



**CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN
DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIUM* SPP.**

Carlos Román Castillo-Martínez

Víctor Manuel Cisneros-Solano

Rafael Hernández-Marini

Jorge Cadena-Íñiguez

C. H. Avendaño-Arrazate

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIUM* SPP.

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIUM* SPP.

Carlos Román Castillo-Martínez

Víctor Manuel Cisneros-Solano

Rafael Hernández-Marini

Jorge Cadena-Íñiguez

C. H. Avendaño-Arrazate



Editorial del Colegio de Postgraduados

Título de la obra:

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN
DE *SECHIUM* spp.

Primera edición, 2013

© COLEGIO DE POSTGRADUADOS
© GRUPO INTERDISCIPLINARIO DE INVESTIGACIÓN
EN *SECHIUM edule* en MÉXICO, A. C.

Autores de la obra:

Carlos Román Castillo-Martínez
Víctor Manuel Cisneros-Solano
Rafael Hernández-Marini
Jorge Cadena-Íñiguez
C. H. Avendaño-Arrazate

Edición original publicada por:

© Colegio de Postgraduados
© Editorial del Colegio de Postgraduados

Coordinación editorial: Jorge Cadena

Corrección de estilo: Rocío Lavaniegos

Diseño y formación: Printing Arts México, S. de R. L. de C. V.

Propiedad de:

© Colegio de Postgraduados
Carretera México-Texcoco Km. 36.5
Montecillo, Texcoco
56230 Edo. de México
© Grupo Interdisciplinario de Investigación
en *SECHIUM edule* en México, A. C.
2013

ISBN: 978-607-715-164-7

© Reservados todos los derechos. No se permite la reproducción, total o parcial de este libro ni el almacenamiento en un sistema informático, ni la transmisión de cualquier forma o cualquier medio electrónico, mecánico, fotocopia, registro u otros medios sin el permiso previo y por escrito de los titulares del copyright.

Impreso en México

Printed in México

Índice

1. INTRODUCCIÓN	7
CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE CHAYOTE (<i>SECHIUM</i> spp.)	7
2. LA DIVERSIDAD E IDENTIDAD GENÉTICA	9
2.1. Origen, endemismo	9
2.2. Distribución e inventario	20
2.3. Distribución de la colección de <i>Sechium</i> spp.	23
2.4. Siniestros	25
2.5. Conservación de la identidad genética	27
3. MICRO PROPAGACIÓN	29
3.1. Micro propagación a través de meristemas	29
3.2. Actividades preliminares	30
3.2.1. Disección y desinfección de segmentos de tallo o yemas	30
3.2.2. Colecta del material	30
3.2.3. Preparación de medio de cultivo	32
3.2.4. Balance de reguladores de crecimiento	32
3.2.5. Establecimiento <i>in vitro</i> , multiplicación y enraizamiento	33
3.2.6. Condiciones ambientales	34
3.2.7. Subcultivos	34
3.2.8. Adaptación climática	34
3.2.9. Control de patógenos	35
3.2.10. Condiciones para la formación de callo	38
3.2.11. Condiciones para la regeneración de brotes	38
4. MACRO PROPAGACIÓN	39
4.1. Propagación de <i>Sechium</i> spp.	39
4.2. Propagación asexual	39
4.3. Propagación por estacas	40
4.4. Reguladores de crecimiento en la propagación asexual	40
4.4.1. Auxinas	40
5. MÉTODOS DE PROPAGACIÓN PARA CHAYOTE	41
5.1. Tratamientos	41
5.2. Obtención y manejo de los esquejes para medio líquido	41
5.3. Obtención de varetas, descripción y manejo del injerto	42
5.4. Obtención y manejo de los esquejes para medio sólido	42
6. ¿QUIÉN ES EL GISem?	53
7. LITERATURA	57

Los resultados de investigación publicados en esta obra son producto del apoyo financiero del Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos (SINAREFI-SNICS-SAGARPA) y las Líneas Prioritarias de Investigación: LPI 13: Comunidades Rurales Agrarias, Ejidos y Conocimiento Local del Colegio de Postgraduados (COLPOS), así como del apoyo en equipo e infraestructura de cada una de las instituciones con Investigadores integrantes en el GISEM, A.C.

“Este programa es público, ajeno a cualquier partido político. Queda prohibido el uso para fines distintos a los establecidos en el programa.”

1. INTRODUCCIÓN

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIUM* SPP.

México constituye el centro de origen de diversas especies del género *Sechium* spp., que incluye gran diversidad de genotipos o variantes biológicas. De las diez especies del género, destaca la variante biológica comestible denominada chayote [(*Sechium edule* (Jacq.) Sw.)] (Cucurbitaceae), el cual en la actualidad es un producto no tradicional de exportación (Cadena-Íñiguez *et al.*, 2001), cuyo uso principal es el alimentario (Lira-Saade, 1996). La planta puede ser aprovechada en su totalidad para consumo (raíz, hojas y puntas tiernas de las guías), sin embargo, el fruto en madurez hortícola o fisiológicamente maduro es el órgano principal de consumo. Esta especie presenta una amplia variación en la forma y color de frutos, muchos de los cuales se conocen únicamente en mercados locales. La importancia económica que cada tipo de chayote representa se basa, principalmente, en la preferencia local, la cual, aunque en la mayoría de los casos es muy limitada, ha permitido conservar tanto su identidad fenotípica como su nomenclatura etnobotánica.

En consideración a la importancia que esta especie tiene para la economía de México y países de Centroamérica, a principios de los años ochenta, se desarrollaron grandes esfuerzos para conservar dicha variación a través de la colecta, caracterización de frutos y formación de colecciones de plantas vivas. Se crearon catálogos de frutos con accesiones de Puebla, Veracruz, Chiapas y Oaxaca en México por

Cruz-León y Querol-Lipcovich (1985), Newstrom (1986), y de Guatemala hasta Panamá por Maffioli (1981). Lamentablemente, problemas sanitarios como la pudrición de raíces, ataque de plagas, heladas y ocasional daño por ganado, causaron la pérdida gradual de este material. En 1982 se dio la baja definitiva de 15 accesiones; posteriormente, de seis más en 1983; ocho en 1984; 29 en 1985; 22 en 1986; 15 en 1987; cinco en 1988; 29 en 1989 y, finalmente, 44 en 1990 (Ortega y Paczka, 1998).

Otras colecciones formadas en Celaya, Guanajuato, México (Lira, 1992), así como, la colección ubicada en el CATIE, en Turrialba y otra más formada en Fraijanes, Alajuela, ambas en Costa Rica, fueron perdidas en su totalidad entre 1988-90 (Brenes-Hine, 2002). Un factor más de riesgo con el *S. edule* es que, como en muchas especies económicas, un tipo de chayote puede desplazar en mediano plazo al resto de las variantes biológicas por ser el que se exporta.

Respecto a los parientes silvestres, las poblaciones han disminuido principalmente porque los pobladores adyacentes a los núcleos silvestres no consideran ventaja alguna en su conservación, por el contrario, al ser amargo lo eliminan para evitar cruzamientos con los cultivados, o bien ocupan los sitios donde crece para establecer cultivos como el café. De los sitios reportados por Cruz-León y Querol-Lipcovich (1985), Newstrom (1986), únicamente se encontró

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHUM* spp.

uno con plantas; y de cinco sitios reconocidos por productores de las localidades de Tonalixco, Cuesta del Mexicano y Capoluca, en Veracruz, únicamente se localizaron tres (Cadena-Íñiguez, 2005; Cadena-Íñiguez y Avendaño-Arrazate, 2005).

En 2007, el Grupo Interdisciplinario de Investigación en *Sechium edule* en México (GISeM),

creó el Banco Nacional de Germoplasma de *Sechium* spp. (BANGESe), como medida importante para preservar su biodiversidad, facilitar la investigación e incrementar las formas actuales de utilización, de tal forma, que se conservan actualmente 245 accesiones procedentes de diez estados de México, además de Guatemala y Costa Rica.

2. LA DIVERSIDAD E IDENTIDAD GENÉTICA

2.1 ORIGEN, ENDEMISMO

A diferencia de lo que ocurre con otras especies cultivadas, no existen evidencias arqueológicas que ayuden a precisar la antigüedad de origen y manejo del *Sechium* spp. La testa suave de la semilla y su fruto carnoso no permiten su conservación (Lira, 1995). La mayor evidencia de su origen es la existencia de chayotes silvestres en la región centro y sur de México y Centroamérica.

Se considera al término moderno chayote como una modificación de los vocablos náhuatl *chayotl* y *huiztayotl*, lo cual confirmaría el uso de esta planta desde tiempos precolombinos (Cook, 1901). De acuerdo a los datos mencionados por Patrick Browne (1756) —quién se basó en la información de Sloane (1689) y ambos son citados por Reinecke (1898)—, se considera que el chayote fue introducido a las islas de Cuba, Jamaica y Puerto Rico por los españoles.

De acuerdo al valor alimenticio de este fruto y su facilidad para crecer en diferentes sitios climáticos, se realizó su desplazamiento a otras localidades como California, Louisiana, Hawaii y Filipinas en 1898, y un año más tarde a La Florida, buscando condiciones de clima y suelos semejantes a los observados en el Caribe.

En la búsqueda del origen de *S. edule*, Newstrom (1986) realizó colectas de los parientes silvestres en los estados de Oaxaca y Veracruz, México, y clasificó lo encontrado con base en la variación morfológica de los frutos como chayotes silvestres tipo I y tipo II.

De acuerdo a Cruz-León (1985-86), el chayote silvestre tipo I es reliquia de los verdaderos antecesores silvestres del chayote domesticado, mientras que el chayote tipo II pudo ser el resultado de cruzamientos espontáneos de plantas silvestres con los ya domesticados, favorecidos por la proximidad de las áreas de cultivo. Trabajos posteriores realizados por Lira y Chiang (1992), Lira (1995), Lira-Saade (1996) y Lira *et al.* (1999) no mostraron evidencias de la existencia de algún ancestro de los actuales parientes silvestres. Recientes estudios morfoestructurales, químicos y genéticos han demostrado que, efectivamente, las poblaciones silvestres ubicadas en los municipios centrales de Veracruz, México, son ancestros de las variantes cultivadas (Cadena-Íñiguez *et al.*, 2005).

Las Figuras 1, 2, 3, 4 muestran los principales sitios geográficos de riqueza biológica del género *Sechium* spp., ubicados en México, Guatemala y Costa Rica, que dieron paso a la formación del banco de germoplasma en México.

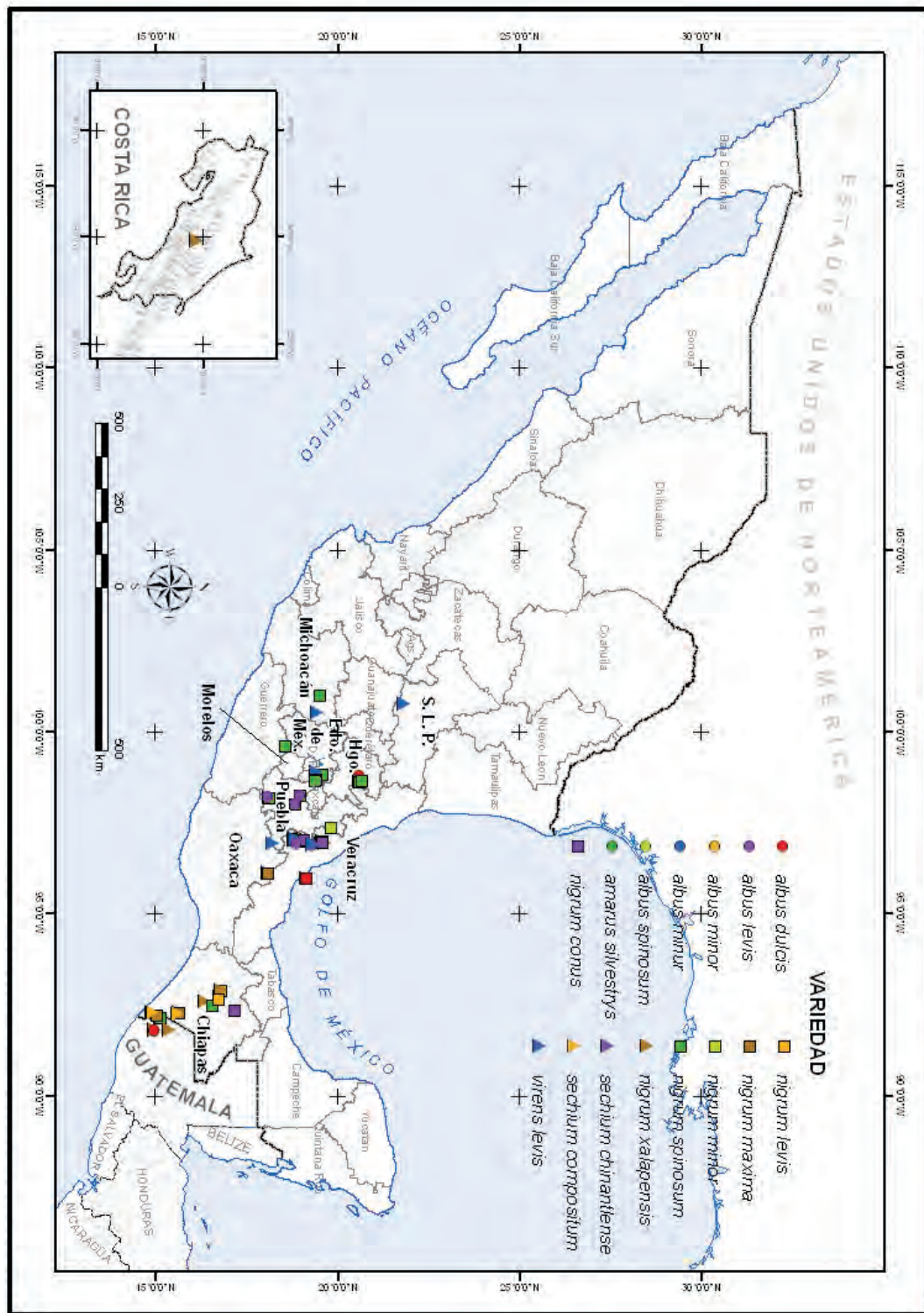


Figura 1. Ubicación geográfica de las accesiones de *Sechium* spp. en México, Guatemala y Costa Rica.

