4926	
Mue	2	0.0077	**	----		0.0013	**	0.4051	----
R2		0.761		0.929		0.871		0.958	
CV		13.08		29.39		8.37		20.58	

FV. Fuente de variación; **GL:** Grados libertad; **TRAT:** Tratamiento (con cloro, sin cloro); **REP:** Repetición; **MUE:** Muestras; **R2:** R-cuadrada; **CV:** Coeficiente de variación. (*) Diferencia significativa ($p \geq 0.05$).

Cuadro 3.2. Porcentaje de incidencia de hongos detectados en las diferentes muestras de las especies analizadas tratados con cloro y sin tratar.

Especie	Muestra	No tratados	Tratados
Maíz	L	87.50	72.91
	R	68.75	54.16
	V	97.91	62.50
Frijol	FR	41.66	10.41
Chile	EC	91.66	81.25
	FL	85.41	58.33
	LU	81.25	58.33
Jitomate arriñonado	R1	77.08	16.66
	R2	95.83	8.33
Jitomate citlal	CTL	29.16	12.50

Por su amplia distribución, las semillas de maíz y chile, también se encuentra más expuestas a contaminación por patógenos (Cuadro 3.2; Figura 3.2). Las condiciones ambientales y el tiempo de interacción de una variedad con los agentes patógenos causantes de una enfermedad influirán en la incidencia y severidad de aquellos (Leyva-Mir *et al.*, 2014); por ejemplo, viento y lluvia ayudan en la dispersión del inóculo (Groenewold *et al.*, 2003; Sandoval *et al.*, 2012). En el caso de tiempo de interacción, la planta perderá la tolerancia, fenómeno que principalmente ocurre en las variedades mejoradas establecidas en sistema de monocultivo (Castagnone-Sereno, 2002; Piedra *et al.*, 2005; Leyva-Mir *et al.*, 2014), (Figura 3.1).



Figura 3.1. Maíz justo antes de la cosecha en asociación con frijol.

Moreno-Velázquez *et al.* (2005) reportan que en las semillas de amaranto provenientes de siembra en temporal se presenta mayor porcentaje de aislamiento y diversidad de hongos, comparado con aquellas muestras obtenidas de siembra por almácigo. Lo anterior pone en relieve que el manejo del cultivo en campo define la calidad de la producción, es decir, el

establecimiento del cultivo, la forma de cosecha, el lugar de almacenamiento, aunado a las condiciones climatológicas prevalecientes, pueden propiciar la presencia de ciertos patógenos y la ubicación en las semillas. En diferentes variedades de frijol la infección por hongos patógenos se asocia con la precipitación pluvial, y hay respuesta negativa en rendimiento de grano, calidad y sanidad de la semilla (Groenewold *et al.*, 2003).

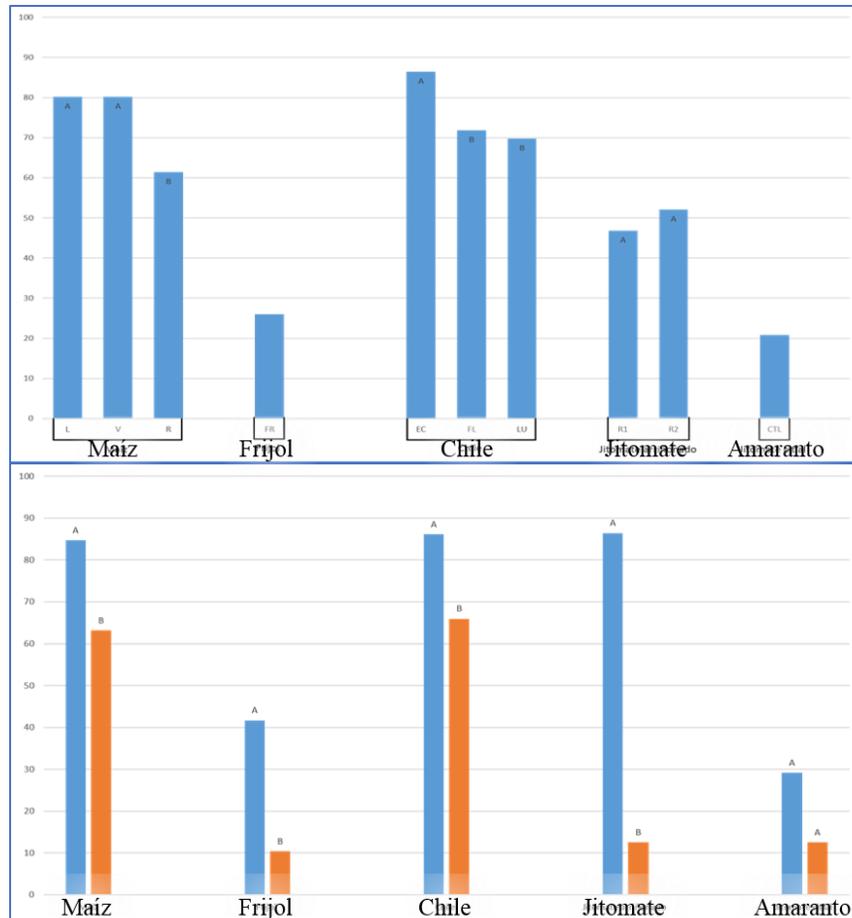


Figura 3.2. Incidencia de hongos en las diferentes muestras (A) y especies bajo tratamiento con cloro y sin tratar (B).

De las diferentes muestras analizadas se identificaron varios tipos de crecimiento característicos de hongos patógenos y de almacén que generalmente deterioran la calidad de las semillas durante su conservación (Kobayasti *et al.*, 2011). Condiciones como la elevada temperatura y humedad del ambiente, área de almacenamiento sucio y húmedo, semilla no

acondicionada (húmeda y no seleccionada) favorecen el desarrollo de hongos (Moreno-Velázquez *et al.*, 2005), que deterioran la calidad de semilla, reduciendo su viabilidad y vigor. Es importante realizar el acondicionamiento adecuado antes de someter a conservación la semilla, ya que se contaminan desde el campo debido a que los hongos se adhieren a éstas, incluso antes de ser cosechadas, por lo que al momento de ser transportados al almacén el hongo ya está presente en la semilla. En avena, la primera observación de las semillas en campo al momento de la cosecha puede indicar apariencia sana, sin embargo, al colocarlas en la cámara húmeda, se detectó germinación, crecimiento y reproducción de estructuras de los hongos presentes en la semilla (Leyva-Mir *et al.*, 2014).

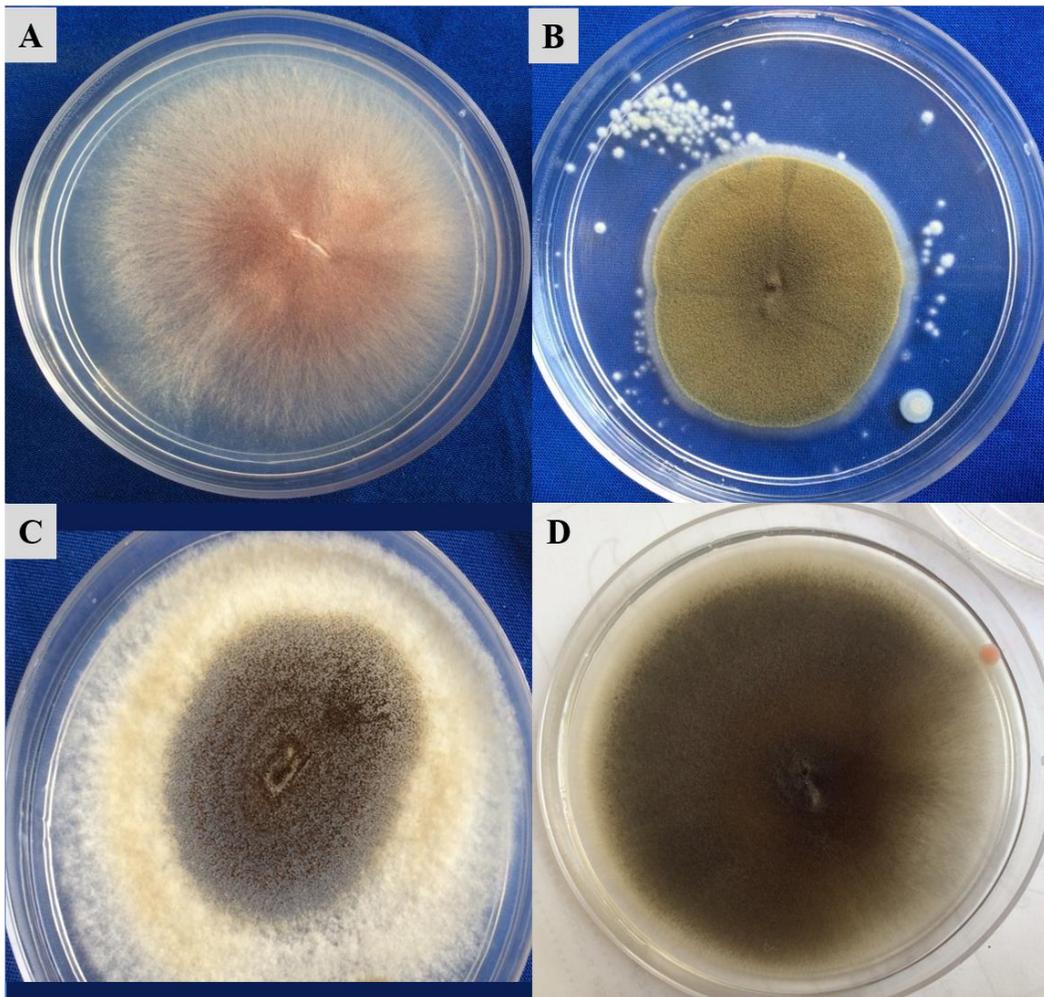


Figura 3.3. Crecimientos fúngicos en medio de cultivo PDA, *Fusarium* sp. (A), *Cladosporium* sp. (B), *Aspergillus* sp. (C) y *Penicillium* sp. (D).

Cuadro 3.3. Hongos detectados y aislados de las diferentes muestras de semillas analizadas.

Nombre	Nombre científico	Patógenos asociados	Incidencia (%)
Maíz Blanco	<i>Zea mays</i>	<i>Fusarium oxysporum</i>	45.8
		<i>Fusarium</i>	43.4
		<i>graminearum</i>	29.1
		<i>Cladosporium</i> sp.	41.6
		<i>Penicillium</i> sp.	29.1
		<i>Aspergillus niger</i>	
Frijol negro	<i>Phaseolus vulgaris</i>	<i>Fusarium oxysporum</i>	50.0
		<i>Cladosporium</i> sp.	50.9
		<i>Penicillium</i> sp.	54.1
		<i>Aspergillus niger</i>	58.3
Chile	<i>Capsicum annuum</i>	<i>Fusarium oxysporum</i>	66.6
		<i>Fusarium</i>	43.7
		<i>graminearum</i>	33.3
		<i>Cladosporium</i> sp.	20.8
		<i>Penicillium</i> sp.	29.1
Jitomate arriñonado	<i>Solanum</i> sp.	<i>Aspergillus niger</i>	
		<i>Fusarium oxysporum</i>	45.8
		<i>Cladosporium</i> sp.	37.5
		<i>Penicillium</i> sp.	54.1
Jitomate citlal	<i>Solanum</i> sp.	<i>Aspergillus niger</i>	33.3
		<i>Fusarium oxysporum</i>	16.6
		<i>Cladosporium</i> sp.	12.5
		<i>Penicillium</i> sp.	20.8
Amaranto	<i>Amaranthus</i> spp.	<i>Aspergillus niger</i>	25.0
		<i>Fusarium oxysporum</i>	32.3
		<i>Penicillium</i> sp.	67.5
		<i>Aspergillus niger</i>	70.5

En esta fase se identificaron cuatro especies de hongos presentes en casi todas las muestras de las especies analizadas. Las especies de hongos: *Fusarium oxysporum*, *Cladosporium* sp. (Crous *et al.*, 2007), *Penicillium* spp. y *Aspergillus niger* (Samson y Varga, 2007; Samson *et al.*, 2014), fueron las más frecuentes entre los aislamientos de cada muestra (Cuadro 3.3; Figura 3.3). *Fusarium*, es un género de especie patógena que se trasmite por semilla de acuerdo con estudios realizados por diferentes investigadores al analizar semillas de avena (Clear *et al.*, 2000), *Jatropha curcas* (Neves *et al.*, 2009), frijol (Groenewold *et al.*, 2003), maíz (Hernández-Delgado *et al.*, 2007), chile (Avelar-Mejía *et al.*, 2011) y jitomate (Cruz-Alcalá *et al.*, 2000; Martínez-Ruiz *et al.*, 2016). Sandoval *et al.* (2012), al analizar semillas de trigo, identificaron varios patógenos que pueden ser transmitidos por semillas, de los que destacan *Fusarium graminearum*, *F. oxysporum*, *F. verticillioides*, *avenaceum*, *F. culmorum*, *F. equiseti* y *Curvularia* spp. De estas evidencias experimentales se infiere que un hongo puede infestar varias especies vegetales y que una especie vegetal puede ser contaminada por varios hongos. Es importante tomar medidas precautorias al momento de hacer usos de estas semillas para evitar pérdida de plántula al momento de establecer el cultivo.