2. La diversidad e identidad genética

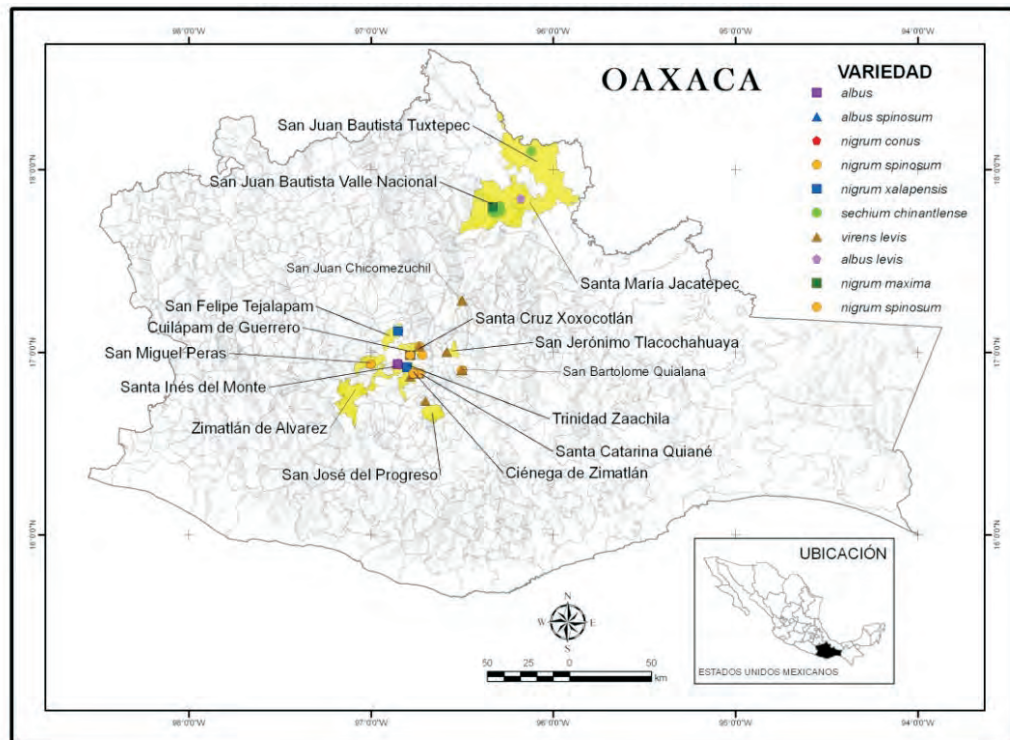
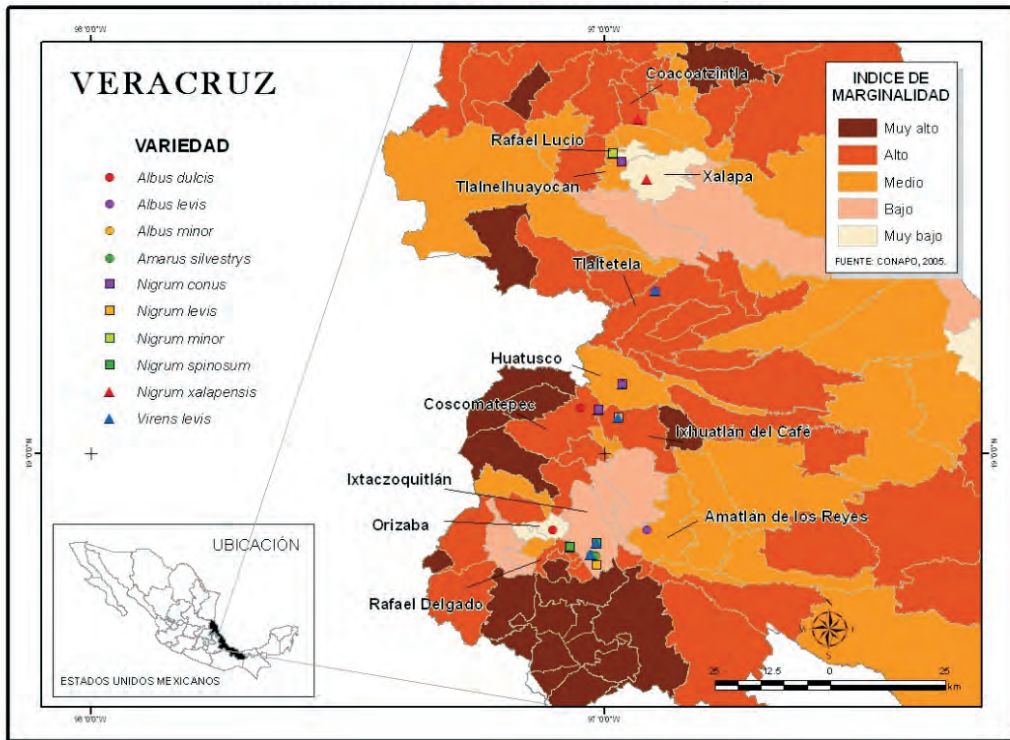


Figura 2. Ubicación geográfica de las accesiones de *Sechium* spp. en Veracruz y Oaxaca, México.

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIUM* spp.

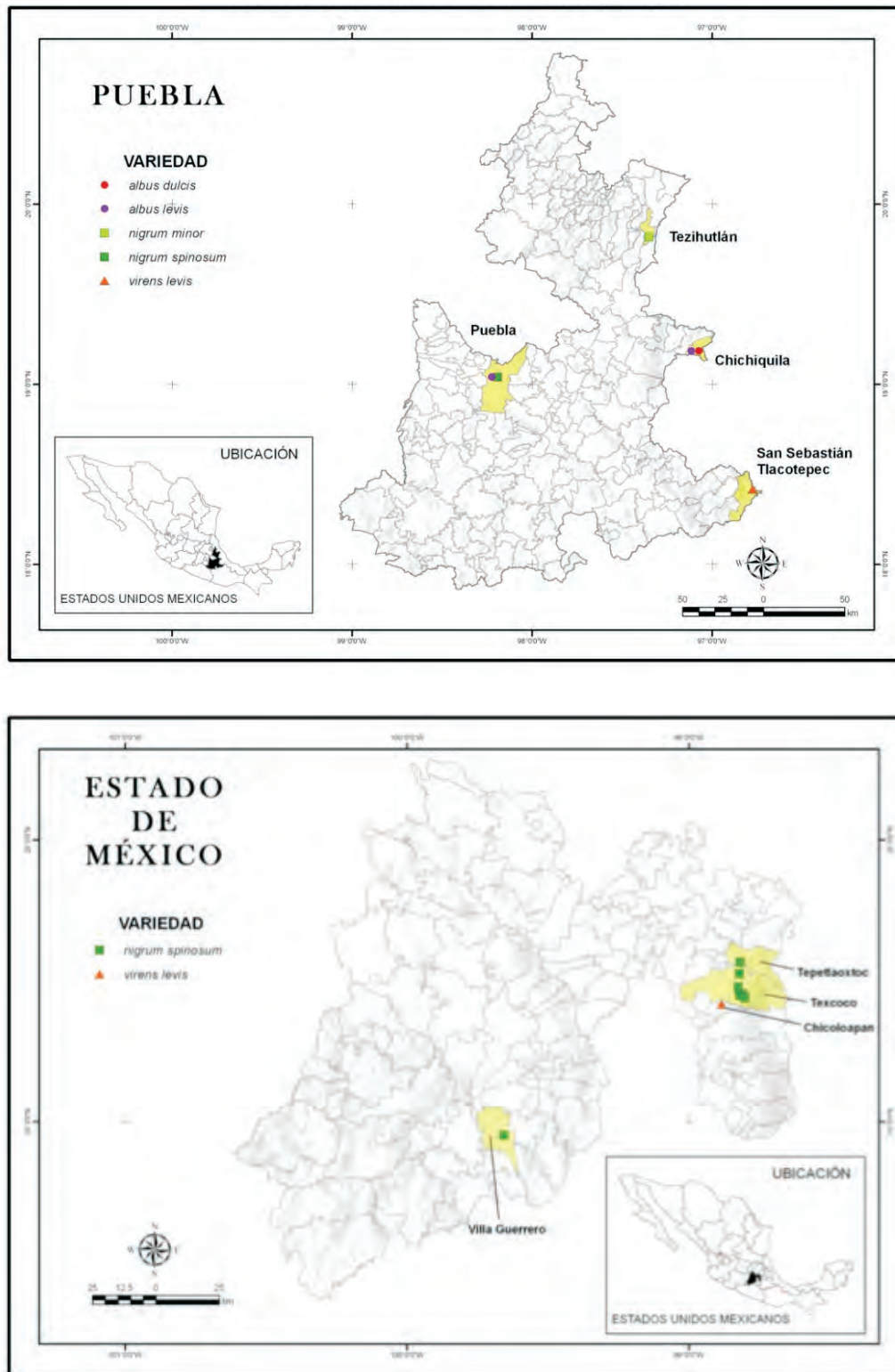


Figura 3. Ubicación geográfica de las accesiones de *Sechium* spp. en Puebla y Estado de México, México.

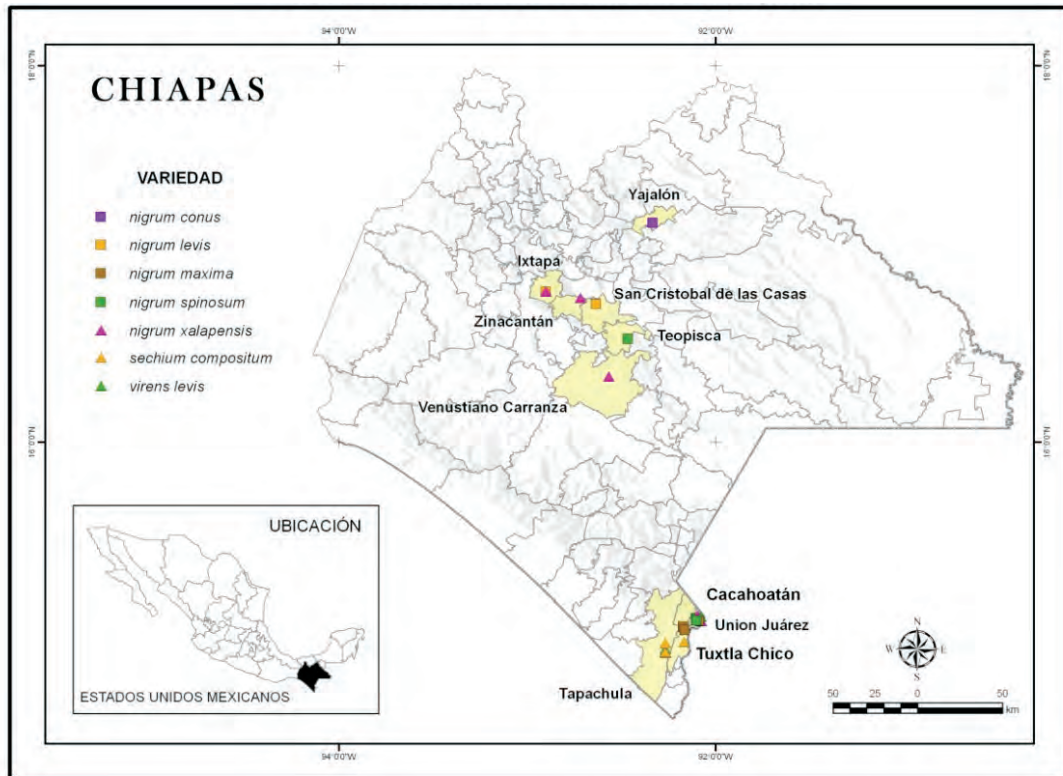


Figura 4. Ubicación geográfica de las accesiones de *Sechium* spp. en Chiapas, México.