En el Cuadro 3.3 se presentan los diferentes géneros de hongos identificados en las diferentes muestras analizadas, en el presente trabajo.

Fusarium sp. Este género se detectó en todas las muestras de semillas analizadas, presentándose con incidencia de 12 a 66 %; se identificaron dos especies de este género *Fusarium oxysporum* y *Fusarium graminearum*, especies a las que se les reporta en suelo y en las diferentes estructuras de cultivos.

Cladosporium spp. se detectó en cinco de las especies analizadas, maíz, frijol, chile, jitomate arriñonado y jitomate citlal, los cuales presentando incidencias de 12 a 50 %. Este hongo puede causar deterioro de semillas bajo conservación debido a que tiene la capacidad de desarrollarse en almacenamiento. Comúnmente es detectado en semillas como hongo saprofito, en avena su incidencia puede alcanzar hasta 26 % (Leyva-Mir *et al.*, 2014).

Penicillium sp. se detectó en todas las muestras analizadas con incidencias que van de 20 a 67 %. Dicho género es común detectarlo en almacén, sobre todo en semillas con alto contenido de humedad, y/o almacenadas a temperatura elevada, bajo estas condiciones afecta negativamente la viabilidad rápidamente, por otro lado, dicho hongo es capaz sobrevivir a

bajas temperaturas, incluso por debajo de 0 °C. Lo anterior concuerda con lo reportado por Ceballos-Freire y López-Ríos (2007), al analizar el comportamiento de la calidad de semillas forestales en almacenamiento en diferentes tiempos y diferente nivel de temperatura, en el que detectaron presencia de hongos de almacén, incluyendo *Penicillium* sp. en todos los tratamientos.

Aspergillus spp. se detectó en todas las muestras analizadas con alta incidencia, desde 25 % en semillas de jitomate citlal y, 70 % en semillas de amaranto. Las especies de este género tienen la capacidad de sobrevivir incluso en condiciones de baja humedad y temperatura, que son las condiciones de conservación de semillas ortodoxas. De acuerdo con observaciones realizadas por Jayaraman *et al.* (2011), *Aspergillus* spp. tiene la capacidad de contaminar el lote completo en condiciones de almacén una vez que la semilla haya sido contaminada.

En diferentes muestras se detectaron hongos como *Chaetomiun* sp. y *Gliocladium* sp., sin embargo, no representan mayor riesgo, ya que son saprofitos y se desarrollan generalmente en la materia orgánica en descomposición y bajo condiciones de alta humedad. La presencia de estos hongos en las muestras de semillas puede deberse a que el momento de cosecha, los frutos y semillas se mezclan con frutos que hubieran caído al suelo.

Los resultados indican que es necesario almacenar estas semillas en condiciones de baja temperatura y bajo humedad relativa, así como deshidratar la semilla antes de conservar

CONCLUSIÓN

Diferentes especies de hongos se detectaron en todas las muestras de semillas, se registraron hongos patógenos, inclusive en semillas desinfectadas lo que indica que éstos se encuentran en el interior de éstas.

REFERENCIA CITADA

Arellano, L. J. (1996). Efectos de fitopatógenos transmitidos por semilla en el comportamiento de variedades de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) en el Altiplano de México. (pp. 122). Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillos, Estado de México.

- Astagnone-Sereno, P. 2002. Genetic variability in parthenogenetic root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp., and their ability to overcome plant resistance genes. *Nematology*, 4, 605-608.
- Avelar-Mejía, J. de J., Galindo-Oliva, M., Lara-Herrera, A., Llamas-Llamas, J. J., Luna-Flores, M., Salas-Luevano, M. A. & Cabral-Enciso, M. (2011). Hongos asociados con la enfermedad “miada de perro” en el cultivo de chile. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 2(1), 155-160.
- Barnett, H. L. & Hunter, B. B. (1998). *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. Third Edition. (pp. 218). APS Press. St. Paul, Minesota, USA.
- Bonner, F. T. (1990). Storage of seeds: potential and limitations for germplasm conservation. *Forest Ecology and Management*, 35, 35-43.
- Ceballos-Freire, A. J. & López-Ríos, J. A. (2007). Conservación de la calidad de semillas forestales nativas en almacenamiento. *Cenicafé*, 58(4), 265-292.
- Clear R., M., Patrick S., K. & Gaba, D. (2000). Prevalence of fungi and fusariotoxins on oat seed from western Canada, 1995-1997. *Canadian Journal Plant Pathology*, 22, 310-314.
- Crous, P. W., Braun, U., Schubert, K. & Groenewald, J. Z. (2007). The genus *Cladosporium* and similar dematiaceous *hyphomycetes*. *Studies in Mycology*, 58.
- Cruz-Alcalá, A., Mendoza-Zamora, C. & Romero-Cova, S. (2000). Identificación de hongos del suelo que causan pudrición de raíz y cuello del tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en el sureste del Estado de México, México. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 6(1), 25-32.
- Doria, J. (2010). Generalidades sobre las semillas: su producción, Conservación y almacenamiento. *Cultivos Tropicales*, 31, 74-85.
- Groenewold L., B., Mayek P., N., Padilla R., J. S. (2003). Hongos asociados a la semilla de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) en Aguascalientes, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 21(3), 375-378.

- Hernández-Delgado, S., Reyes-López, M. A., García-Olivares, J. G. & Mayek-Pérez, N. (2007). Incidencia de hongos potencialmente toxígenos en maíz (*Zea mays* L.) almacenado y cultivado en el norte de Tamaulipas, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 25(2), 127-133.
- Iriondo J. M., (2001). Conservación de germoplasma de especies raras y amenazadas. *Investigación Agraria. Producción y protección vegetales*, 16(1), 5- 24.
- Jayaraman, P., NesaPriya, S., Parameshwari, S., Shyamala, P. S., Jawahar, N. & Sekar, B. H. (2011). Occurrence of storage fungi in jatropha (*Jatropha curcas* L.) sedes. *African Journal of Microbiology Research*, 5(5), 475-480.
- Kausar, P., Chohan, S., Parveen. (2009). Physiological studies on *Lasiodiplodia theobromae* and *Fusarium solani*, the cause of Shesham declina. *Mycopath*, 7(1), 35-38.
- Kobayasti, L., Iraides A., A., Borges de Paiva N., V., Zaratin A., C., Rezende Z., M. C. (2011). Incidencia de Fungos em sementes de pinhao-manso. *Pesquisa Agropecuaria Tropical*, 41(3), 385-390.
- Leyva-Mir, S. G., Cervantes-García, M. A., Villaseñor-Mir, H. E., Rodríguez-García, M. F., García-León, E. & Tovar-Pedraza, J. M. (2014). Diversidad de hongos en semilla de avena del Valle Central de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 8, 1379-1385.
- Martínez-Ruiz, F. E., Cervantes-Díaz, L., Ail-Catzim, C. E., Hernández-Montiel, L. G., Del Toro S., C. L. & Rueda-Puente, E. O. (2016). Hongo fitopatógenos asociados al tomate (*Solanum lycopersicum* L.) en la zona árida del noroeste de México: La importancia de su diagnóstico. *European Scientific Journal*, 12(18), 232-256.
- Morales-Santos, M. E., Peña-Valdivia, C. B., García-Esteva, A., AguilarBenítez, G. & Kohashi-Shibata, J. (2017). Características físicas y germinación en semillas y plántulas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) silvestre, domesticado y su progenie. *Agrociencia*, 51, 43-62.
- Moreno-Velázquez, M., Yáñez-Morales, M. de J., Rojas-Martínez, R. I., Zavaleta-Mejía, E., Trinidad-Santos, A. & Arellano-Vázquez, J. L. (2005). Diversidad de Hongos en

- Semilla de Amaranto (*Amaranthus hypochondriacus* L.) y su Caracterización Molecular. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 23(2), 111-118.
- Neves W., S., Parreira D., F., Ferreira P., A. & López E., A. (2009). Avaliação fitossanitária de sementes de pinhão manso provenientes dos vales do Jequitinhonha e Mucuri. *Revista Trópica – Ciências Agrárias e Biológicas*, 3(2), 17.
- Piedra, B. A., Díez-Rojo, M. A., Bello, A., Robertson, L., López-Pérez, J. A., Escuer, M. & de León, L. 2005. Comportamiento de *Meloidogyne incognita* sobre tomate y pimiento resistente en Uruguay. *Nematropica*, 35(2), 111- 120.
- Ribeiro de A., D., De Assis C. A., F., Palmeira G., J., Figueiredo N., A. & Cezar A., N. M. (2015). Incidencia de hongos y producción de aflatoxina en semillas de maní crioconservadas. *Revista iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 16, 136-147.
- Rojas-Martínez, R. I., Zavaleta-Mejía, E., Lee, I. M. & Aragón-García, A. (2009). Identificación de un aislamiento del grupo 16SRIII, *Candidatus Phytoplasma pruni* en plantas y semillas de amaranto (*Amaranthus hypochondriacus* L.) en México. *Agrociencia*, 43(8), 851-860.
- Samson, R. A. & Varga, J. (2007). *Aspergillus* systematics in the genomic era. *Studies in Mycology*, 59.
- Samson, R. A., Visagie, C. M. & Houbraken, J. (2014). Species diversity in *Aspergillus*, *Penicillium* and *Talaromyces*. *Studies in Mycology*, 78.
- Sandoval M., E., Leyva M., S. G., Villaseñor M., H. E., Rodríguez G., M. F. & Mariscal A., L. A. (2012). Diversidad de Hongos en Semilla de Trigo de Temporal. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 30(2), 145-149.
- Schneider, K. (1991). El problema de las pérdidas postcosecha en granos en América Latina y el Caribe. (pp. 29–46). Seminario Internacional de Micotoxinas (ACOGANOS). Santafé de Bogotá, Colombia.
- Tang, S., TeKrony, D. M., Egli, D. B. & Cornelius, P. L. (1999). Survival characteristics of corn seed during storage: II. Rate of seed deterioration. *Crop Science*, 39, 1400–1406.

CAPITULO IV

EVALUACIÓN DE CONDICIONES PARA CONSERVACIÓN A LARGO PLAZO DE GERMOPLASMA VEGETAL DE LA SIERRA NORTE DE PUEBLA

**Evaluation of conditions for long term storage of germplasm from the Sierra Norte de
Puebla**

Nolasco-Guzmán, Vicente; Cuevas-Sánchez, J. Axayacatl; Serrato-Cruz, M. Ángel; Calyecac-Cortero, H. Gloria.