Esta especie presenta amplia variación en la forma y color de frutos, muchos de los cuales se conocen únicamente en mercados locales. La importancia económica que cada variante de chayote representa, se basa principalmente en la preferencia local, la cual, aunque en la mayoría de los casos es muy limitada, ha permitido conservar tanto su identidad fenotípica como su nomenclatura etnobotánica.

La identificación de los tipos o variantes se hace, además del fenotipo, por ciertas cualidades en particular. Por ejemplo, en la región central de Veracruz, la cultura popular resume en

tres grandes grupos a los chayotes cultivados: blancos, verdes y espinosos, haciendo hincapié en que los dos primeros generalmente son lisos. El sabor y consistencia es otra cualidad importante: de sabor simple o neutro (mucha agua en la pulpa y poca fibra), ligeramente dulce como los amarillos (en estado fisiológicamente maduro) y amargos (los silvestres). La consistencia seca o camotuda (almidonosa) y estropajuda (fibrosa) del fruto es otra característica usada tradicionalmente, y se relaciona con la cocción o uso alimentario; es decir, hervidos con sal, en dulce, en guisos caldosos (sopas), para comer en frío o asado a semejanza de papas.



Figura 5. Variación de chayote verde liso oscuro y muy oscuro representativo del grupo varietal *nigrum xalapensis* procedente de México, Guatemala y Costa Rica.



Figura 6. Variación de chayote verde liso claro representativo del grupo varietal *virens levis* procedente de México, Guatemala y Costa Rica.



Figura 7. Variación de chayote verde espinoso representativo del grupo varietal *nigrum spinosum* procedente de México y Guatemala.



Figura 8. Variación de chayote liso verde oscuro y muy oscuro representativo del grupo varietal *nigrum levis* procedente de México y Guatemala.

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHUM* spp.



Figura 9. Variación de chayote amarillo liso representativo del grupo varietal *albus dulcis* procedente de México y Guatemala.



Figura 10. Variación de chayote amarillo liso representativo del grupo varietal *albus minor* procedente de México.





Figura 11. Variación de chayote amarillo liso representativo del grupo varietal *albus levis* procedente de México, Guatemala y Costa Rica.



Figura 12. Variación de chayote verde liso representativo del grupo varietal *nigrum minor* procedente de México y Guatemala.



CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHUM* spp.



Figura 13. Variación de chayote verde liso representativo del grupo varietal *nigrum maxima* procedente de México y Guatemala.





Figura 14. Variación de chayote verde liso representativo del grupo varietal *nigrum conus* procedente de México y Guatemala.



Figura 15. Variación de chayote verde liso representativo del grupo varietal *albus spinosum* procedente de México y Guatemala.



2.2 DISTRIBUCIÓN E INVENTARIO

La colección del Banco Nacional de Germoplasma de Chayote (BANGeSe) consta actualmente de cinco secciones: Sección Cañada (la antigua) con 47 colectas vivas; Sección Ladera anterior con 104 colectas vivas; Sección Ladera nueva con 47 colectas vivas y 15 más por establecer; Sección de Híbridos con 12 colectas; Sección de Silvestres con 40 colectas (solo sotobosque, sin contar las del bosque). Se cuenta, entonces con un total de 310 accesiones vivas: 250 accesiones vivas y establecidas, 15 aún por establecer por reposición y 45 en bolsa de polietileno en proceso de documentar. Adicionalmente, se han regenerado 47 accesiones a través de esquejes y siembra en suelo, y el total de accesiones a través de injertación (Cuadro 1).

2. La diversidad e identidad genética

Cuadro 1. Accesiones del género *Sechium* spp., ubicadas en el BANGESe

Grupo varietal	Accesión	Grupo varietal	Accesión	Grupo varietal	Accesión	Grupo varietal	Accesión
<i>albus minor</i>	261-05	<i>virens levis</i>	297-05	<i>albus minor</i>	333-06	<i>nigrum maxima</i>	372-06
<i>albus minor</i>	262-05	<i>virens levis</i>	298-05	<i>nigrum minor</i>	334-06	<i>Sechium compositum</i>	373-06
<i>nigrum levis</i>	263-05	<i>Sechium chinantlense</i>	299-05	<i>albus levis</i>	335-06	<i>albus dulcis</i>	374-06
<i>nigrum levis</i>	264-05	<i>nigrum spinosum</i>	300-05	<i>albus levis</i>	336-06	<i>nigrum maxima</i>	375-06
<i>virens levis</i>	265-05	<i>virens levis</i>	301-05	<i>nigrum minor</i>	337-06	<i>Sechium compositum</i>	376-07
<i>nigrum levis</i>	266-05		302-05	<i>nigrum xalapensis</i>	338-06	<i>Sechium compositum</i>	377-07
<i>nigrum spinosum</i>	267-05	<i>virens levis</i>	303-05	<i>nigrum xalapensis</i>	339-06	<i>nigrum levis</i>	378-07
<i>nigrum xalapensis</i>	268-05	<i>nigrum spinosum</i>	304-05	<i>nigrum minor</i>	340-06	<i>nigrum xalapensis</i>	379-07
<i>nigrum spinosum</i>	269-05	<i>nigrum spinosum</i>	305-05	<i>albus levis</i>	341-06	<i>amarus silvestrys</i>	380-07
<i>virens levis</i>	270-05	<i>nigrum spinosum</i>	306-05	<i>nigrum xalapensis</i>	342-06	<i>virens levis</i>	381-07
<i>virens levis</i>	271-05	<i>nigrum xalapensis</i>	307-05	<i>albus minor</i>	343-06	<i>virens levis</i>	382-07
<i>virens levis</i>	272-05	<i>nigrum spinosum</i>	308-05	<i>nigrum minor</i>	344-06	<i>virens levis</i>	383-07
<i>amarus silvestrys</i>	273-05	<i>nigrum xalapensis</i>	309-05	<i>albus dulcis</i>	345-06	<i>virens levis</i>	384-07
<i>albus dulcis</i>	274-05	<i>nigrum xalapensis</i>	310-05	<i>albus levis</i>	346-06	<i>Sechium chinantlense</i>	385-07
<i>albus dulcis</i>	275-05	<i>virens levis</i>	311-05	<i>nigrum xalapensis</i>	347-06	<i>Sechium chinantlense</i>	386-07
<i>virens levis</i>	276-05	<i>nigrum xalapensis</i>	312-05	<i>nigrum conus</i>	348-06	<i>Híbrido H-387</i>	387-07
<i>nigrum spinosum</i>	277-05	<i>albus dulcis</i>	313-05	<i>nigrum minor</i>	349-06	<i>nigrum xalapensis</i>	388-07
<i>nigrum spinosum</i>	278-05	<i>nigrum xalapensis</i>	314-05	<i>nigrum minor</i>	350-06	<i>nigrum spinosum</i>	389-07
<i>nigrum spinosum</i>	279-05	<i>nigrum xalapensis</i>	315-05	<i>nigrum conus</i>	351-06	<i>Sechium chinantlense</i>	390-07
<i>nigrum spinosum</i>	280-05	<i>nigrum spinosum</i>	316-05	<i>nigrum minor</i>	352-06	<i>nigrum maxima</i>	391-07
<i>virens levis</i>	281-05	<i>nigrum xalapensis</i>	317-05	<i>nigrum minor</i>	353-06	<i>nigrum levis</i>	392-07
<i>nigrum spinosum</i>	282-05	<i>virens levis</i>	318-05	<i>nigrum spinosum</i>	354-06	<i>nigrum conus</i>	393-07
<i>albus spinosum</i>	283-05	<i>nigrum maxima</i>	319-05	<i>virens levis</i>	355-06	<i>virens levis</i>	394-07
<i>albus spinosum</i>	284-05	<i>nigrum spinosum</i>	320-05	<i>virens levis</i>	356-06	<i>albus levis</i>	395-07
<i>albus dulcis</i>	285-05	<i>Sechium compositum</i>	321-05	<i>nigrum spinosum</i>	357-06	<i>nigrum minor</i>	396-08
<i>albus dulcis</i>	286-05	<i>nigrum xalapensis</i>	322-05	<i>nigrum spinosum</i>	358-06	<i>nigrum minor</i>	397-08
<i>albus levis</i>	287-05	<i>virens levis</i>	323-05	<i>nigrum spinosum</i>	359-06	<i>Sechium chinantlense</i>	386-09
<i>albus levis</i>	288-05	<i>virens levis</i>	324-06	<i>virens levis</i>	360-06	<i>Híbrido H-387</i>	387-09
<i>albus dulcis</i>	289-05	<i>virens levis</i>	325-06	<i>virens levis</i>	361-06	<i>Sechium compositum</i>	401-08
<i>virens levis</i>	290-05	<i>virens levis</i>	326-06	<i>albus levis</i>	362-06	<i>virens levis</i>	402-09
<i>albus levis</i>	291-05	<i>nigrum minor</i>	327-06	<i>nigrum spinosum</i>	365-06	<i>virens levis</i>	403-09
<i>nigrum levis</i>	292-05	<i>virens levis</i>	327-06	<i>nigrum spinosum</i>	366-06	<i>virens levis</i>	404-09
<i>albus levis</i>	293-05	<i>virens levis</i>	329-06	<i>nigrum spinosum</i>	368-06	<i>Sechium compositum</i>	405-09
<i>albus minor</i>	294-05	<i>albus minor</i>	330-06	<i>albus levis</i>	369-06	<i>Sechium compositum</i>	406-09
<i>albus levis</i>	295-05	<i>nigrum conus</i>	331-06	<i>nigrum xalapensis</i>	370-06	<i>nigrum xalapensis</i>	407-09
<i>nigrum levis</i>	296-05	<i>nigrum minor</i>	332-06	<i>nigrum xalapensis</i>	371-06	<i>nigrum xalapensis</i>	407-10

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIUM* spp.

Grupo varietal	Accesión	Grupo varietal	Accesión	Grupo varietal	Accesión
<i>albus dulcis</i>	409-09	<i>virens levis</i>	509-09	<i>nigrum spinosum</i>	524-09
<i>nigrum spinosum</i>	410-09	<i>virens levis</i>	510-09	<i>virens levis</i>	525-09
<i>nigrum spinosum</i>	411-09	<i>nigrum spinosum</i>	511-09	<i>nigrum xalapensis</i>	526-09
<i>nigrum spinosum</i>	412-09	<i>virens levis</i>	512-09	<i>virens levis</i>	527-09
<i>nigrum spinosum</i>	413-09	<i>nigrum conus</i>	513-09	<i>nigrum xalapensis</i>	528-09
<i>nigrum spinosum</i>	414-09	<i>virens levis</i>	514-09	<i>virens levis</i>	529-09
<i>nigrum spinosum</i>	415-09	<i>virens levis</i>	515-09	<i>nigrum xalapensis</i>	530-09
<i>nigrum maxima</i>	416-09	<i>virens levis</i>	516-09	<i>nigrum spinosum</i>	531-09
<i>Sechium mexicanum</i>	417-09	<i>nigrum spinosum</i>	517-09	<i>nigrum spinosum</i>	532-09
<i>Sechium hintonii</i>	418-09	<i>nigrum spinosum</i>	518-09	<i>virens levis</i>	533-09
<i>virens levis</i>	450-09	<i>virens levis</i>	519-09	<i>nigrum spinosum</i>	534-09
<i>virens levis</i>	451-09	<i>nigrum spinosum</i>	520-09	<i>nigrum spinosum</i>	535-09
<i>virens levis</i>	452-09	<i>virens levis</i>	521-09	<i>nigrum xalapensis</i>	536-09
<i>virens levis</i>	453-09	<i>virens levis</i>	501-09	<i>nigrum spinosum</i>	537-09
<i>virens levis</i>	454-09	<i>nigrum spinosum</i>	502-09	<i>nigrum spinosum</i>	538-09
<i>virens levis</i>	455-09	<i>virens levis</i>	503-09	<i>nigrum spinosum</i>	539-09
<i>virens levis</i>	456-09	<i>nigrum spinosum</i>	504-09	<i>albus</i>	540-09
<i>virens levis</i>	457-09	<i>nigrum spinosum</i>	505-09	<i>albus</i>	541-09
<i>virens levis</i>	458-09	<i>nigrum spinosum</i>	506-09	<i>Sechium chinantlense</i>	542-10
<i>virens levis</i>	459-09	<i>virens levis</i>	507-09	<i>Hibrido H-387</i>	543-10
<i>virens levis</i>	460-09	<i>virens levis</i>	508-09	<i>Sechium compositum</i>	544-10
<i>virens levis</i>	461-09	<i>virens levis</i>	509-09	<i>Sechium compositum</i>	545-10
<i>virens levis</i>	462-09	<i>virens levis</i>	510-09	<i>virens levis</i>	546-10
<i>virens levis</i>	463-09	<i>nigrum spinosum</i>	511-09	<i>virens levis</i>	547-10
<i>virens levis</i>	464-09	<i>virens levis</i>	512-09	<i>virens levis</i>	548-10
<i>virens levis</i>	465-09	<i>nigrum spinosum</i>	513-09	<i>virens levis</i>	549-10
<i>albus dulcis</i>	466-09	<i>virens levis</i>	514-09	<i>virens levis</i>	550-10
<i>nigrum levis</i>	467-09	<i>virens levis</i>	515-09	<i>virens levis</i>	551-10
<i>virens levis</i>	501-09	<i>virens levis</i>	516-09	<i>virens levis</i>	552-10
<i>nigrum spinosum</i>	502-09	<i>nigrum spinosum</i>	517-09		
<i>virens levis</i>	503-09	<i>nigrum spinosum</i>	518-09		
<i>nigrum spinosum</i>	504-09	<i>virens levis</i>	519-09		
<i>nigrum spinosum</i>	505-09	<i>nigrum spinosum</i>	520-09		
<i>nigrum spinosum</i>	506-09	<i>virens levis</i>	521-09		
<i>virens levis</i>	507-09	<i>albus spinosum</i>	522-09		
<i>virens levis</i>	508-09	<i>nigrum xalapensis</i>	523-09		