EVALUACIÓN DE CONDICIONES PARA CONSERVACION A LARGO PLAZO DE GERMOPLASMA DE LA SIERRA NORTE DE PUEBLA

¹Nolasco-Guzmán, Vicente; ¹Cuevas-Sánchez, J. Axayacatl; ¹Serrato-Cruz, M. Ángel;
²Calyecac-Cortero, H. Gloria.

¹Instituto de Horticultura, Departamento de Fitotecnia. ²Departamento de Preparatoria Agrícola.
Universidad Autónoma Chapingo. Km. 38.5 Carr. Mexico-Texcoco. Chapingo, Estado de Mexico.
Mexico. CP. 56230.

RESUMEN.

Para generar información necesaria en estrategias de conservación de semillas de maíz y de frijol producidas en sistemas agrícolas tradicionales de la Sierra Norte de Puebla, experimentalmente se evaluó el efecto de nivel de humedad inicial de las semillas (5, 10, 15, 20 25 y 30 %), las condiciones de almacenamiento (cuarto frío, en enfriador doméstico, y ambiente), y recipiente abierto y sellado, en el poder germinativo, y viabilidad de esas semillas. Lotes de semillas de maíz (tres muestras), frijol negro (una muestra), chile serrano (cuatro muestras), jitomate arriñonado (dos muestras), jitomate citlal (una muestra), amaranto (una muestra), y quintonil (una muestra) se incluyeron en el estudio. Como unidad experimental se consideró 50 semillas y tres repeticiones por tratamiento. Una evaluación de estas variables se realizó inicialmente y posteriormente cinco evaluaciones más cada cuatro meses. El poder germinativo de todas las semillas se vio afectado por los factores evaluados: por efecto de tiempo de conservación, en maíz, frijol, chile y en jitomate arriñonado, el efecto fue negativo, mientras que para jitomate citlal, amaranto y quintonil, se registró un ligero incremento, considerando la primera y la última evaluación; por efecto de la humedad, en todas las especies evaluadas se vio afectado de manera negativa; por efecto de condiciones las semillas de maíz, frijol, chile y jitomate arriñonado, se tuvo mejor respuesta en condiciones de cuarto frío y con recipiente sellado, mientras que para jitomate citlal, amaranto y quintonil, la mejor respuesta se obtuvo en el enfriador doméstico y expuestas al ambiente, con recipiente sellado. La viabilidad, parámetro determinado sólo en la semilla de maíz y de frijol, disminuyó tanto por efecto de tiempo de almacenamiento y por nivel de humedad, manteniendo un comportamiento similar que el poder germinativo.

Palabras clave: Viabilidad, germinación, vigor, longevidad de semilla.

Evaluation of conditions for long term storage of germplasm from the Sierra Norte of Puebla

ABSTRACT

Experimentally it was evaluated the effect of initial humidity level of the seeds (5, 10, 15, 20, 25 and 30 %) and storage conditions (cold rooms, domestic cooler and environment) with open and sealed container in the germinative potential and viability (maize and bean). In the study were included lots of seeds: three of maize, one of black bean, four of serrano chilli, two of kidney tomato, one of citlal tomato, one of amaranth and one of quintonil. As an experimental unit it was considered 50 seeds and three repetitions of each treatment. An evaluation of the variables was initially done, and later six more evaluations every four months. The germinative potential of all the seeds was affected by the considered factors: by effect of time, in maize, bean, chilli and kidney tomato, the effect was negative, while for citlal tomato, amaranth and quintonil, it was registered a slight increase, considering the first and the last evaluation; by effect of humidity, all the species evaluated were affected negatively; by the effect of the seeds conditions in maize, bean, chilli and kidney tomato a better response was obtained in conditions of cold room and sealed container, while for citlal tomato, amaranth and quintonil the best response was obtained in the domestic cooler exposed to the environment with sealed container. The viability, determined parameter only in maize and bean seeds, decreased both by effect of time storage and humidity level, maintaining a similar behavior that the germinative potential.

Keywords: Viability, germination, vigor, seed longevity

INTRODUCCIÓN

La conservación *ex situ* de semillas se debe a su distribución en el espacio y tiempo, lo que implica mantener su longevidad, es decir mantener su viabilidad, vigor y poder germinativo adecuado durante el tiempo necesario para su uso. Este tipo de conservación puede tener diferentes objetivos, para establecer un cultivo en el siguiente año, estar disponible a productores de las áreas rurales que prefieren la semilla local (Turijan *et al.*, 2012) o conservar durante varios años, como es el objetivo de los Bancos de Germoplasma que tienen como plan la conservación a largo plazo.

La conservación de semillas cumple diferentes necesidades de la sociedad en cualquier nivel de desarrollo, ya que demanda cada vez más la utilización de recursos fitogenéticos diversos, como uno de los soportes fundamentales de lo que en la actualidad se denomina “desarrollo sustentable”. Bajo este esquema, es importante establecer las condiciones adecuadas para la conservación de semillas de los taxa, tanto en el aprovechamiento como la protección de su diversidad genética.

Para conseguir el objetivo de mantener la semilla viva e intacta en sus características biológicas, es importante disminuir el deterioro natural, por tanto, mantener su longevidad por el tiempo necesario. Hay que tener en cuenta que la pérdida de la capacidad germinativa de una semilla en conservación no es por pérdida de sus reservas nutritivas, si no por deterioro, es decir, el envejecimiento, se produce por daños que sufren las membranas celulares y de orgánulos intracelulares (mitocondrias, plastidio, entre otros), como causas frecuentes. También sufren efectos negativos en la actividad enzimática, en la síntesis de proteínas, lípidos, respiración celular, aumento de componentes volátiles tóxicos, afectaciones al material genético (Pérez, 2002).

En el presente estudio se estableció como objetivo evaluar experimentalmente el efecto de nivel de humedad inicial de la semilla, las condiciones de conservación y el sellado de los recipientes de conservación, en la viabilidad y poder germinativo de semillas de maíz, frijol, chile serrano, jitomate arriñonado, jitomate citlal, amaranto y quintonil, importantes en la dieta de pobladores de la Sierra Norte de Puebla, durante intervalos de 4 meses durante 2 años.

MÉTODOS Y MATERIALES

Área de colecta

La colecta de materiales se llevó a cabo en las comunidades de Xochitlan de Vicente Suárez (19° 58' 08" N, 97° 37' 45" O; 1040 msnm), Zapotitlan de Méndez (19° 59' 00" N, 97° 40' 00" O; 640 m. s. n. m.) y Ecatlan (20° 03' 00" N, 97° 35' 00" O; 500 msnm), Cuetzalan del Progreso (20° 02' 00" N, 97° 31' 00" O; 650 msnm), ubicados en la parte alta de la región denominada Totonacapan, en el estado de Puebla. Dicha región se caracteriza por la predominancia de climas de transición [A(C), (A)C]: (A)Ca(fm)(e)gw", Cb(fm)(i')gw", con temperatura media anual 21.6 y 15.6 °C, y precipitación media anual 4422.4, 1953.2 mm., respectivamente, con régimen de lluvias en verano. Las comunidades de Xochitlan y Zapotitlan, es asentamiento de grupo indígena Nahuatl, mientras que en la comunidad de Ecatlan, predomina la comunidad Totonaca.

Material biológico

Cuadro 4.1. Muestras de semillas de las especies analizadas, colectadas en el estado de Puebla.

Especie	Muestra	Variedad	Lugar de colecta
	L	Blanco	
Maíz (MAI)	V	Blanco	Xochitlan de V. S.
	R	Azul	
Frijol (FRI)	FR	Frijol negro	Xochitlan
	LU		Xochitlan de V. S
Chile (CHI)	FL	Variedad local	Cuetzalan del Progreso
	EC		Ecatlan
	XO		Zapotitlan de Méndez
Jitomate arriñonado (JIT)	R1	Rojo	Cuetzalan del Progreso
	R2		Zapotitlan de Méndez
Jitomate citlal (CIT)	CIT	Rojo	Xochitlan de V. S
Amaranto (AMA)	BL	Quelite blanco	Ecatlan
	NG	Quelite rojo	Xochitlan de V. S

Las semillas se obtuvieron de colectas realizadas en diferentes comunidades de la Sierra Norte del Estado de Puebla, por donaciones de productores que se dedican a la agricultura tradicional. También se obtuvieron muestras en el tianguis dominical de Cuetzalan y Xochitlan. El estudio se llevó a cabo en 6 especies, 13 muestras, algunas muestras son de diferentes variedades locales (Cuadro 4.1).

Prueba de viabilidad

La viabilidad de la semilla se refiere a su capacidad de reanudar los procesos metabólicos necesarios, y a niveles óptimos, llegado el momento de la germinación. También se define como uno de los parámetros principales para determinar la calidad fisiológica de la semilla, que resulta de la expresión de factores propios del genoma y la interacción con los factores ambientales que le rodean durante su desarrollo, cosecha y almacenamiento.

La viabilidad se determinó de acuerdo con las reglas de la ISTA (1996), con algunas modificaciones, para ello se utilizó las semillas en cada repetición del experimento establecido. Las pruebas sólo se llevaron a cabo para las semillas de maíz y frijol. La metodología final aplicada se describe como sigue:

- Las semillas se remojaron en agua esterilizada y destilada durante 24 h a temperatura ambiente (16 ± 3 °C).
- Posteriormente se realizó un corte a las semillas de forma longitudinal, a un costado del eje central de las semillas sobre la cara ventral, teniendo la intención de exponer el eje embrionario de las semillas y así observar la tinción de dichos tejidos. Para casos prácticos de la investigación, sólo se conservó una mitad y la otra se desechó.
- Enseguida las mitades seleccionadas se sumergieron en solución acuosa de Cloruro de tetrazoleo (2, 3, 5 triphenyltetrazolium chloride) al 0.2 %.
- Las mitades sumergidas totalmente en la solución, se sometieron a temperatura de 40 °C, durante 3 horas y en completa oscuridad.
- Después de dicho tiempo, las mitades se retiraron de la solución y se lavaron con agua corriente, para eliminar las adherencias superficiales de la sal.

- Una vez concluido el paso anterior, las mitades se extendieron en una superficie seca para cuantificar los embriones viables y no viables según los patrones de tinción presentados.
- En acuerdo con Cuevas (2002). Los datos que se registraron fueron evidencia de tinción (ET), intensidad de tinción (IT) y superficie de tinción (ST). Para la asignación de los valores se procedió de la manera siguiente: para la ET solo se consideraron dos valores, “0” para semillas muertas y “1” para semillas vivas (teñidas). Para IT y ST se realizó con el apoyo de una línea de 20 centímetros, en la que se colocaba una marca de acuerdo con la intensidad de tinción y superficie teñida; valores de “0” para semillas que no evidenciaban tinción (cero superficies teñidas) y “20” para semillas con la mayor intensidad de tinción y superficie totalmente teñida.

Figura 4.1. Hoja de toma de datos de prueba de viabilidad. (Aportación Cuevas, 2013)

Prueba de germinación

La prueba de germinación se llevó a cabo posterior a la prueba de viabilidad. Ésta prueba se realizó a cada tratamiento del experimento, mismas que se distribuyeron en tres repeticiones. Las semillas se colocaron en papel sanita encerado humedecido en grupos de 30 semillas, posteriormente se enrollaron en forma de taco, cuidando que las semillas no quedaran expuestas y se secan. Los tacos se colocaron en posición vertical dentro de bandejas de

plástico, posteriormente estas se introdujeron en cámaras de germinación a temperatura de 25 ± 2 °C, y humedad por arriba de 65 a 100 %, en todo momento. Durante la prueba, las semillas se mantuvieron dentro de la cámara de germinación con las condiciones de forma constante. Para detectar presencia de semillas germinadas, las observaciones se hicieron cada 24 horas, durante 12 días. A los 8, 10 y 12 días se realizaron conteos del número de semillas germinadas, lo que se expresó en porcentaje de germinación para cada repetición (Bewley y Black, 1994).

Toma de datos

Se realizó 7 tomas de datos, uno inicial y 6 posteriores cada 16 semanas, durante el experimento. Se consideró germinada aquellas que reactivaron su desarrollo mostrando la plúmula, y ésta alcanzara 5 veces el tamaño de la semilla. Como dato final se obtuvo el porcentaje de germinación (PG), de cada repetición. La prueba de viabilidad sólo se llevó a cabo en las semillas de maíz y frijol. Los datos registrados en la prueba de germinación, fueron las semillas germinadas, y semillas no germinadas. Para la prueba de viabilidad se consideró datos de variables de evidencia de tinción (ET), intensidad de tinción (IT) y superficie de tinción (ST), y de estos datos se obtuvo un índice (EIST). La prueba de viabilidad se llevó a cabo solamente en las especies de maíz y frijol.

Para las pruebas de germinación y viabilidad se siguió los métodos establecidos por Moreno (1996), en los procesos de análisis de calidad fisiológica de las semillas. El experimento se estableció en las instalaciones del *Banco Nacional de Germoplasma Vegetal* (BANGEV), ubicada en el edificio del *Departamento de Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo*.

Diseño del experimento

El experimento establecido utilizó el diseño de bloques al azar incompletos, en el que las condiciones de conservación se consideraron como bloques, y uno estuvo incompleto, el de enfriador doméstico (5 °C), ya que en esta condición no se evaluó el tratamiento de recipiente abierto; para los niveles de humedad en todos los bloques y se estableció una repetición (Cuadro 4.2).

Cuadro 4.2. Factores de estudio: nivel de humedad, condiciones, envase, y repeticiones.

Condición	Envase	Humedad de semilla (%)
Cuarto frío (CF)	Sellado (-)	5, 10, 15, 20, 25, 30
	Abierto (A)	5, 10, 15, 20, 25, 30
Enfriador doméstico (5)	Sellado (-)	5, 10, 15, 20, 25, 30
	Abierto (A)	5, 10, 15, 20, 25, 30
Ambiente (A)	Sellado (-)	5, 10, 15, 20, 25, 30
	Abierto (A)	5, 10, 15, 20, 25, 30

Análisis de datos

Los datos fueron analizados en el paquete informático estadístico *The SAS System for Windows v9*, aplicando el procedimiento “PROC GLM”, para el análisis de varianza y comparación de medias con Tukey, con un *alpha* de 0.05. Para cada especie (Cuadro 4.1), se llevó a cabo un procedimiento de análisis de varianza y comparación de medias.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De acuerdo con el análisis de varianza de cada variable evaluada, en maíz y frijol se obtuvo diferencias significativas ($P \leq 0.05$) en porcentaje de germinación y viabilidad; entre las condiciones, niveles de humedad, entre las muestras, y entre las diferentes evaluaciones (Cuadro 4.3).

Cuadro 4.3. Análisis de varianza de porcentaje de germinación, y datos de las pruebas de viabilidad (ET, IT, ST y EIST), en semillas de maíz.

Fuente	GL	PG		ET		IT		ST		EIST	
Meses	6	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**
Condición	4	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**
Humedad	5	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**
Muestra	2	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**
Repetición	2	0.9982		0.8832		0.6193		0.6494		0.6081	
CV		41.98		38.53		40.05		38.53		40.86	
R²		0.7460		0.6945		0.7429		0.7133		0.7404	

Nota. **GL:** Grados libertad; **PG:** Porcentaje de germinación; **ET:** Evidencia de tinción; **IT:** Intensidad de tinción; **ST:** Superficie de tinción; **EIST:** Índice de viabilidad – Vigor; **CV:** Coeficiente de variación. ($P \leq 0.05$).

Cuadro 4.4. Análisis de varianza de porcentaje de germinación, y datos de las pruebas de viabilidad (ET, IT, ST y EIST), en semillas de frijol.

Fuente	GL	PG		ET		IT		ST		EIST	
Meses	6	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**
Condición	4	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**
Humedad	5	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**
Repetición	2	0.8930		0.6997		0.3347		0.2805		0.1699	
CV		23.35		18.32		20.32		19.17		23.21	
R²		0.6286		0.4011		0.5603		0.5240		0.5510	

Nota. **GL:** Grados libertad; **PG:** Porcentaje de germinación; **ET:** Evidencia de tinción; **IT:** Intensidad de tinción; **ST:** Superficie de tinción; **EIST:** Índice de viabilidad – Vigor; **CV:** Coeficiente de variación. ($P \leq 0.05$).

Cuadro 4.5. Análisis de varianza de porcentaje de germinación, en semillas de chile, jitomate arriñonado, jitomate citlal, amaranto y quintonil.

Fuente	GL	CHI		GL	RIN		CIT		AMA		QUIL	
Meses	6	0.0001	**	6	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**
Condición	4	0.0001	**	4	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**
Humedad	5	0.0001	**	5	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**	0.0001	**
Muestra	3	0.0001	**	1	0.3889							
Repetición	2	0.8812		2	0.0092		0.8346		0.1569		0.5246	
R2		0.502			0.544		0.471		0.498		0.605	
CV		13.53			19.70		76.97		19.68		42.69	

Nota. **GL:** Grados libertad; **CHI:** Chile; **RIN:** Jitomate arriñonado; **CIT:** Jitomate citlal; **AMA:** Amaranto; **QUIL:** Quintonil; **CV:** Coeficiente de variación. ($P \leq 0.05$).

En las especies de chile, Jitomate arriñonado y citlal, amaranto y quintonil, se obtuvo diferencias significativas en la variable porcentaje de germinación, tanto entre evaluaciones, condiciones de almacenamiento y nivel de humedad; excepto entre repeticiones (Cuadro 4.5).

Las significancias obtenidas en los análisis de varianza (Cuadro 4.3, 4.4 y 4.5), demuestra que, cada variable evaluada (tiempo de resguardo, condiciones del almacén, nivel de humedad inicial) tiene efecto sobre la vida de las semillas, así como, en la capacidad de germinación.

Maíz y frijol

El porcentaje de germinación y viabilidad (vigor), mostraron un comportamiento similar de los diferentes factores y evaluaciones realizadas, en las especies de maíz (Figura 4.2) y frijol (Figura 4.3).

El efecto de tiempo en el porcentaje de germinación y viabilidad, fue más notable en maíz durante los primeros meses (Figura 4.2 A), mientras que en frijol la disminución es más pausada (Figura 4.3 A). El rápido descenso del porcentaje de germinación en maíz, puede

deberse a la presencia de oxígeno dentro de los recipientes, que aceleró la actividad de hongos y otros organismos (Udoh *et al.*, 2000), y la posterior estabilización de las variables (Figura 4.2; 4.3); como resultado de la reducción de oxígeno y aumento de CO₂, lo que impide el desarrollo de hongos, y otros microorganismos, esto ocurre en recipientes sellados y con semilla con 10 a 20 % de humedad contenida. Estos resultados concuerdan con lo reportado por Weinberg *et al.* (2008), al realizar un experimento con semillas de maíz, con contenido de humedad de entre 14 y 22 %, sin embargo, estos resultados sólo son aplicables a nivel experimental, o cantidades pequeñas de semilla.

El efecto de humedad en las dos variables para ambas especies, fue negativo: el porcentaje de germinación, y la viabilidad disminuyó a medida que la humedad se incrementó (Figura 4.2 B y 4.3: B). Los niveles de humedad inicial de 5, 10 y 15 %, fueron los tratamientos con mejor resultados que mantuvieron los resultados de forma constante a través de las evaluaciones. Mientras que el nivel de humedad de 25 y 30 %, el porcentaje de germinación y viabilidad descendieron hasta 0 %, inmediatamente a la segunda evaluación (mes 4 de conservación), tanto en maíz como en frijol (Figura 4.3; Figura 4.4).

En cuanto a las condiciones del ambiente de conservación, el tratamiento que involucró semillas expuestas a condiciones ambientales tuvo el menor porcentaje de germinación y viabilidad, mientras que las condiciones de cuarto frío, con envase sellado tuvo el mejor desempeño en ambas variables, y en ambas especies (Figura 4.2 C y 4.3 C). Las condiciones de resguardo con mejor comportamiento en las pruebas fueron en recipiente sellado conservadas en condiciones de cuarto frío y enfriador doméstico; mientras que las semillas de ambas especies conservadas en envase abierto se observó desempeño bajo, en ambas variables (Figura 4.2 y 4.3: B y D).

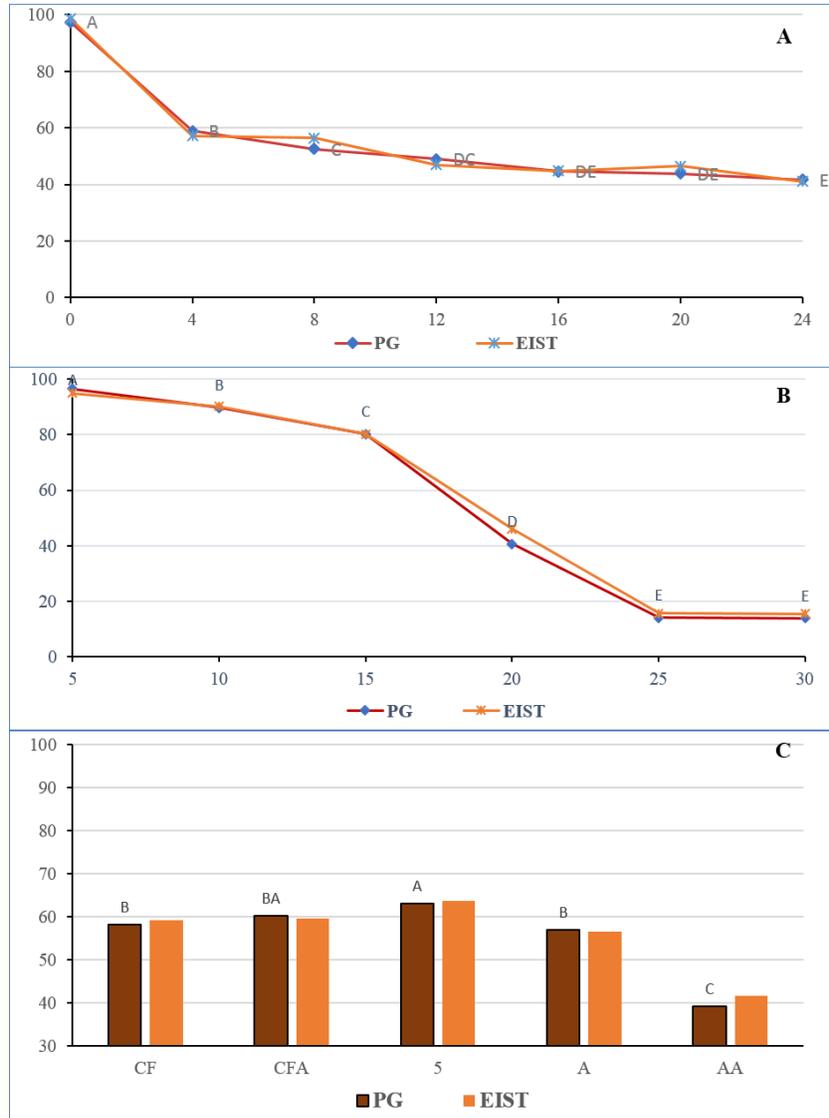


Figura 4.2. Porcentaje de germinación y viabilidad, a través de las diferentes evaluaciones (A), por nivel de humedad (B), y por efecto de las diferentes condiciones de conservación (C), en semillas de maíz. **CF:** Cuarto frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:** Enfriador doméstico a 5 °C, **A:** Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA:** Condiciones de ambiente con recipiente abierto.