2.3 DISTRIBUCIÓN DE LA COLECCIÓN DE *SECHIUM* SPP.

La distribución de las accesiones de los chayotes domesticados pertenecientes a *S. edule* guarda un arreglo por grupos varietales de acuerdo a Cadena-Íñiguez (2005), además de ubicar a las accesiones silvestres tanto de ésta especie como de *Sechium compositum* y *S. chinantlense* en áreas de sotobosque con el fin de mantenerlos con mayor protección de exceso de irradiación (luz), sequía y ataque de herbívoros. Existe otra sección de materiales mejorados, tales como variedades e híbridos amargos obtenidos a través del mejoramiento genético (Figura 16-19).

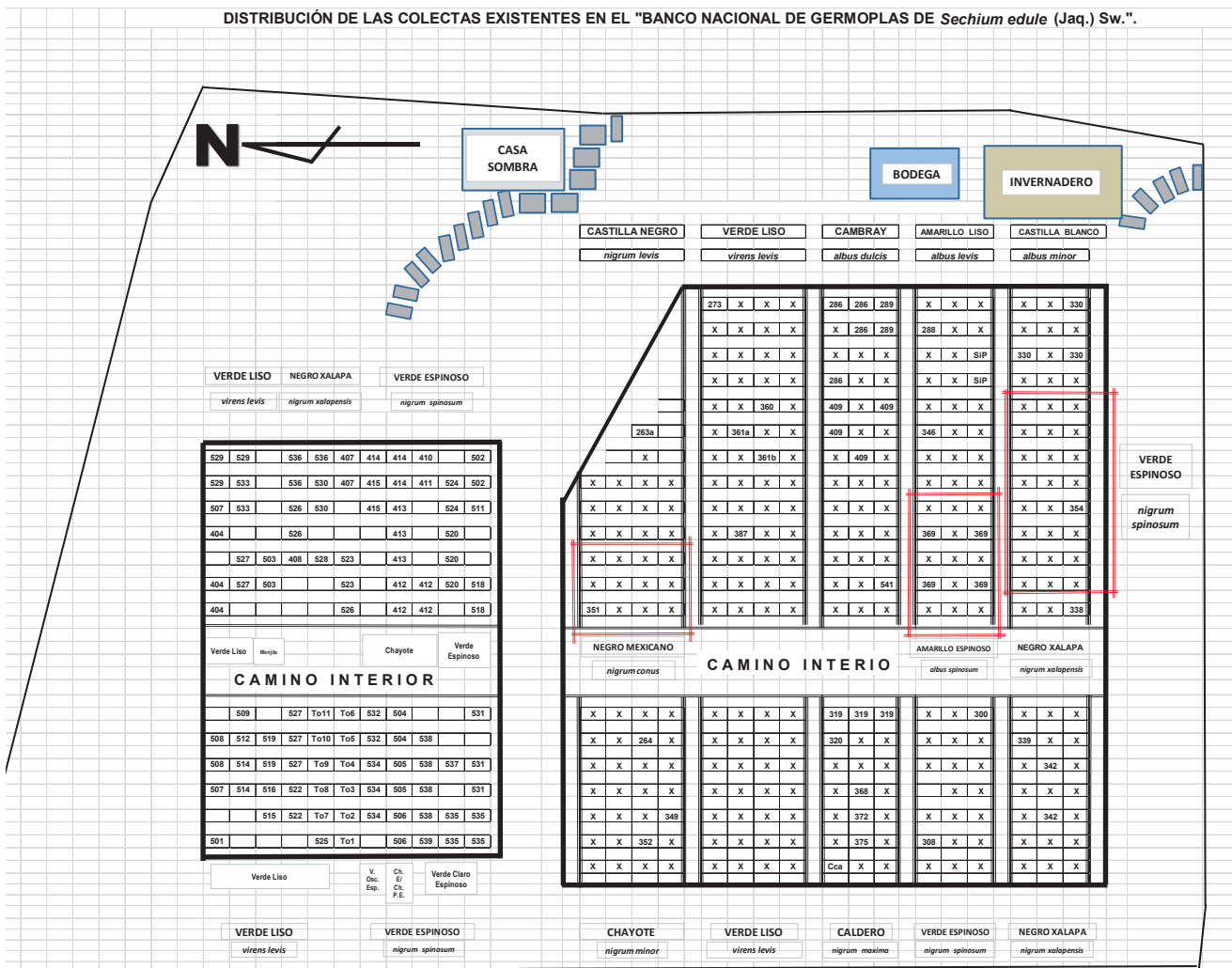


Figura 16. Distribución de accesiones, área uno.

2. La diversidad e identidad genética

Para resarcir las bajas por muerte de accesiones y su conservación ante siniestros, se ha establecido la estrategia de propagación asexual por vía de injertación. Para ello, se usa un fruto fisiológicamente maduro de la misma accesión como porta injerto y, sobre éste, un esqueje de punta con forma de cuña o escudete, sellado con cinta parafilm® biodegradable (Figura 21).

Actualmente, se ha realizado la multiplicación de las accesiones en su totalidad con el fin de guardar la identidad genética de cada una; contar con reposición en caso de siniestro, y enviar, además, material vegetativo para cultivo *in vitro* al Centro Nacional de Recursos Genéticos (CNRG).

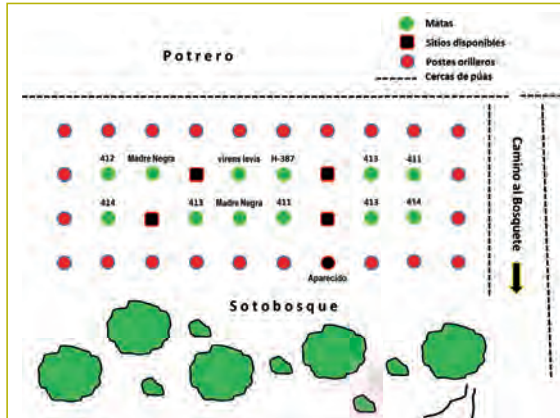


Figura 19. Distribución de accesiones, área cuatro o sección de híbridos amargos y padres.

2.4 SINIESTROS

Las colecciones de campo están expuestas a siniestros naturales como heladas, sequía, granizo, inundaciones, como las ocurridas en 2005, 2007, 2008 y 2013, que eliminan la parte aérea de las accesiones y, en ocasiones, la parte subterránea, aun cuando se protegen con material semiaislante (agribón), aterraduras a base de la mezcla de suelo y composta en relación 1:1, aplicaciones de ácidos húmicos y fúlvicos (Figura 20).



Figura 20. Panorámica del efecto de las heladas del otoño-invierno 2011, que causó bajas en las accesiones del BANGeSe.

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIMUM* spp.



Figura 21. Propagación asexual de accesiones vía injerto.

Un obstáculo para la propagación *in vitro* ha sido el ataque de una bacteria endógena en las guías de *Sechium* spp., limitando fuertemente su viabilidad. La reproducción por injerto per-

mite su traslado al CNRG para que el responsable del incremento de la colección viva tenga una fuente permanente de material vegetativo (Figura 22).



Figura 22. Propagación asexual exitosa de accesiones vía injerto como estrategia para traslado de materiales al CNRG para la micropropagación (*in vitro*) y restituir bajas en las accesiones del BANGeSe.

El mantenimiento de colecciones de campo de *Sechium* spp. requiere ser preservado de forma acelerada en condiciones *in vitro*, con el fin de tener réplicas de reposición, además de contar con un invernadero con capacidad de almacenar macetas con las accesiones injertadas para su reposición ante siniestros.

2.5 CONSERVACIÓN DE LA IDENTIDAD GENÉTICA

Debido a que el chayote es una planta monoica y, por lo tanto, de polinización cruzada, la mejor forma de mantener la identidad genética de cada accesión y variedad botánica es mediante la multiplicación asexual, ya sea a

través de la propagación *in vitro*, enraizamiento de esquejes o injertación. Investigadores como Somarribas *et al.* (1991), Wang *et al.* (1997), y Abdelnour *et al.* (2002) han abordado la regeneración de *S. edule* desarrollando protocolos encaminados a la micropropagación del chayote, aunque sin precisar la variante biológica abordada, sentando los primeros precedentes exitosos. Con base en lo anterior el GISeM ha desarrollado diferentes metodologías de propagación asexual a través de la micro y macro propagación para las variantes biológicas de *Sechium edule*, partiendo de la colección núcleo del BANGeSe con el fin de conservar, multiplicar y preservar su identidad genética.

3. MICRO PROPAGACIÓN

Las técnicas de cultivo de tejidos vegetales constituyen herramientas muy útiles en la conservación y multiplicación de especies de interés agronómico, de tal forma que podemos encontrar protocolos para bancos de germoplasma y para multiplicación masiva de una misma especie, como el caso de la papa *Solanum tuberosum*, especie que ha sido estudiada ampliamente en estas técnicas. Por otra parte existen especies con un alto potencial, por su interés comercial y su diversidad genética, como la *Sechium edule*, pero con un conocimiento incipiente en área de cultivo de tejido, donde sólo se pueden mencionar los trabajos de Abdelnour *et al.* (2002), Wang *et al.* (1997) y Somarribas *et al.* (1991), investigadores que han desarrollado protocolos encaminados a la micropropagación de esta especie, sentando los primeros precedentes exitosos. Sin embargo, es necesario explorar las diversas vías organogénicas directa e indirecta y la embriogénesis somática; además de evaluar las respuestas en los diferentes genotipos existentes, lo que permitirá tener sistemas de manejo adecuados, tanto para la conservación como la multiplicación masiva de esta especie. En este sentido, nuestro interés es establecer *in vitro*, en principio, los principales genotipos existentes para, posteriormente, estudiar las respuestas organogénicas que permitan establecer un sistema eficiente de multiplicación.

3.1 MICRO PROPAGACIÓN A TRAVÉS DE MERISTEMOS

Esta técnica consiste en colocar meristemos aislados “disectados” apicales o axilares de material vegetal en un medio de crecimiento (cultivo), bajo condiciones ambientales controladas, con el propósito de lograr el crecimiento y desarrollo de estas estructuras, dando lugar a nuevos brotes, que a su vez incrementan el número de fitómeros. Para lograrlo, se requiere de un medio de cultivo y reguladores de crecimiento en un balance óptimo (Hartman y Kester, 1987; 1995). Antes de realizar este tipo de propagación deben considerarse las ventajas y desventajas generales del Cuadro 2.

Dicho potencial depende de dos aspectos fundamentales: totipotencia y desdiferenciación. La totipotencia se refiere a que cada célula vegetal contiene la información genética necesaria para reconstruir todas las partes de la planta y sus funciones, pero no se produce recombinación de genes y los organismos obtenidos serán idénticos a la planta madre. La desdiferenciación es la capacidad que presentan las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un punto de crecimiento nuevo (Queupumil, 2004).

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIUM* spp.

Cuadro 2. Ventajas y desventajas de la propagación *in vitro*.

Ventajas	Desventajas
Se pueden producir muchos individuos en un espacio limitado, a partir de pocas plantas madres.	Se requieren instalaciones y equipos de laboratorio.
Rapidez en la multiplicación y enraizamiento.	El proceso de adaptación climática es complejo y en algunos casos no se logra.
Mayor uniformidad al haber poca variación como en la producción por semilla.	Baja resistencia de la raíz a condiciones desfavorables.
Garantiza obtener individuos de características homogéneas.	Se requiere de personal capacitado en estas técnicas.
Ausencia de incompatibilidad entre dos partes vegetativas.	

promedio de tres a siete fitómeros; se colocan dentro de bolsas de plástico, y se depositan en una hielera para su transporte al sitio donde serán preparadas (Figuras 23 y 24).

3.2 ACTIVIDADES PRELIMINARES

3.2.1 DISECCIÓN Y DESINFECCIÓN DE SEGMENTOS DE TALLO O YEMAS

Con objeto de minimizar el riesgo por contaminación bacteriana o fúngica, los materiales seleccionados para propagación se deben tratar con dos aplicaciones previas al corte con 1.5 gL^{-1} de Captan-50 (Captan) y 1.5 gL^{-1} de Fungimicin^{MR} (sulfato de estreptomicina y clorhidrato de oxitetraciclina no estériles como polvo humectable). Se sugiere que las aplicaciones sean 15 y ocho días previos a la colecta del material en campo, respectivamente.

3.2.2. COLECTA DEL MATERIAL

El material a propagar puede proceder de una población natural, plantación comercial o de accesiones conservadas en bancos de germoplasma. En todos los casos, se deben elegir individuos que hayan florecido (seis y ocho meses de edad después de la siembra) libres de enfermedades o ataque de insectos. De las guías con crecimiento plagiotrópico (horizontal), se cortan segmentos de 15 a 30 cm de longitud con un



Figuras 23. Planta de *Sechium edule* (a), vareta con fitómero (b).





Figura 24. Recolección de segmentos y su colocación en hielera.

Los segmentos vegetativos deben ser seleccionados del último 1.20 m de longitud de la guía plagiotrópica, tratando de que sean, al menos, de 30 cm, donde se encuentran yemas vegetativas y tallo. Los materiales se almacenan en bolsas de polipapel con toallas interdobladas de papel absorbente húmedas, esterilizadas, separando cada genotipo en una bolsa debidamente etiquetada, para evitar contaminación cruzada, y se depositan para su traslado en una hielera térmica, aislante.

Las ramillas recolectadas en campo son lavadas con agua corriente y jabón. A partir de ellas se cortan esquejes de tres a 5 cm de longitud y se retiran las hojas. Posteriormente, se sumergen en una solución de alcohol al 70 % por 30 segundos, seguidos de una inmersión en solución de cloro al 30 % durante cinco minutos en agitación (Figuras 18). Estos pasos garantizan la eliminación de patógenos que pueden afectar el proceso de establecimiento. Finalmente, se deberán realizar tres enjuagues con agua destilada estéril para eliminar el cloro (en campana de flujo laminar).



Figura 25. Soluciones de desinfección (alcohol al 70 % y cloro al 30 %) y segmentos de tallo sumergidos en solución con agitación.

3.2.3 PREPARACIÓN DE MEDIO DE CULTIVO

El medio de cultivo empleado para el establecimiento y multiplicación es el descrito por Murashige y Skoog (1968), conocido comúnmente como MS, incluyendo las sales y las vitaminas. Este medio se puede preparar a partir de soluciones madre o de presentaciones comerciales (SIGMA y Plant Phytotechnology), de las cuales se debe agregar 4.43 gr⁻¹ por litro de agua. Se debe utilizar agua destilada desmineralizada agregando más del 60 % del volumen total al vaso de precipitado (según sea el volumen de medio a preparar), colocándolo en una placa con agitación y agregando los reactivos en el siguiente orden: el concentrado del medio (MS comercial); posteriormente, 3 % de sacarosa; reguladores de crecimiento (Cuadro 3); se ajusta el pH entre 5.7 y 5.8; calentar la placa; adicionar el agar, 8 grL⁻¹, y disolver. Para servir en tubo de ensayo o contenedor se deben agregar entre cinco y 10 ml de medio por tubo, o de 25 a 50 ml en contenedores tipo frasco o magenta (Figura 26).

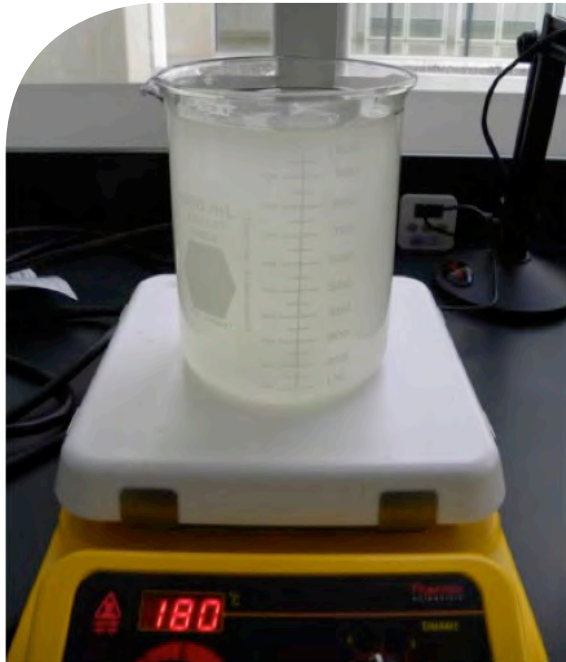


Figura 26. Medio de cultivo con agar y proceso de distribución del medio en tubos de ensayo.

Una vez disuelto el agar en el medio, se procede a servirlo en el volumen adecuado para cada tubo o contenedor, con auxilio de una probeta graduada, dispensador manual o mecánico (tipo bomba peristáltica), para asegurar el correcto volumen (Figura 19). Los contenedores se esterilizan con calor húmedo (120°C y 1.5 kg·cm²) durante 15 minutos.

3.2.4. BALANCE DE REGULADORES DE CRECIMIENTO

Para la multiplicación y enraizamiento de material *in vitro* debe existir un correcto balance de reguladores de crecimiento, entre auxinas y citocininas. Para el caso particular del género *Sechium* spp., los reguladores que han mostrado mayor efectividad en las respuestas son, del grupo de auxinas: el ácido indolbutírico (AIB), ácido naftalenacético (ANA) y ácido indolacético (AIA); y de las citocininas, la bencil-

3. Micro propagación

aminopurina (BA) (Abdelnour *et al.*, 2006 y Alvarenga *et al.*, 2007).

Teniendo en cuenta que algunos genotipos de chayote presentan respuestas favorables a bajas concentraciones y que el incremento de estos reguladores puede generar formación de callo (no deseado para la multiplicación a partir de meristemos) las concentraciones sugeridas para las respuestas de formación de brotes y raíces se muestran en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Concentraciones de auxinas y citocininas que promueven la formación de brotes y raíces en *Sechium* spp.

Auxina	Concentración (mg L ⁻¹)	Citocinina	Concentración (mg L ⁻¹)
Formación de brotes		Formación de brotes	120
ANA	0.05	BA	0.5
Formación de raíces		Formación de raíces	
AIB	0.05	BA	0.0
ANA	0.05	BA	0.0

3.2.5 ESTABLECIMIENTO *IN VITRO*, MULTIPLICACIÓN Y ENRAIZAMIENTO

Una vez preparado el medio de cultivo y trascurridas 48 horas posteriores a la esterilización, se debe verificar que no exista en el medio presencia de hongos o bacterias. El material vegetativo inicial, fitómeros esterilizados y enjuagados en campana de flujo laminar, se disectan en segmentos de 1.5 a 2.5 cm, por entrenudo. Se siembran directamente al medio con balance de reguladores de crecimiento ajustado para la formación de nuevos brotes (Cuadro 2); se tapa el tubo de ensaye, y se sella con parafilm®. Al término del proceso de siembra, todos los tubos se transfieren a la cámara de crecimiento, misma que debe contar con las siguientes condiciones de incubación: 28°C ± 2 de temperatura, intensidad lumínica de 70 mol m⁻² s⁻¹, generada me-

dante lámparas fluorescentes y con fotoperiodo de 16/8 horas luz y oscuridad, respectivamente.

Para la formación de raíces, las plántulas, con una longitud promedio de 7 cm y al menos tres entrenudos (lo cual puede llevarse de cuatro a cinco semanas, según sea el genotipo), se deben transferir a un nuevo medio con el balance correspondiente de reguladores de crecimiento (Cuadro 3), regresando los tubos con las plántulas a la cámara de crecimiento por un periodo de tres semanas para la formación óptima de raíces, tanto en número como longitud, para poder ser sujetas al proceso de aclimatación (Figura 27).





Figura 27. Proceso de disección y siembra de meristemos axilares y apicales de genotipos de *Sechium edule*, y respuesta de fitómero al medio para formación de brotes.

3.2.6. CONDICIONES AMBIENTALES

Los tubos de ensayo deben ser colocados en una cámara de crecimiento con temperatura de $28^{\circ}\text{C} \pm 2$, intensidad lumínica de $70 \text{ Imol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, generada mediante lámparas fluorescentes y con fotoperiodo de 16/8 horas luz y oscuridad, respectivamente. El tiempo de permanencia en la cámara dependerá de la respuesta organogénica buscada (formación de brotes o raíces) y al genotipo en cuestión, debiendo monitorear por semana el crecimiento y desarrollo del cultivo dentro de la cámara.

3.2.7. SUBCULTIVOS

Para evitar que las plántulas lleguen a topar con la tapa del tubo de ensayo o contenedor donde estén creciendo, se deberán hacer subcultivos

cuando los brotes sobrepasen tres cuartas partes del contenedor, lo cual ocurre de forma diferencial de acuerdo al genotipo entre los 25 y 35 días. Para ello, se deberán disectar nuevamente los fitómeros e individualizarlos entre 1.5 y 2.5 cm de longitud (Figura 28), y colocarlos en un medio fresco (preparado al menos 48 horas antes de proceso; pero no deberá ser almacenado más de una semana). Es importante descartar plántulas con indicios de cualquier tipo de contaminación.

3.2.8. ADAPTACIÓN CLIMÁTICA

Con el propósito de obtener plantas listas para su trasplante y manejo en campo, se debe realizar el proceso de adaptación climática. En contenedores plásticos, con base y tapa ($25 \times 5 \times 15 \text{ cm}$), se coloca una mezcla de sustrato compuesta de 1:1:1 partes de Peat Moss, agrolita y vermiculita, previamente esterilizada con calor húmedo a 120°C y 1.5 kg cm^{-2}) durante 45 minutos. En cada contenedor se agregará el equivalente a $\frac{3}{4}$ del mismo con la mezcla del sustrato. Las plántulas enraizadas *in vitro* se extraen de los tubos de ensayo y se enjuaga la raíz con agua estéril tibia 45°C para eliminar los residuos del medio. Las plántulas se colocan en el contenedor y se riega con una solución de 2 gr L^{-1} de Captan-50[®]. Los contenedores se destapan por periodos de 15 a 20 minutos durante la primera semana, aumentado de una a dos horas durante la segunda, y para la cuarta semana ya deberán estar completamente destapados y las plantas adaptadas para su trasplante en campo o invernadero. En éste último caso, se recomiendan riegos por microaspersión o nebulización durante todo el periodo previo a su plantación final en campo; preferentemente, deben ser automáticos y estar regulados con base en la temperatura o el tiempo. De esta forma, se evita el estrés fisiológico por efecto de la evapotranspiración. La diferencia entre ambos sistemas es el tamaño de las gotas de

3. Micro propagación

agua producidas, ya que en el primero son más grandes. No obstante, el goteo debe ser fino para evitar el desplazamiento de la estaca o el arrastre del sustrato. Es importante mantener un alto contenido de humedad relativa en el ambiente ,ya que esta condición influye en el continuo enraizamiento y crecimiento vegetativo. Contenidos entre 70 % y 80 % de humedad evitan la deshidratación del material vegetal (Ramos, 2004).

3.2.9. CONTROL DE PATÓGENOS

Para evitar la aparición de patógenos (hongos) en las plantas adaptadas, debido al efecto de la temperatura y humedad en el invernadero, debe aplicarse al sustrato Captan® cada 15 días y durante dos meses en dosis: 20 g⁻¹ en 10 litros de agua.