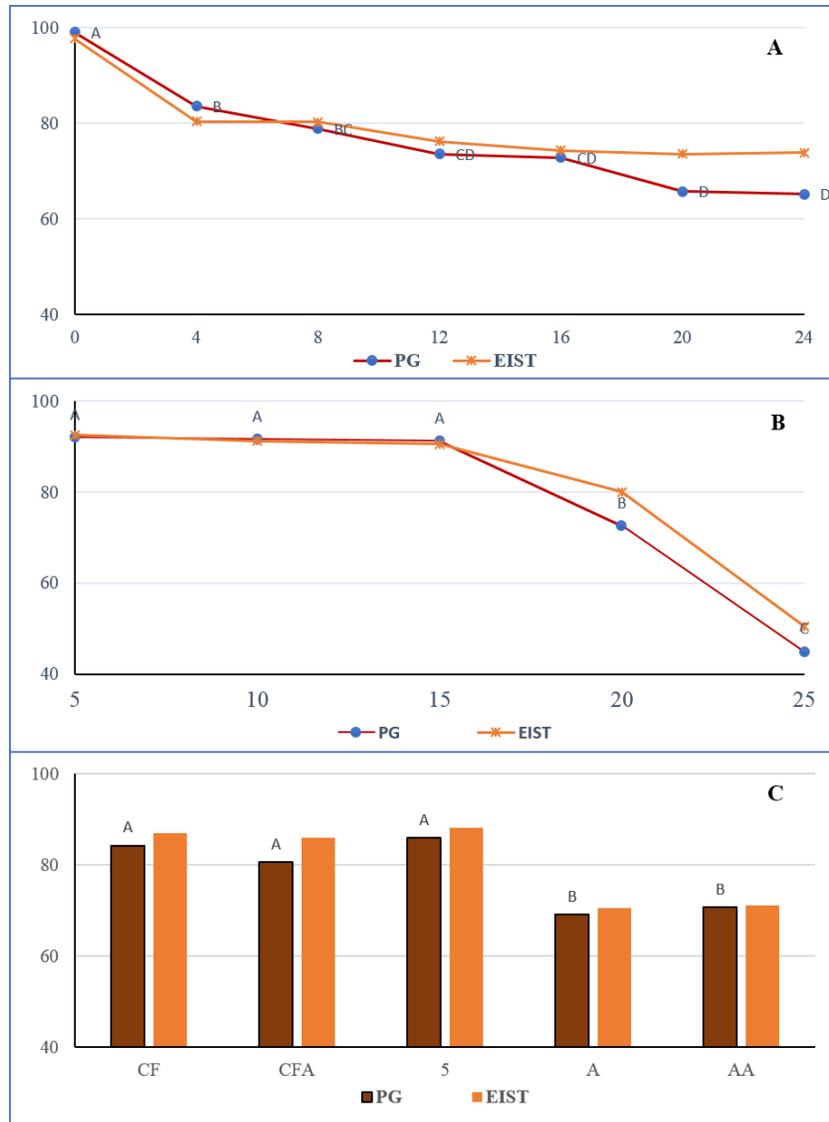


Figura 4.3. Porcentaje de germinación y viabilidad, a través de las diferentes evaluaciones (A), por nivel de humedad (B), y por efecto de las diferentes condiciones de conservación (C), en semillas de frijol. **CF:** Cuarto frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:** Enfriador doméstico a 5 °C, **A:** Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA:** Condiciones de ambiente con recipiente abierto.

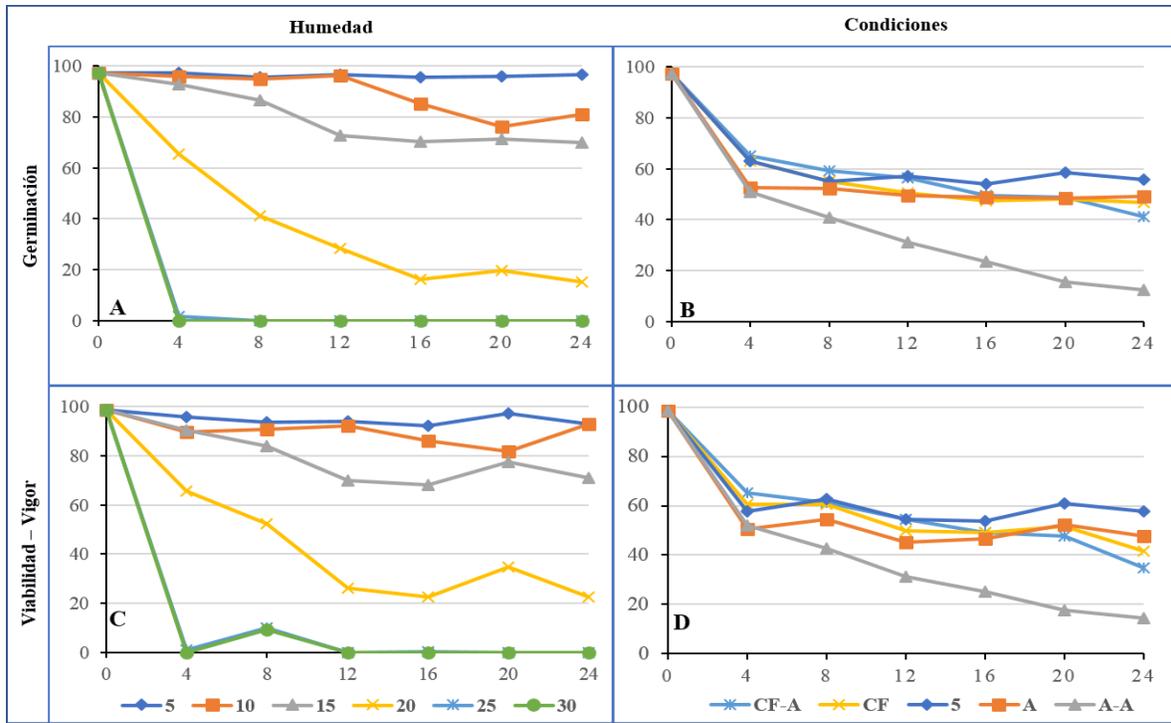


Figura 4.4. Porcentaje de germinación (A y B) y viabilidad - vigor (en diferentes niveles de humedad (A y C) y en las diferentes condiciones de conservación (B y D) en semillas de maíz. **CF:** Cuarto frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:** Enfriador doméstico a 5 °C, **A:** Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA:** Condiciones de ambiente con recipiente abierto.

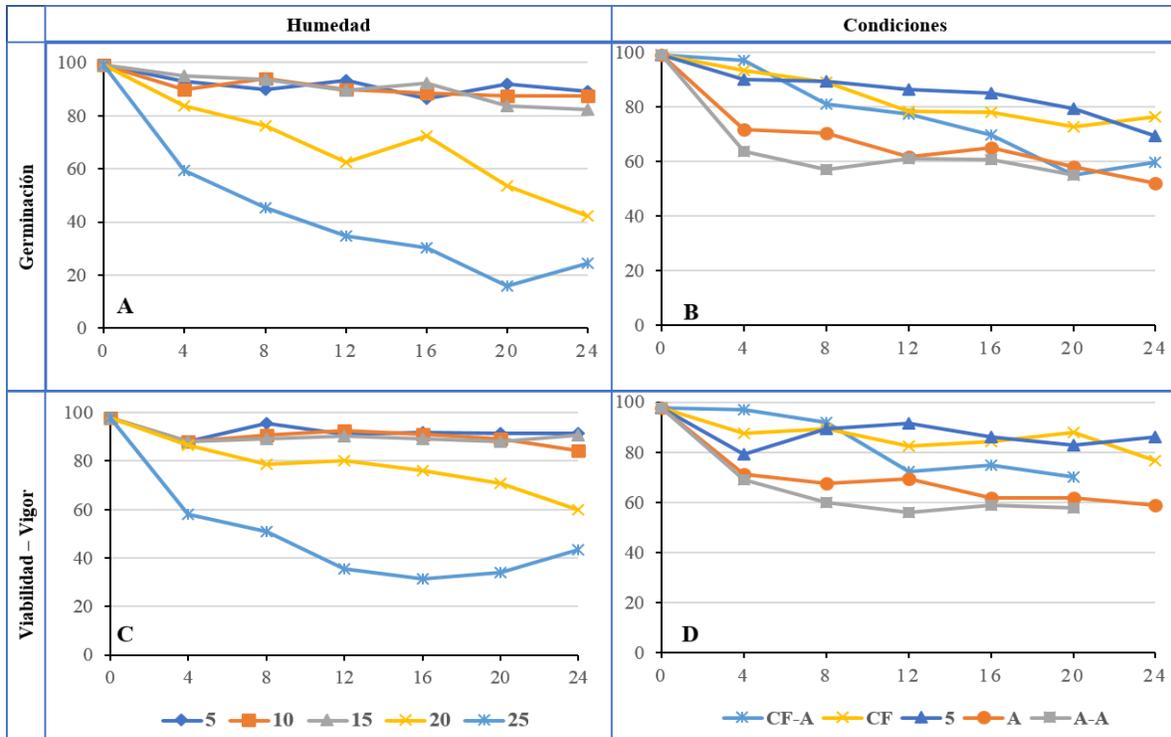


Figura 4.5. Porcentaje de germinación (A y B) y viabilidad - vigor (C y D) en diferentes niveles de humedad (A y C) y en las diferentes condiciones de conservación (B y D) en semillas de frijol. **CF:** Cuarto frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:** Enfriador doméstico a 5 °C, **A:** Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA:** Condiciones de ambiente con recipiente abierto.

Chile

El efecto de los tratamientos en las semillas de chile presentó un efecto similar que, en frijol y maíz, pues el porcentaje de germinación tuvo una tendencia a disminuir a medida que pasaban los meses (Figura 4.6 A), así como el nivel de humedad (Figura 4.6 B); por otro lado, en los tratamientos de condiciones de almacenamiento, los altos porcentajes de germinación se obtuvieron en las tres condiciones, cuarto frío, enfriador doméstico y ambiente, pero solamente con el envase sellado (Figura 4.6 C).

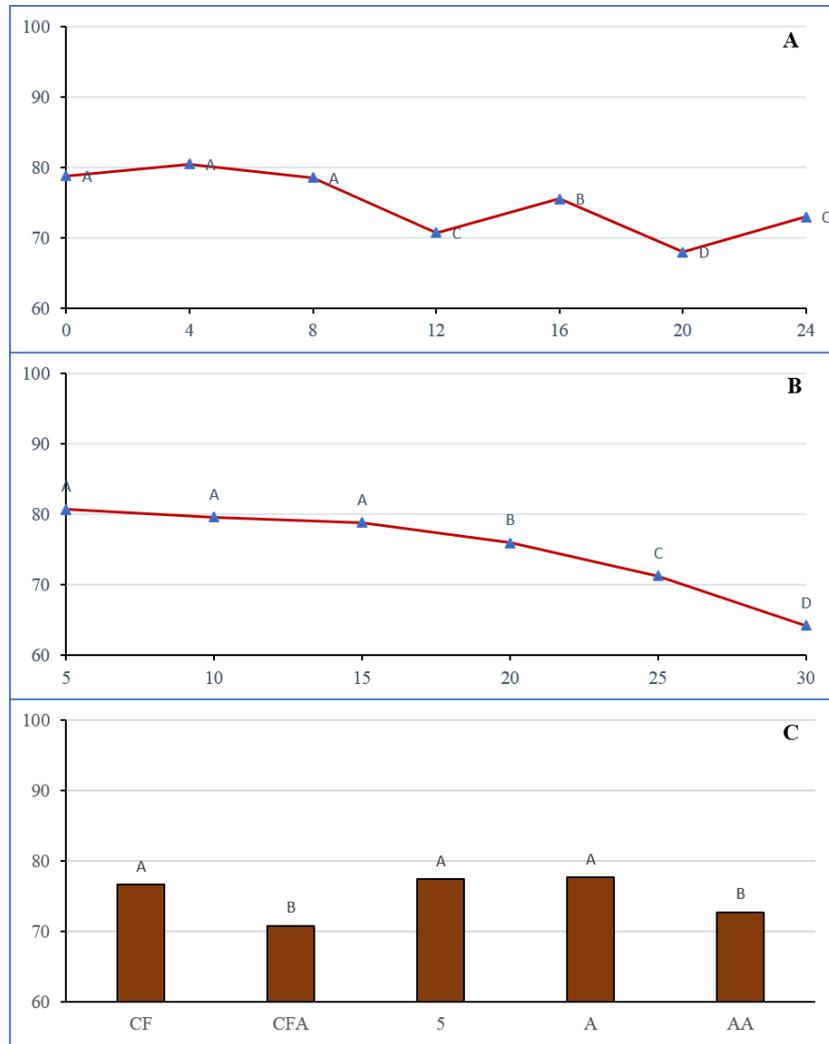


Figura 4.6. Porcentaje de germinación de semillas de chile a través de las diferentes evaluaciones (A), por nivel de humedad (B), y por efecto de las diferentes condiciones de conservación (C). **CF:** Cuarto frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:** Enfriador doméstico a 5 °C, **A:** Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA:** Condiciones de ambiente con recipiente abierto.

En la interacción entre tiempo de conservación y nivel de humedad inicial para las semillas de chile, se observó que los niveles de humedad que mantuvieron mayor porcentaje de germinación a través de las evaluaciones realizadas, los mejores fueron el nivel de humedad fueron 5, 10 y 15 % (Figura 4.6: A). Por otra parte, la interacción de condición de

conservación, se obtuvo mejores resultados en condiciones de cuarto frío y del enfriador doméstico con recipientes sellados (Figura 4.7: B).

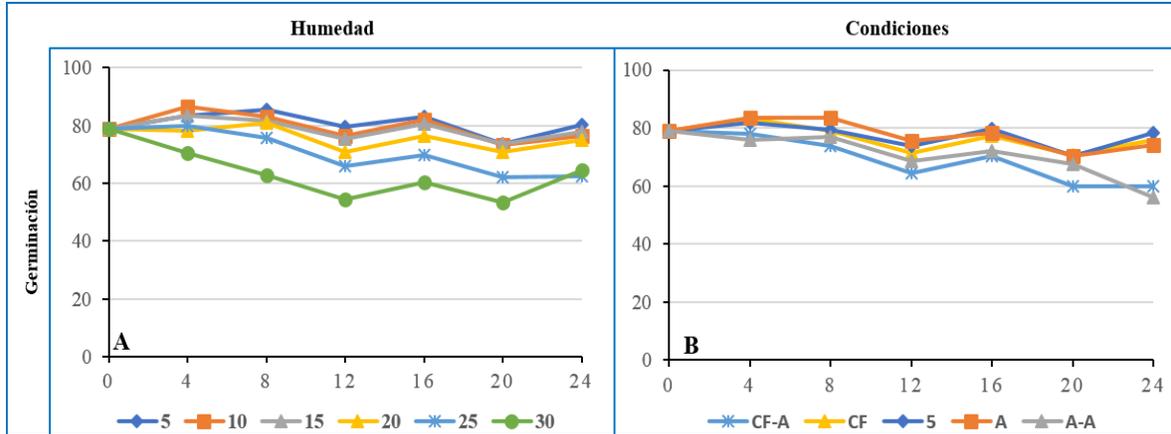


Figura 4.7. Porcentaje de germinación de semillas de chile en diferentes niveles de humedad (A), y en diferentes condiciones de conservación (B). **CF:** Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:** Enfriador doméstico a 5 °C, **A:** Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA:** Condiciones de ambiente con recipiente abierto.

Jitomate

En semillas de jitomate, tanto el tipo arrionado como citlal, mostraron la misma tendencia descendiente en el porcentaje de germinación a medida que pasaba el tiempo, el mismo comportamiento se observó por efecto de nivel de humedad inicial en las semillas (Figura 4.8). Por efecto de condición de almacenamiento, los tratamientos con mejor comportamiento fueron en condición de expuestos al ambiente tanto en recipiente abierto como sellado, así como en el enfriador doméstico, pero sólo en semillas de jitomate tipo riñón. En condiciones de cuarto frío la respuesta fue mejor en recipiente sellado, para ambos tipos de jitomate (Figura 4.8).

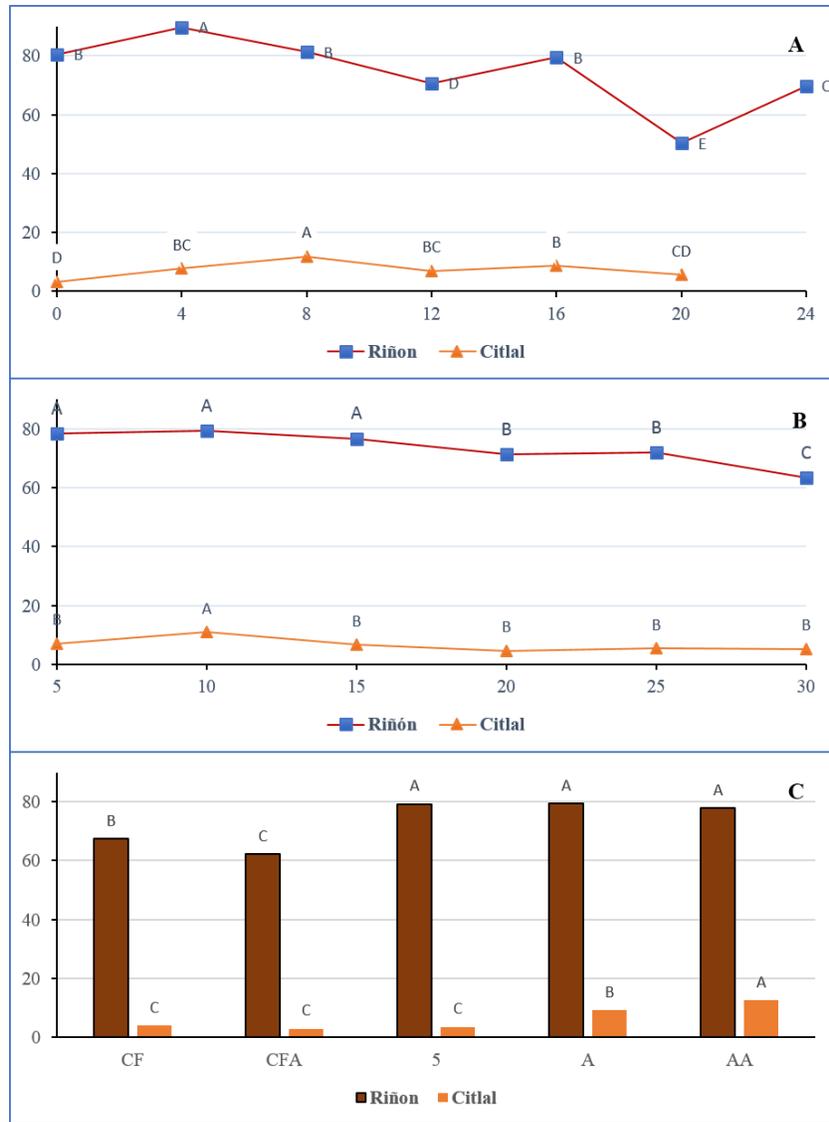


Figura 4.8. Porcentaje de germinación a través de las diferentes evaluaciones (A), por nivel de humedad (B), y por efecto de las diferentes condiciones de conservación (C), en semillas de jitomate arriñonado y de jitomate citlal. **CF:** Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:** Enfriador doméstico a 5 °C, **A:** Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA:** Condiciones de ambiente con recipiente abierto.

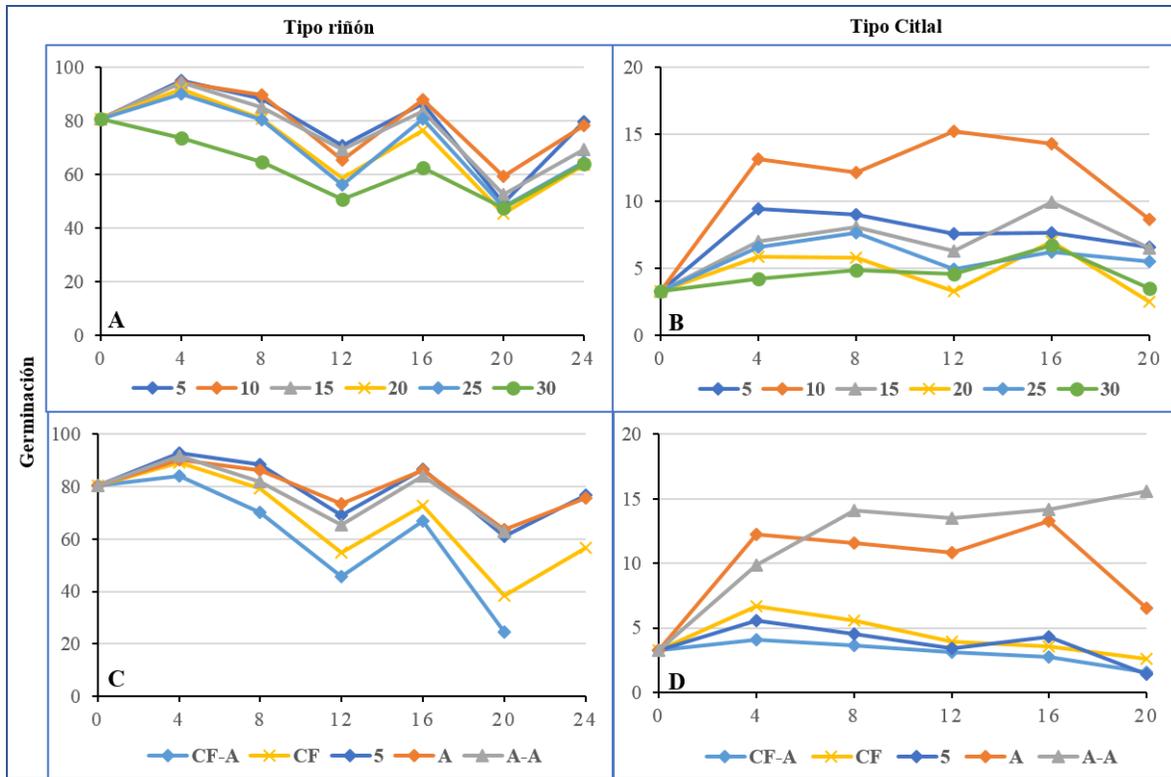


Figura 4.9. Porcentaje de germinación en diferentes niveles de humedad (A y B), y en diferentes condiciones de conservación (C y D) en semillas de jitomate tipo riñón (A y C), y citlal (B y D). **CF:** Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:** Enfriador doméstico a 5 °C, **A:** Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA:** Condiciones de ambiente con recipiente abierto.

Amaranto

En semillas de *Amaranthus*, el comportamiento del porcentaje de germinación en ambas muestras por efecto de tiempo en resguardo siguió una ligera tendencia de incremento, mientras que por efecto de nivel de humedad inicial provocó el decremento de porcentaje de germinación a medida que la humedad inicial de la semilla se incrementa. Por efecto de condiciones de conservación, el tratamiento con recipiente sellado se tuvo mejor resultado, mientras que la conservación en condición de ambiente expuesta se obtuvo mejor respuesta (Figura 4.10).

Los resultados de interacción entre nivel de humedad y condición de conservación a través de las evaluaciones, indican que el porcentaje de germinación por nivel de humedad los resultados más altos tanto en amaranto como quintonil, fueron con 10, 15 y 20 % de humedad inicial en las semillas (Figura 4.11: A y B).