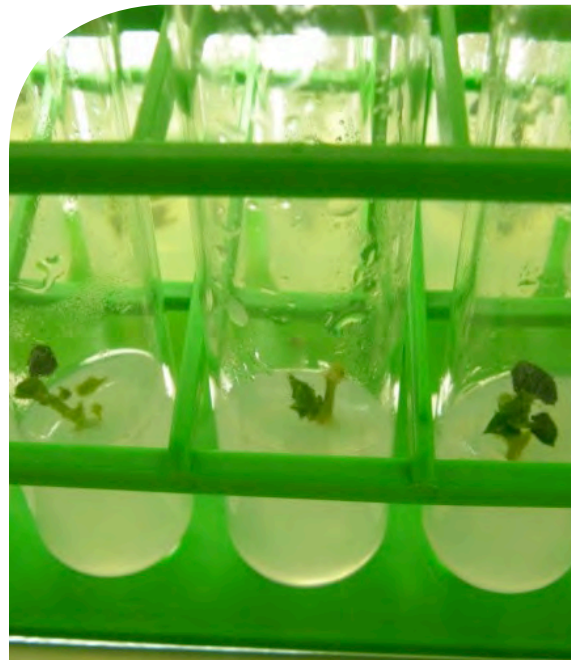
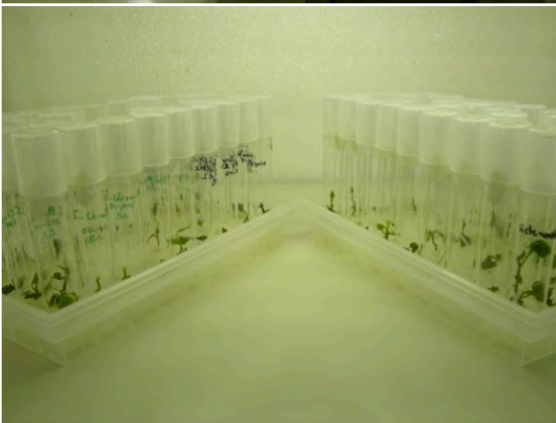
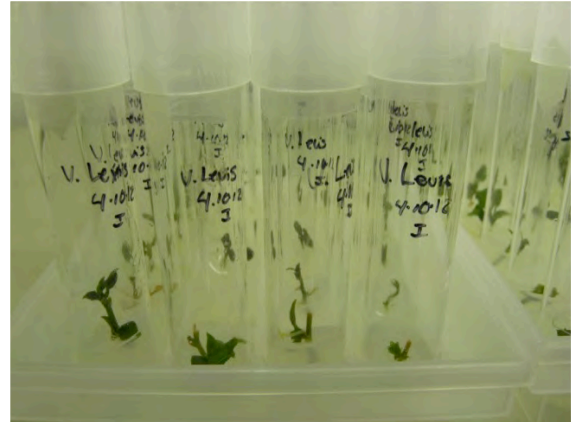


Figura 28. Condiciones de luminosidad e higiene de la cámara de conservación y crecimiento.

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIUM* spp.

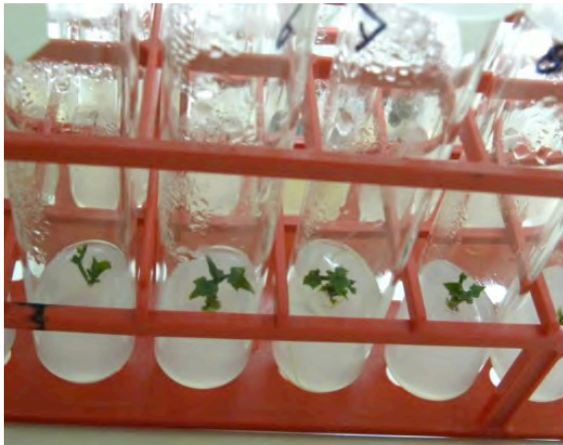


Figura 29. Fases de crecimiento de diferentes genotipos de *Sechium* spp., durante su multiplicación *in vitro*.



3. Micro propagación



Figura 30. Genotipos de *Sechium* spp., establecidos mediante multiplicación *in vitro*, en condiciones de iniciar el proceso de adaptación climática.

Cuadro 4. Respuestas de regeneración de brotes en diferentes genotipos de Se

Genotipo	Explante con brote	Brotos por explante	Número de raíces	Longitud de las raíces (cm)
Hibrido 387	3/3	1, 2, 2	4, 5, 6	4.9
<i>virens</i> levis Var: CANITAS	4/4	1,1,1,2	3,5,4,4	6.7
<i>nigrum xalapensis</i>	3/2	2,2	3,4	3.4
<i>nigrum minor</i>	9/9	2,1,1,1,1 2,2,2,1,2	3,4,4,4,4 3,2,1,1,2	19.6
<i>albus espinosum</i>	2/2	1,1	3,4	3.7

Cuadro 5. Respuesta de yemas axilares a tratamientos de desinfección.

Tipo de tejido	Hipoclorito de sodio %	Tiempo de inmersión minutos	Sobrevivencia %	Contaminación %	Respuesta del tejido
yema	1.5	5	0	100	muerto
yema	1.5	10	85	15	vigoroso
yema	1.5	15	0	0	necrosado
yema	1.5	20	0	0	necrosado
yema	2.5	5	0	0	necrosado
yema	2.5	10	0	0	necrosado
yema	2.5	15	0	0	necrosado
yema	2.5	20	0	0	necrosado

Cuadro 6. Respuesta de segmentos de tallo a tratamientos de desinfección.

Tipo de tejido	Hipoclorito de sodio %	Inmersión minutos	Sobrevivencia %	Contaminación %	Respuesta del tejido
tallo	1.5	5	0	100	muerto
tallo	1.5	10	0	100	muerto
tallo	1.5	15	0	100	muerto
tallo	1.5	20	0	100	muerto
tallo	2.5	5	0	100	muerto
tallo	2.5	10	0	100	muerto
tallo	2.5	15	75	25	vigoroso
tallo	2.5	20	0	0	necrosado

3.2.10. CONDICIONES PARA LA FORMACIÓN DE CALLO

Con respecto a la formación de callo, resalta el hecho de que las concentraciones de 0.4 mg L⁻¹ de TDZ y de 1.0 mg L⁻¹ de BA dieron origen a la formación de callo en los primeros diez días. Sin embargo, a los 30 días cuando se realizó la evaluación final, se observó un mayor crecimiento del callo en el medio con BA (Cuadro 7).

Cuadro 7. Formación de callo con dos reguladores de crecimiento y tres concentraciones.

Tipo de tejido	Concentración de BA mg L ⁻¹	Concentración de TDZ mg L ⁻¹	Formación de callo a 15 días %	Formación de callo a 30 días %
tallo	0.5	0	0	0
tallo	1.0	0	67	70
tallo	1.5	0	0	0
tallo	0	0.4	59	76
tallo	0	0.8	0	0
tallo	0	1.0	0	0

3.2.11. CONDICIONES PARA LA REGENERACIÓN DE BROTES

Para la formación de brotes se observó como mejor concentración y balance de reguladores de crecimiento BA 0.5 mg L⁻¹ y ANA 0.05 mg L⁻¹, condiciones con las que se logró obtener un 85 % de explantes con brote y 1.6 brotes por explante a los 30 días (Cuadro 4). Esto coincide, en parte, con lo encontrado por Abdelnour

et al. (2002), quienes igualmente obtuvieron respuesta con BA, pero a la concentración de 0.05 mg L⁻¹ y combinado con AG3; aunque únicamente mencionan la respuesta de yemas para desarrollarse, sin la formación de brotes adventicios. Además, los brotes desarrollaron, de manera rápida y vigorosa, ventajas para una multiplicación eficiente de los materiales establecidos bajo este sistema. Es muy probable que el balance BA y ANA favorecieran, tanto la formación de brotes como el desarrollo de los mismos, de manera más eficiente que otro tipo de reguladores de crecimiento. Las concentraciones más altas provocaron la formación de callo y la disminución en la respuesta de formación de brotes, por lo que no son recomendables cuando el objetivo es promover la formación de brotes adventicios.

Cuadro 8. Formación de brotes con dos reguladores de crecimiento y tres concentraciones

Tipo de tejido	Concentración de BA mg L ⁻¹	Concentración de ANA mg L ⁻¹	Explantes con brote %	Brotes por explante
yema	0.5	0.05	85	1.6
yema	1.0	0.1	27	1.1
yema	1.5	0.15	19	0.7

A través de los diferentes tratamientos mencionados, es posible multiplicar asexualmente accesiones del género *Sechium* spp.

4. MACRO PROPAGACIÓN

4.1. PROPAGACIÓN DE *SECHIUM* SPP.

La forma común de propagación del chayote es la vía sexual usando el fruto fisiológicamente maduro, que contiene una sola semilla germinando dentro del fruto, cuando está adherido a la planta madre (Cadena-Íñiguez *et al.*, 2007). Este fenómeno se conoce como viviparidad y consiste en la formación de una nueva planta, donde los tallos pueden crecer varios metros de longitud a expensas de las reservas nutritivas del fruto (León, 1968; citado por Pineda, 1973). Según Stephens (1994), citado por Cadena-Íñiguez *et al.* (2007), esto ocurre cuando el fruto alcanza la madurez fisiológica, 35 días después de anthesis, y el signo es la aparición de numerosas estrías en la epidermis.

En relación a la propagación asexual, Bailey (1976)—citado por Orea (1982)—menciona que algunos cultivares especiales se propagan por medio de esquejes de guías. En este caso, los brotes jóvenes se remueven de la parte terminal de la planta con una navaja filosa y se ponen a enraizar en arena, cultivándolos en invernadero hasta el tiempo de trasplantarlos. La propagación *in vitro* ha sido reportada por Abdelnour *et al.* (2002), donde lograron tener entre un 69-85% de plántulas con raíces, cuando no se aplicó ningún tipo de enraizador. Sin embargo, con

dosis bajas de AIB (0.1 y 0.2 mgL^{-1}) todas las plántulas enraizaron y se encontraron diferencias significativas en el número de raíces. Mientras que el enraizamiento de brotes terminales ha sido reportado en un tiempo no mayor a los 32 días (Cadena-Íñiguez *et al.*, 2007).

4.2 PROPAGACIÓN ASEXUAL

La propagación asexual es la duplicación de una planta completa a partir de un tejido celular u órgano de la misma (Gordon y Barden, 1984; citado por Rodríguez, 2006). Esto es posible porque cada célula de la planta madre contiene la información genética necesaria para generar la planta entera (totipotencia). La reproducción puede ocurrir mediante la formación de raíces y tallos adventicios o por medio de la unión de partes vegetativas por injerto (Hartmann y Kester, 1995). Las ventajas más importantes que proporciona la propagación vegetativa son:

- i. Mantener clones.
- ii. Propagar plantas sin semilla.
- iii. Evitar periodos juveniles prolongados.
- iv. Razones económicas.

Existen diversas estructuras de las plantas que se utilizan para la propagación, entre las

más utilizadas se encuentran los hijuelos, acodos, estacas, estaquillados e injertos, según sea la especie (López, 1996; citado por Rodríguez, 2006). Los tallos, por lo general, son la estructura de enraizamiento más utilizada debido a que normalmente tienen suficiente tejido no diferenciado y permiten la diferenciación de los primordios de las raíces; además, ya presentan yemas formadas (Weaver, 1990).

4.3. PROPAGACIÓN POR ESTACAS

En la propagación por estacas se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual se coloca en ciertas condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos. Se obtienen, entonces, segmentos de ramas que contienen yemas terminales y/o laterales, con la expectativa de que —bajo condiciones apropiadas— formen raíces adventicias y se obtengan nuevas plantas.

Estacas herbáceas: Las estacas herbáceas, como en el caso de los genotipos de *Sechium* spp., son de siete a 12 cm de largo, manteniendo o no hojas en la parte superior. El enraizamiento se da en las mismas condiciones que en las de madera suave, necesitando alta humedad relativa. En condiciones apropiadas, el enraizamiento es rápido y con un elevado porcentaje y, aunque no se necesitan sustancias estimuladoras del enraizamiento, con frecuencia se usan para obtener uniformidad en el enraice y un abundante desarrollo radical.

Con base en lo recomendado por Bouterin y Bron (1994) para obtener esquejes se deben considerar los siguientes aspectos:

- i. Reducir una parte del follaje con el fin de evitar la transpiración.

- ii. Suprimir flores y yemas florales, así como las estípulas, si es que existen en la planta.
- iii. Realizar un manejo rápido del esqueje.
- iv. Realizar un corte limpio perpendicular al tallo, algunos milímetros por debajo del nudo.

4.4. REGULADORES DE CRECIMIENTO EN LA PROPAGACIÓN ASEJUAL

Los reguladores del crecimiento de las plantas son compuestos orgánicos que, en pequeñas cantidades, fomentan, inhiben o modifican cualquier proceso fisiológico vegetal. Dentro de estos se encuentran las auxinas, que son promotores del enraizamiento; las giberelinas, responsables de la elongación celular; las citocininas, encargadas de la división celular; el etileno, para acelerar la maduración, y el ácido abscísico, como inhibidor del crecimiento (Weaver, 1990).

4.4.1. AUXINAS

Auxina es un término genérico que se aplica al grupo de compuestos caracterizados por su capacidad para inducir la extensión de las células de los brotes (Weaver, 1990). Se generan principalmente en las partes jóvenes de la planta, estimulan el crecimiento del tallo; la acción del *cambium* vascular; promueven la formación de raíces en estacas, y en muchas plantas inhiben iniciación floral (Leszek, 1989; citado por García y Jiménez, 1999).

Uno de los mejores estimuladores del enraizamiento es la auxina AIB. Tiene una actividad auxínica débil y los sistemas de enzimas destructoras de auxinas la destruyen en forma relativamente lenta (Weaver, 1990).

5. MÉTODOS DE PROPAGACIÓN PARA CHAYOTE

Para multiplicar las accesiones de chayote, se obtienen esquejes de cada grupo varietal de aproximadamente 10 cm de longitud, tomándolos de las plantas más sanas y de la parte terminal de las guías. Los cortes se realizan con bisturí, 1 cm por debajo del nudo. Se debe disminuir el área foliar en 75 % para reducir la transpiración y se eliminan otras estructuras si es que existen.

Los esquejes recién cortados se colocan en un recipiente con agua para evitar, tanto la deshidratación, como el rompimiento de la columna de agua. Posteriormente, se desinfectan con Captán-50 (1 gr·L⁻¹ de agua) y, por último, se ponen en frascos de vidrio color ámbar u oscuro.

5.1. TRATAMIENTOS

Los tratamientos evaluados (incluyendo el testigo) consistieron en ocho diferentes concentraciones de auxinas (ANA y AIB), como se menciona a continuación: testigo (agua destilada); 0.2, 0.8 y 1.5 ml de ANA·L⁻¹ de agua; 0.2, 0.8 y 1.5 ml de AIB·L⁻¹ de agua; 0.6 ml de ANA + 0.3 ml de AIB ·L⁻¹ de agua, y 1.5 ml de ANA + 0.75 ml de AIB ·L⁻¹ de agua.

5.2. OBTENCIÓN Y MANEJO DE LOS ESQUEJES PARA MEDIO LÍQUIDO

El material vegetal utilizado correspondió a esquejes intermedios (cuarto, quinto y sexto nudo) de guías, los cuales se cortaron con un bisturí, procurando que fueran tallos de ramas maduras. Los cortes se realizaron durante la mañana, entre las 7:00 y 10:00 am, cuando la humedad relativa es elevada. Una consideración importante es que la columna de agua en el tejido no se contrae al momento del corte, por el contrario, la turgencia es tan alta que emite un goteo de savia, evitando con esto la posibilidad de embolismo y muerte.

Una vez cortados, los esquejes se colocaron en una cubeta con agua para evitar la transpiración, luego se trasladaron al cuarto de preparación para acondicionarlos. Se debieron quitar los primordios de flores y frutos y cortar el zarcillo, además de reducir el área foliar en, aproximadamente, dos terceras partes. Por último, se realizó un corte diagonal a 1 cm debajo del nudo a enraizar (basal), del cual se eliminaron todas las estructuras.

Los esquejes se colocaron en frascos de plástico o vidrio color oscuro con 500 ml de

solución, de acuerdo al tratamiento respectivo dentro de un invernadero con ventilas laterales. Al interior del invernadero, se colocó una malla sombra al 60 % para disminuir la irradiancia. Se recomienda realizar una aspersión a los siete días después de establecido con Prozycar 50 % (carbendazin) y Terramicina agrícola 5 % (oxitetraciclina) a razón de 1.5 gr L⁻¹ cada uno.

Para tener un mejor control sanitario dentro del invernadero, se adicionó en cada frasco 1 ml de una solución de Ridomil Gold (metalaxil) a razón de 0.75 ml L⁻¹ más 1 ml. de terramicina agrícola 5 % (oxitetraciclina) a razón de 0.25 gr L⁻¹. Las aspersiones con fungicidas se hicieron en rotación dos veces por semana; mientras que el bactericida se aplicó una vez por semana, y los insecticidas, cuando fueron necesarios. Los fungicidas usados fueron: Prozycar (carbendazin), a 1.5 gr L⁻¹; Ridomil Bravo (clorotalonil 40% + metalaxil 4 %), a 2 gr L⁻¹; Tokat (metalaxil), a 1 ml L⁻¹. El bactericida fue Terramicina agrícola 5% (oxitetraciclina), a 1.5 gr L⁻¹; y los insecticidas: Arrivo (cipermetrina), a 2 ml L⁻¹, y Decis (delta-metrina), a 2 ml L⁻¹ (Cuadro 9).

5.3. OBTENCIÓN DE VARETAS, DESCRIPCIÓN Y MANEJO DEL INJERTO

Las varetas se cortaron hasta el segundo nudo a partir del ápice —para el caso de los injertos de nudo— y hasta el tercero, para los injertos de entrenudo. Enseguida, se colocaron durante cinco minutos en una solución de Ridomil Bravo (clorotalonil 40 % + metalaxil 4 %), a razón de 2 gr L⁻¹, más Terramicina agrícola 5 % (oxitetraciclina), a 2 gr L⁻¹. Mientras se dejó reposar la vareta en la solución, se realizó el corte al patrón en el lugar deseado, de acuerdo a la posición del injerto. Después se hicieron dos cortes a la vareta hasta formar una cuña y se realizó un corte longitudinal al patrón y se insertó la

vareta. El injerto se cubrió con parafilm®. Es importante mencionar que se debe desinfectar la navaja, en solución de cloro al 3.5 %, entre cada injertación.

Se tomó la longitud y diámetro de las varetas al momento de injertar, así como el área foliar del patrón. Los injertos se regaron diariamente, aplicando un litro de agua por bolsa al momento del injerto y 250 ml, los días posteriores. De igual forma, se mantuvo alta la humedad relativa en el invernadero, mediante la aplicación de agua asperjada.

5.4. OBTENCIÓN Y MANEJO DE LOS ESQUEJES PARA MEDIO SÓLIDO

El material vegetal utilizado para este medio corresponde a esquejes intermedios (cuarto, quinto y sexto nudo) de guías horizontales cortadas con bisturí. Los cortes se realizaron durante la mañana, entre las 7:00 y 10:00 am, para evitar problemas de pérdida de humedad de los esquejes y embolismo. Una vez cortados, los esquejes se sumergieron completamente dentro de una tina, con una solución de 2 gr L⁻¹ de Ridomil Bravo (clorotalonil 40 % + metalaxil 4 %) y 2 gr L⁻¹ de Terramicina agrícola 5 % (oxitetraciclina) durante cinco minutos, luego se trasladaron al área de preparación para acondicionarlos.

Se eliminaron los primordios de flores y frutos, se cortó el zarcillo y se dejaron las dos yemas del esqueje. Además, se redujo el área foliar en, aproximadamente, dos tercios. Se realizó un corte diagonal de 1 cm por debajo del nudo a enraizar (basal), del cual se eliminaron todas las estructuras. Los esquejes se depositaron en bolsas de polietileno negro de 30 cm de alto, con una mezcla de 1:1 lombricomposta y suelo, y se colocaron en condiciones de invernadero. Los esquejes se regaron diariamente, aplicando un litro de agua por bolsa al momento de plantarlos y 500 ml durante los días posteriores.

5. Métodos de propagación para chayote

Cuadro 9. Grupos varietales de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.] y tratamientos de reguladores de crecimiento para el enraizamiento de esquejes en medio líquido.

Clave	Grupo varietal	Tratamiento
V1	albus minor	Agua destilada (testigo)
V2	albus levis	0.2 ppm de ANA
V3	albus dulcis	0.8 ppm de ANA
V4	virens levis	1.5 ppm de ANA
V5	nigrum levis	0.2 ppm de AIB
V6	nigrum minor	0.8 ppm de AIB
V7	nigrum maxima	1.5 ppm de AIB
V8	nigrum spinosum	0.6 ppm de ANA + 0.3 ppm de AIB
V9	nigrum xalapensis	1.5 ppm de ANA + 0.75 ppm de AIB
V10	albus spinosum	

Cuadro 10. Resultados en días, obtenidos para la emisión de callo, aplicando reguladores de crecimiento.

Tratamiento	V1	V2	V3	V4	V5	V6	V7	V8	V9	V10	Media
A	---	13	14	22	16	9	13	---	21	---	15
B	9	10	8	10	10	8	9	16	11	12	10
C	9	9	8	10	8	9	9	8	10	10	9
D	14	10	8	9	8	8	10	11	10	10	10
E	10	13	11	12	13	9	10	12	11	13	11
F	10	9	7	7	10	8	10	8	11	9	9
G	9	8	9	7	7	7	8	13	10	8	9
H	10	9	9	10	9	8	9	15	10	13	10
I	10	9	8	8	8	7	8	13	9	10	9
Media	10	10	8	9	9	8	9	12	10	11	

Cuadro 11. Resultados en días, obtenidos para la emisión de raíces, aplicando reguladores de crecimiento.

Tratamiento	V1	V2	V3	V4	V5	V6	V7	V8	V9	V10	Media
A	---	21	39	30	35	54	---	---	34	21	33
B	9	17	24	34		37	---	---	26	45	27
C	---	23	28	21	27	26	---	21	26	23	24
D	---	---	28	28	---	---	---	30	---	---	29
E	---	21	22	24	20	---	24	25	26	21	23
F	---	16	19	16	19	23	24	35	20	17	21
G	9	15	18	16	22	19	19	29	20	18	19
H	10	17	18	21	25	36	---	31	---	21	22
I	10	21	24	24	27	27	20	---	23	20	22
Media	10	19	25	24	25	32	22	28	25	23	

Cuadro 12. Resultados en días, obtenidos para número de raíces, aplicando reguladores de crecimiento.

Tratamiento	V1	V2	V3	V4	V5	V6	V7	V8	V9	V10	Media
A	1	4	---	1	1	3	---	---	1	2	2
B	11	6	5	1	---	3	---	---	2	---	5
C	---	1	3	4	1	2	---	---	1	3	2
D	---	---	---	3	---	---	---	1	---	---	2
E	---	2	3	1	2	---	1	1	4	1	2
F	---	3	6	5	6	5	3	1	1	4	4
G	5	4	2	5	4	4	---	3	3	2	4
H	9	6	3	2	3	2	---	1	---	3	3
I	---	4	8	3	2	4	---	---	3	1	4
Media	7	4	4	3	3	3	2	1	2	2	

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIAM* spp.



Figura 31. Secuencia de la emisión de callo, sitios de formación y emisión de primordios de raíces, a partir del uso de reguladores de crecimiento en medio líquido de esquejes de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.].



5. Métodos de propagación para chayote

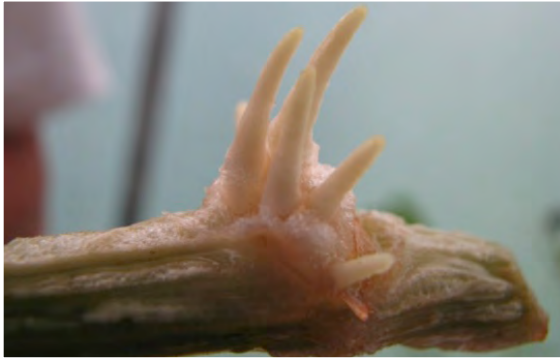


Figura 32. A-B: Raíces funcionales en esquejes de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.], a partir del uso de reguladores de crecimiento en medio líquido. C-D: condiciones generales para el enraizamiento de esquejes. E: Área foliar reducida en los esquejes de chayote.



Figura 33. Raíces funcionales en esquejes de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.] obtenidas a partir del uso de reguladores del crecimiento en sustrato de lombricomposta + tierra 1:1.

- Existen diferencias significativas entre el testigo y cualquiera de las concentraciones de auxinas evaluadas en las variables estudiadas.
- Los tratamientos con 0.8 y 1.5 ppm de AIB estimulan una pronta aparición de callo y raíz, así como un número medio de estas últimas.
- En general, en todas las variedades, las raíces aparecen 15 días después del callo, excepto en la V6, donde el periodo es de 25 días, a pesar de ser esta variedad donde la formación del callo es más rápida.

Cuadro 13. Enraizamiento de esquejes de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.], con reguladores de crecimiento y micorriza (*Glomus intraradices*).

Clave	Grupo varietal	Tratamiento
V1	<i>albus dulcis</i> (CAMBRAY)	A. sin AIB y sin micorrizas
V2	<i>virens levis</i> Tipo Mexicano	B. sin AIB y con micorrizas
V3	<i>virens levis</i> "Costa Rica"	
V4	<i>nigrum máxima</i> (CALDERO)	C. con AIB y sin micorrizas
V5	<i>nigrum xalapensis</i> (NEGRO XALAPA)	D. con AIB y con micorrizas



Figura 34. Desinfección de esquejes recién cortados y bolsa de polietileno de 35 x 15 cm con lombricomposta + tierra 1:1 para trasplante de esquejes de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.].