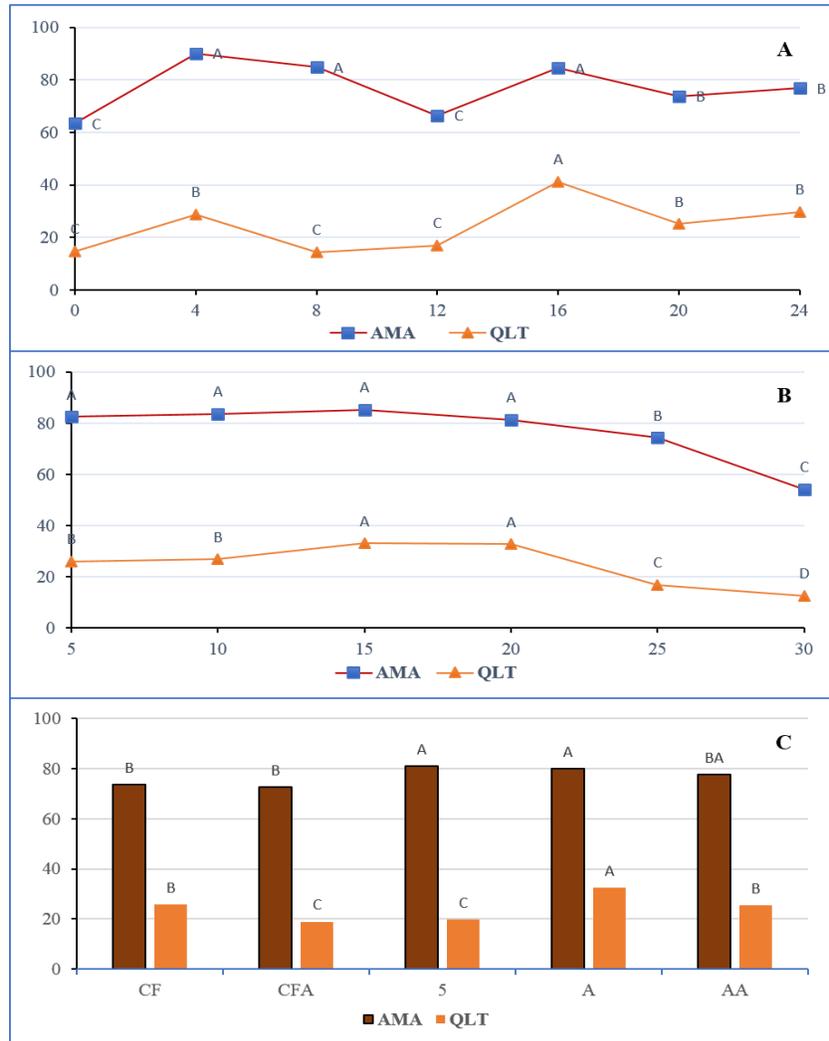


Figura 4.10. Porcentaje de germinación a través de las diferentes evaluaciones (A), por nivel de humedad (B), y por efecto de las diferentes condiciones de conservación (C), en semillas de amaranto y de quintonil. **CF:** Cuarto Frío con recipiente sellado, **CFA:** Cuarto frío con recipiente abierto, **5:** Enfriador doméstico a 5 °C, **A:** Condición de ambiente con recipiente sellado, **AA:** Condiciones de ambiente con recipiente abierto.

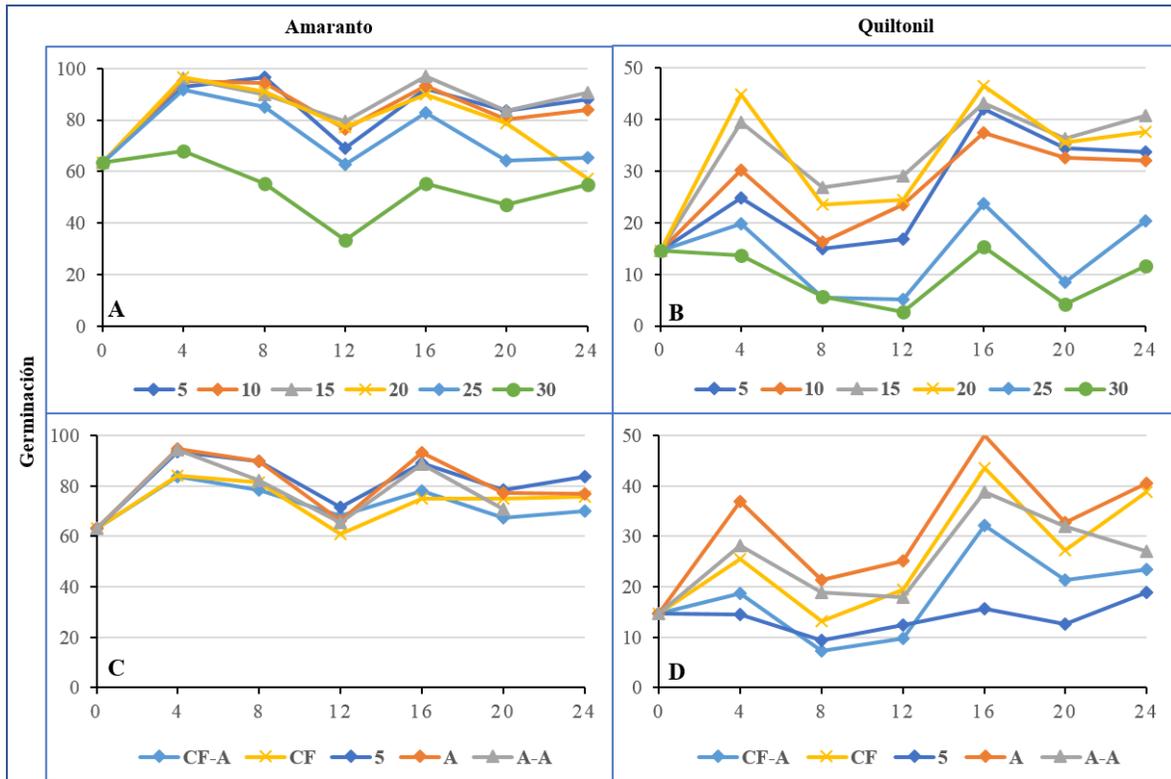


Figura 4.11. Porcentaje de germinación en diferentes niveles de humedad (A y B), y en diferentes condiciones de conservación (C y D) en semillas de amaranto (A y C), y quintonil (B y D). CF: Cuarto Frío con recipiente sellado, CFA: Cuarto frío con recipiente abierto, 5: Enfriador doméstico a 5 °C, A: Condición de ambiente con recipiente sellado, AA: Condiciones de ambiente con recipiente abierto.

En amaranto, en ambas muestras (Figura 4.11), la germinación a través de las diferentes evaluaciones durante la prueba, la tendencia no es continua, esto puede deberse a que las especies de quintonil y amaranto presentan un comportamiento silvestre, en el que se registra mucha variación en el porcentaje de germinación. Estos resultados concuerdan con lo reportado por Hernández-Verdugo *et al.* (2010), en el que evaluaron la variación de la germinación de semillas entre plantas y de cuatro poblaciones de chile silvestre (*Capsicum annuum* var. *glabriusculum*). La respuesta diferencial a ciertas condiciones durante la germinación, es una característica que define a las semillas de especies silvestres, y la

diversidad existente en la especie (Martínez-Sánchez *et al.*, 2010), para hacer frente a las condiciones cambiantes, de esta forma se evita la competencia (Shütz y Rave, 2003; Meyer *et al.*, 1995).

En los dos tipos de jitomate incluidos en el estudio, así como las semillas de amaranto, se observó que los niveles de porcentaje de germinación (Figura 4.8; 4.10), se encontró diferencias significativas estadísticamente ($P \leq 0.05$), en este caso jitomate citlal y quintonil tuvieron menor porcentaje de germinación que son variantes no cultivadas ampliamente y esto se debe a que en el análisis inicial de la semilla se observó gran cantidad de semilla vana, mientras que jitomate arriñonado y amaranto registraron altos porcentajes de germinación (Sosa-Luría *et al.*, 2012). La calidad de la semilla, principalmente en plantas con rasgos silvestres, es resultado de las condiciones micro ambientales en las que la planta madre se desarrolla (Scatena *et al.*, 2006; Schmidt, 2007), y los obtenidos de jitomate arriñonado son comparables con materiales mejorados, como lo reporta Juárez-López *et al.* (2009), al evaluar la calidad de frutos de genotipos nativos de jitomate arriñonado del Estado de Guerrero, usando como testigo un híbrido.

La disminución de viabilidad, así como el porcentaje de germinación en semillas bajo conservación, es causada por factores como el tiempo y condiciones de almacenamiento (Udoh *et al.*, 2000), como consecuencia del envejecimiento de las semillas (Enríquez-Peña *et al.*, 2004), y ésta puede pasar de 100 a 0 % en poco tiempo, como lo reporta Orantes-García *et al.* (2013), en donde analizan la viabilidad de semillas de tres especies de árboles tropicales, en el que la viabilidad declinó de 100 a 15 %, en tan sólo 12 meses de almacenamiento. Por otra parte, las semillas de maíz y frijol, tienen un tamaño medianamente grande, por lo que su contenido de reservas es mayor que en otras semillas, lo que ayuda a mantener la viabilidad durante el almacenamiento, además también ayuda a las plántulas durante la germinación y su posterior establecimiento (Barbour *et al.*, 1999; Venable y Pake, 1999).

Las condiciones de conservación tienen un efecto importante en la semilla para mantener la capacidad de germinar (Udoh *et al.*, 2000), principalmente el nivel de temperatura en que se conservan las semillas. En el presente estudio, las semillas que presentaron mayor nivel de germinación a través de las diferentes evaluaciones realizadas, fueron aquellos en que se

mantuvieron en condiciones de baja temperatura. Lo anterior, concuerda con lo reportado por Tommasi *et al.* (2006), al analizar el comportamiento de semillas de *Ginkgo biloba* en conservación a diferentes temperaturas (4 y 25 °C), y evaluar la viabilidad a los 6 y 12 meses; en obtuvo como resultado que las semillas conservadas a 4 °C sobrevivieron hasta 12 meses, mientras que las conservadas a 25 °C murieron a los 6 meses de conservación, incluso antes. Otro factor que afecta las semillas en almacenamiento y que disminuye en gran medida la calidad, es la presencia de hongos e insectos, principalmente en sistemas de almacenamiento tradicionales o de baja tecnología (Udoh *et al.*, 2000).

En semillas de jitomate citlal (Figura 4.8) y quintonil (Figura 4.10), ambos con características silvestres, tuvieron un comportamiento particular en el porcentaje de germinación en las diferentes evaluaciones llevadas a cabo, ya que, en la segunda, tercera y cuarta evaluación tendieron a incrementar el porcentaje de germinación para luego decrecer paulatinamente. Este comportamiento es característico de especies no domesticadas, como lo reporta Alvarado-Vázquez *et al.* (2015), al analizar la germinación y viabilidad de semillas de candelilla en respuesta a la madurez, peso y tiempo de almacenamiento de las semillas, en el que los altos porcentajes de germinación se registraron después de 5 meses de almacenamiento. Por otra parte, las semillas de especies silvestres generalmente requieren de algún tipo de estimulantes para activar y homogenizar la germinación, como frío, calor, o algún producto químico (García *et al.*, 2010). Además, son características de especies que forman bancos de semilla en suelo con la finalidad de producir plántulas de manera continua para reemplazar plantas que mueren por diferentes causas (Khurana & Singh, 2001; Bedoya-Patiño *et al.*, 2010), y así aumentar las posibilidades de una germinación exitosa y opciones de supervivencia (Finkelstein *et al.*, 2008; Finch-Savage & Leubner-Metzger, 2006). Generalmente, las semillas de especies como quintonil y jitomate citlal, su conservación se lleva a cabo en campo asociados con otros cultivos, debido a la baja cantidad de semilla viable que producen; esta práctica es parte del conocimiento que los agricultores locales han adquirido durante muchas generaciones (Berkes *et al.*, 2000),

Prolongar la longevidad de semillas en conservación depende de diferentes factores que afectan la viabilidad, sin embargo, la que tienen mayor importancia es la genética (Sun *et al.*, 2007), que determina la posibilidad de que una semilla pueda llegar a establecerse a una

planta (Bettey *et al.*, 2000), la baja temperatura del área de conservación, así como el bajo contenido de humedad inicial (Camelia, 2014), en estas condiciones las semillas se sitúan en un estado estático, o de mínimo actividad celular (Walters *et al.*, 2005). En este aspecto, el estudio de la temperatura combinado con la humedad, como lo reportan Usberti y Gomes (1998), en semillas de maní, con el objetivo de establecer una ecuación de predicción de la viabilidad de semillas en conservación, en el que se obtuvo mayor longevidad las conservadas en condiciones de baja temperatura y menor contenido de humedad inicial, lo cual concuerda con los resultados obtenidos en el presente trabajo, específicamente en semillas de frijol, maíz, chile y jitomate arriñonado. La longevidad depende del vigor de la semilla que al principio del resguardo poseer, que generalmente el mayor nivel de vigor se ubica cerca de la maduración (Zhang & Wang, 2005; Wang *et al.*, 2000).

Para algunas especies conservar la semilla en temperaturas algo elevadas en periodos cortos favorece el porcentaje y tiempo de germinación, como en el caso de pasto azul (*Poa pratensis* L.), reportado por Sveinsson & Bjornsson (1994).

La genética juega un papel muy importante durante la conservación de las semillas (Sun *et al.*, 2007), tal como lo reportan Sattler *et al.* (2004), al realizar estudios con plantas de *Arabidopsis thaliana*, al aislar y caracterizar *loci* precursores de la vitamina E, *vte 1* y *vte 2*, que cuando se limita su expresión pueden presentarse defectos durante la germinación y establecimiento de la plántula, por otra parte en ausencia de dichas vitamina en el tejido causa un incremento de la oxidación de las semilla durante la conservación, la germinación y durante la emergencia. La vitamina E también confiere flexibilidad a las membranas de las células, lo que ayuda a evitar daños en estas estructuras por cambios ambientales (Wang & Quinn, 2000).

CONCLUSIONES

La viabilidad y poder germinativo, características de la calidad fisiológica, son afectadas por las condiciones de conservación, principalmente el nivel de humedad de la semilla, humedad relativa y temperatura, pudiendo disminuir dichas propiedades hasta cero en un corto lapso de tiempo.

Para prolongar la viabilidad de las semillas ortodoxas, aspecto que se relaciona con la disminución de la humedad de la semilla, 5 % de su peso, es conveniente introducirlas en un recipiente sellado, que impida la entrada de humedad a éste. Además, es importante colocar los envases en condiciones de baja temperatura, de -18 a -5 °C, con el fin de disminuir la respiración y la actividad metabólica de las semillas.

REFERENCIAS CITADAS

- Alvarado-Vázquez, M. A., Foroughbakhch, R., Guzmán-Lucio, M. A., Rocha-Estrada, A., Hernández-Piñero, J. L., Cárdenas-Ávila, M. L. & Soto-García, B. M. (2015). Efecto de la madurez del fruto, peso de la semilla y tiempo de almacenamiento en la viabilidad y germinación de la semilla de candelilla (*Euphorbia antisiphylitica* Zucc.). *Revista Internacional de Botánica Experimental*, 84, 70-79.
- Barbour, M. G., Burk, J. H., Pitts, W. D., Gillian, F. S. & Schwartz, M. W. (1999). Allocation and life history patterns. En: *Terrestrial Plant Ecology*. (pp. 88-116). Third Edition. Benjamin Cummings. An Imprint of Addison Wesley Longman, Inc.
- Bedoya-Patiño, J. G., Estévez-Varón, J. V. & Castaño-Villa, G. J. (2010). Banco de semillas del suelo y su papel en la recuperación de los bosques tropicales. *Boletín Científico - Museo Historia Natural*, 14(2), 77-91.
- Berkes, F., Colding, J. & Folke, C. (2000). Rediscovery of traditional ecological knowledge as adaptive management. *Ecological Applications*, 10(5), 1251-1262.
- Betty, M., Finch-Savage, E. E., King, G. J. & Lynn, J. R. (2000). Quantitative genetic analysis of seed vigour and pre-emergence seedling growth traits in *Brassica oleracea*. *New Phytologist*, 148, 277-286.

- Camelia, T. (2014). The vigour of maize seeds. *Agriculture-Science and Practice*, 3(4), 91-92.
- Castro, N. S., López, S. J. A., Pecina, M. J. A., Mendoza, C. Ma de C. & Reyes, M. A. A. (2013). Exploración de germoplasma nativo de maíz en el centro y sur de Tamaulipas, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 4(4), 645-653.
- Enríquez-Peña, E. G., Suzán-Azpiri, H. & Malda-Barrera, G. (2004). Viabilidad y germinación de semillas de *Taxodium mucronatum* (Ten.) en el Estado de Querétaro, México. *Agrociencia*, 38(3), 375-381.
- Fernández, S. R., Morales, C. L. A. & Gálvez, M. A. (2013). Importancia de los maíces nativos de México en la dieta nacional. Una Revisión indispensable. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 36(3-A), 275-283.
- Finch-Savage, W. E. & Leubner-Metzger, G. (2006). Seed dormancy and the control of germination. *New Phytologist*, 171(3), 501-523.
- Finkelstein, R., Reeves, W., Ariizumi, T. & Steber, C. (2008). Molecular Aspects of seed dormancy. *Annual Review of Plant Biology*, 59, 387-415.
- Flores-Pérez, L., Antonio, L. P., Gil-Muñoz, A., Santacruz-Varela, A. & Chávez- Servia, J. L. (2015). Variación intra-racial de maíces nativos del altiplano de Puebla, México. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias*, 47(1), 1-17.
- García, F. A., Montes, H. S., Rangel, L. J. A., García, M. E. & Mendoza, E. M. (2010). Respuesta fisiológica de la semilla chile piquín [*Capsicum annuum* var. *glabriusculum* (Dunal) Heiser & Pickersgill] al ácido giberélico e hidrotermia. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 1(2), 203-216.
- Guillen-de la Cruz, P., de la Cruz-Lázaro, E., Rodríguez-Herrera, S. A., Castañón-Nájera, G., Gómez-Vázquez, A. & Lozano-del Rio, A. J. (2014). Diversidad morfológica de poblaciones de maíces nativos (*Zea mays* L.) del estado de Tabasco, México. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias*, 46(2), 239-247.
- Hernández-Verdugo, S., López-España, R. G., Porras, F., Parra-Terraza, S., Villareal-Romero, M. & Osuma-Enciso, T. (2010). Variación en la germinación entre poblaciones y plantas de chile silvestre. *Agrociencia*, 44, 667-677.

- Juárez-López, P., Castro-Brindis, R., Colinas-León, T., Ramírez-Vallejo, P., Sandoval-Villa, M., Reed, D. W., Cisneros-Zevallos, L. & King, S. (2009). Evaluación de calidad en frutos de siete genotipos nativos de jitomate (*Lycopersicon esculentum* var. cerasiforme). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 15(2), 5-9.
- Khurana, E. & Singh, J. S. (2001). Ecology of tree seed and seedlings: Implications for tropical forest conservation and restoration. *Current Science*, 80 (6), 748-757.
- Martínez-Sánchez, D., Pérez-Grajales, M., Rodríguez-Pérez, J. E. & Moreno, P. E. del C. (2010). Colecta y Caracterización morfológica de chila de agua (*Capsicum annum* L.) en Oaxaca, México. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 16(3), 169-176.
- Meyer, S. E., Kitchen, S. G. & Carlson, S. L. (1995). Seed germination regulation timing patterns in intermountain *Penstemon* (Scrophulariaceae). *American Journal of Botany*, 82 (3), 377-389.
- Moreno, M. E. (1996). Análisis físico y biológico de semillas agrícolas. (pp. 393). 3ra Edición. Instituto de Biología, UNAM. México.
- Orantes-García, C., Pérez-Ferrera, M. A., Rioja-Paradela, T. M. & Garrido-Ramírez, E. R. (2013). Viabilidad y germinación de semillas de tres especies arbóreas nativas de la selva tropical, Chiapas, México. *Polibotánica*, 36, 117-127.
- Pérez, G. F. (2002). Viabilidad, vigor, longevidad y conservación de semillas. En González-Andrés, F. & Pita, J. M. (Eds). *Conservación y caracterización de recursos fitogenéticos*. (pp. 51-61). INEA, Madrid.
- Sattler, S. E., Gilliland, L. U., Magallanes-Lundback, M., Pollard, M. & Dellapenna, D. (2004). Vitamin E is essential for seed longevity and for preventing lipid peroxidation during germination. *The Plant Cell*, 16, 1419-1432.
- Scatena, V. L., Segecin, S. & Coan, A. I. (2006). Seed morphology and postseminal development of *Tillandsia* L. (Bromeliaceae) from the “Campus Gerais” Paraná, Southern Brazil. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 49, 945-951.
- Schmidt, L. H. (2007). *Tropical Forest Seed*. (pp. 410). Springer-Verlag Berlin Heidelberg, New York, USA.

- Schütz, W. & Rave, G. (2003). Variation in seed dormancy of the wetland sedge, *Carex elongata*, between populations and individuals in two consecutive years. *Seed Science Research*, 13, 315-322.
- Sosa-Luría, D., Chávez-Servia, J. L., Mondragón- Chaparro, D., Estrada-Gómez, J. A. & Ramírez-Vallejo, P. (2012). Viabilidad y germinación de semillas de seis especies de *Tillandsia* (BROMELIACEAE) de Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 35(5 esp.), 37-42.
- South, D. B., Boyer, J. N. & Bosh, L. (1985). Survival and growth of loblolly pine as influenced by seedling grade: 13 year results. *Southern Journal of Applied Forestry*, 9, 76-81.
- Sun, Q., Wang, J. & Sun, B. (2007). Advances on seed vigor physiological and genetic mechanisms. *Agricultural Sciences in China*, 6(9), 1060-1066.
- Sveinsson, T. & Bjornsson, H. (1994). The effect of seed maturity, drying temperature, and storage temperature on germination and viability in Icelandic *Poa pratensis* L. *Icelandic Agricultural Science*, 8, 59-71.
- Tammasi, F., Paciolla, C., Concetta, de P. M. & De Gara, L. (2006). Effects of storage temperature on viability, germination and antioxidant metabolism in *Ginkgo biloba* L. seeds. *Plant Physiology and Biochemistry*, 44, 359-368.
- Turiján, A. T., Damián, H. M. A., Ramírez, V. B., Juárez, S. J. P. & Estrella, C. N. (2012). Manejo tradicional e innovación tecnológica en cultivo de maíz en San José Chiapa, Puebla. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(6), 1085-1100.
- Udoh, J. M., Cardwell, K. F. & Ikotun, T. (2000). Storage structures and aflatoxin content of maize in five agroecological zones of Nigeria. *Journal of Stored Products Research*, 36, 187-201.
- Usberti, R. & Gomes, R. B. R. (1998). Seed viability constants for groundnut. *Annals of Botany*, 82, 691-694.
- Venable, D. L. & Pake, C. E. (1999). Population ecology of desert plants. En: Robichaux, R. H. (ed). *Ecology of Desert Plants*. (pp. 115-142). The University of Arizona Press.

- Walters, C., Hill, L. M. & Wheeler, L. J. (2005). Dying while dry: Kinetics and mechanisms of deterioration in desiccated organisms. *Integrative and Comparative Biology*, 45(5), 751-758.
- Wang, X. & Quinn, P. J. (2000). The location and function of vitamin E in membranes (review). *Molecular Membrane Biology*, 17(3), 143–156.
- Wang, X. G., Han, J. G., Chen, Z. H., Zhu, Y. S. & Li, L. S. (2000). Studies on the vigor changes during seed maturation of Russian wildtype. *Acta Agrestia Sinica*, 8, 306-311.
- Weinberg, Z. G., Yan, Y., Chen, Y., Finkelman, S., Ashbell, G. & Navarro, S. (2008). The effect of moisture level on high-moisture maize (*Zea mays* L.) under hermetic storage conditions – *in vitro* studies. *Journal of Storder roducts Research*, 44, 136-144.
- Zhang, J. C. & Wang, H. (2005). Studies on the seed germination and viability of different maturation peanut. *Seed*, 24, 3-4.