5. Métodos de propagación para chayote

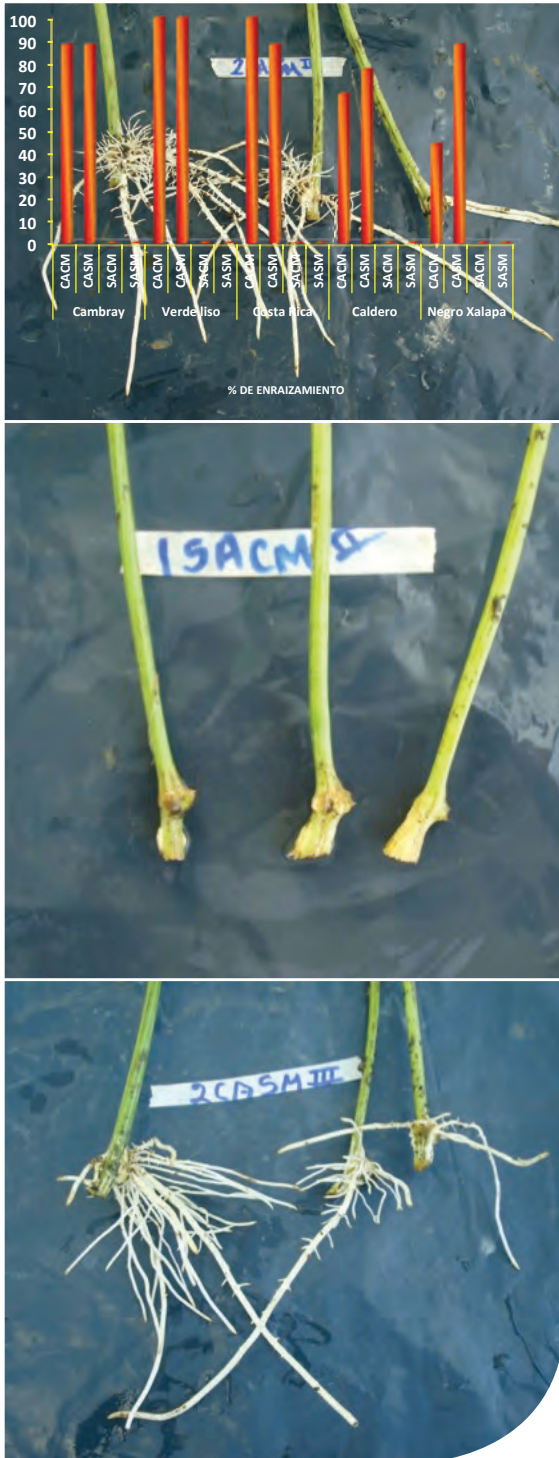


Figura 35. Velocidad de enraizamiento de esquejes de diferentes variantes de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.], con reguladores de crecimiento e inoculación de micorrizas (*Glomus intraradices*).

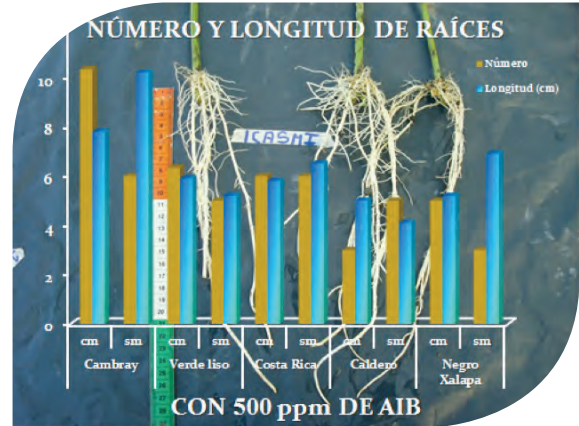


Figura 36. Longitud de raíces de esquejes de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.], con reguladores de crecimiento e inoculación de micorrizas (*Glomus intraradices*).





Figura 37. Puntos de injertación. A: entrenudo; B: nudo; C-D: patrones o portainjertos (*virens levis* Tipo mexicano, *virens levis* Tipo Costa Rica, *nigrum spinosum*).

5. Métodos de propagación para chayote





Figura 38. Proceso de injertación. A-B: Patrón a partir de semilla y preparado con corte de yema apical. C-D: Preparación de la vareta de la variedad a injertar. E: Realización de la hendidura en el patrón. F-G: Posicionamiento y fijado de la vareta.



5. Métodos de propagación para chayote



Figura 39. Proceso de injertación. A-B: Vendado del injerto con parafilm®. C: Injerto realizado exitosamente. D: Injerto de entrenudo. E: Injerto de nudo.

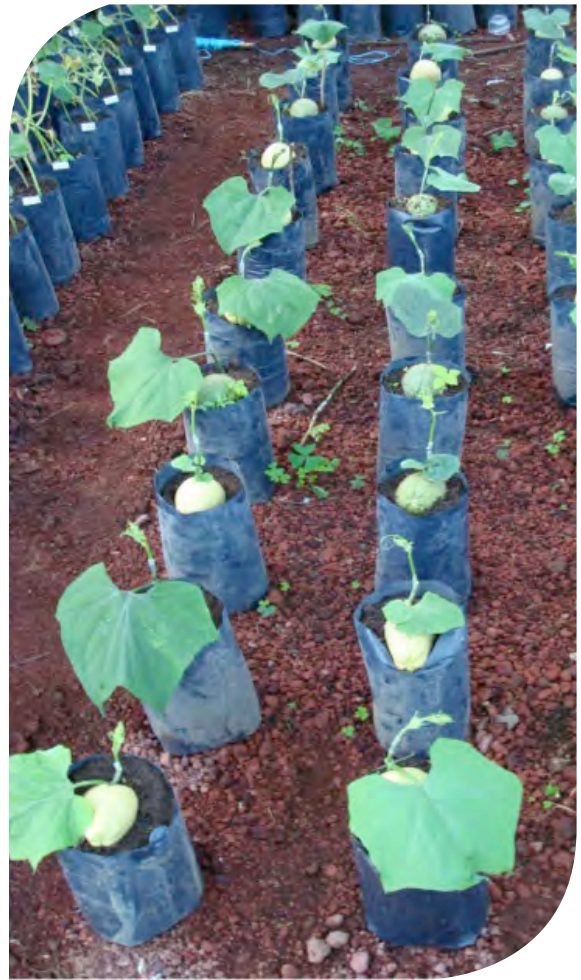


Figura 40. Plantas injertadas con 15 días de sobrevivencia.

6. ¿QUIÉN ES EL GISeM?

El GISeM es un grupo interdisciplinario de investigación, integrado por investigadores de diferentes instituciones —Colegio de Postgraduados (COLPOS), Universidad Autónoma Chapingo (UACH), Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), Facultad de Estudios Superiores Za-

ragoza de la Universidad Nacional Autónoma de México (FES-UNAM) y la Universidad Autónoma de Chiapas (UNACH)— comprometidas con el aprovechamiento integral de los recursos filogenéticos mesoamericanos, lo cual incluye su rescate, conservación, investigación y transferencia tecnológica.



inifap

Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias



El logo distintivo del GISEM alude a las pirámides construidas por las culturas mesoamericanas que domesticaron al chayote. La escala de colores recuerda la variación encontrada en los frutos de los diferentes tipos de chayote, los cuales van desde el verde oscuro, verde claro, amarillo y, en ocasiones, amarillo crema a blanco. El icono que corona la pirámide es el glifo con el cual los antiguos mexicanos representaban la comunicación, misma que, en su significado emblemático, la retoma el GISEM para transmitir la riqueza cultural y biológica, así como las nuevas evidencias científicas que prueban, que los recursos fitogenéticos de Mesoamérica deben conservarse y utilizarse de manera integral para el beneficio de la sociedad.

En abril del 2008, el GISEM —a través del Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos (SINAREFI) dependiente de la SAGARPA— es reconocido como la Red Nacional de Chayote, misma que tiene por objeto principal: promover el intercambio y la cooperación científica; fomentar la coordinación, planificación y fijación de prioridades, como medio de evitar la dupli-

cidad de esfuerzos; reforzar y hacer más eficaz la labor realizada en materia de recursos fitogenéticos, reduciendo al mínimo los costos de conservación y utilización; así como coordinar la integración y postura de la red para la participación en los foros nacionales e internacionales sobre la planeación, establecimiento y directrices de políticas, acciones y proyectos.

Los investigadores del grupo GISEM realizan actividades de investigación, docencia y vinculación con el sector agrícola de México, además integran dentro de su proyecto a cada actor de la cadena productiva, con el fin de organizarlos y capacitarlos para desarrollar un sistema de producción sustentable que redunde en la generación de riqueza rural, empleos y dignificación de la producción agrícola. Por ello, el GISEM plantea la creación de programas de intervención social con los productores o tenedores rurales y no rurales (usuarios-custodios) de los RFAA, que generen políticas focalizadas y diversificación del tipo de apoyos y estímulos para crear la cultura de la conservación *in situ*.

LITERATURA

- Abdelnour E., A.; Ramírez C. y Engelmann F. 2002. "Micropropagación de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.] a partir de brotes vegetativos". *Agronomía mesoamericana* 13: 147-151.
- Abdelnour E., A. et al. 2006. *Cultivo de meristemas, termo y quimioterapia en chayote [Sechium edule (Jacq.) Sw.] para la erradicación del virus del mos.*
- Alvarenga S. V., Abdenouar A. E., Villalobos A. M. 2007. "Conservación *in vitro* de chayote (*Sechium edule*)". *Agronomía mesoamericana*. 18: 001.
- Boutherin D. y Bron G. 1994. *Multiplicación de plantas hortícolas*. Editorial ACRIBA. Zaragoza, España. 225 p.
- Brenes-Hine, A. 2002. Proyecto: "Conservación de germoplasma de chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Swartz] y tacaco [*Sechium tacaco* (Pittier) C. Jeffrey] como una base de apoyo para el mejoramiento genético y la producción de semillas". Universidad Nacional. Heredia, Costa Rica. 18 p.
- Cadena-Íñiguez, J. et al. 2001. "Intercambio de gases y relaciones hídricas del chayote [*Sechium edule* (Jacq.) Sw.]". *Revista Chapingo*. Serie horticultura 7 (1): 21-35.
- Cadena-Íñiguez, J. 2005. *Caracterización morfoestructural, fisiológica, química y genética de diferentes tipos de chayote [Sechium edule (Jacq.) Sw.]*. Tesis doctoral. Colegio de posgraduados. Texcoco, Edo. de México. 156 p.
- Cadena-Íñiguez, J. et al. 2006. "Quality evaluation and influence of 1-MCP on *Sechium edule* (Jacq.) Sw. fruit during postharvest". *Postharvest Biology and Technology* 40: 170-176.
- Cadena-Íñiguez, J. et al. 2006. "Chayote, calabazas y otras cucurbitáceas". *Somefi*: 12.
- Cadena-Íñiguez, J. et al. 2007. "Production, Genetics, Postharvest Management and Pharmacological Characteristics of *Sechium edule* (Jacq.) Sw". *Fresh Produce* 1(1): 41-53.
- Cook, O. F. 1901. "The Chayote: A Tropical Vegetable". Bulletin No. 28. Division of Botany, U. S. Department of Agriculture, USA: 7-31.
- Cruz-León, A. y D. Querol-Lipcovich. 1985. *Catálogo de recursos genéticos de chayote (Sechium edule Sw.) en el Centro Regional Universitario Oriente de la Universidad Autónoma Chapingo*. UACH, Chapingo, México. pp: 5-25.
- García L., D. y J. W. Jiménez J. 1999. *Propagación vegetativa de tomate de cáscara (Physalis ixocarpa Brot.) vía clonación de esquejes*. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Edo. de México. pp: 8-20.
- Hartmann, T. H. y D. E. Kester. 1987. *Propagación de plantas, principios y prácticas*. Editorial CECSA. México, D. F., México. 760 p.
- Hartmann, T. H. y D. E. Kester. 1995. *Propagación de plantas: principios y prácticas*. Cuarta ed.. Editorial CECSA. México, D. F. 760 p.
- Lira, R. y F. Chiang. 1992. "Two New Nombinations in *Sechium* (Cucurbitaceae) from

- Central America and a New Species from Oaxaca, México". *Novon* 2: 227-231.
- Lira, R. 1995. "Estudios taxonómicos y ecogeográficos de las cucurbitáceas latinoamericanas de importancia económica: *Cucurbita*, *Sechium*, *Sicana* y *Cyclanthera*". *Systematic and Ecogeographic Studies on Crops Genepools* 9: 116-169. International Plant Genetic Resources Institute. Rome, Italy.
- Lira S., R. 1996. Chayote. *Sechium edule* (Jacq.) Sw. Promoting the Conservation and Use of Underutilized and Neglected Crops. 8. Institute of Plant Genetics and Crop Plant Research, Gatersleben/International Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy. 58 p.
- Lira, R.; Castrejon, J.; S. Zamudio y C. Rojas-Zenteno. 1999. "Propuesta de ubicación taxonómica para los chayotes silvestres (*Sechium edule* Cucurbitaceae) de México". *Acta botánica mexicana* 49: 47-61.
- Maffioli, A. 1981. *Recursos genéticos de Sechium edule* (Jacq.) Sw (Cucurbitaceae). CATIE, Unidad de recursos genéticos. Turrialba, Costa Rica. 151 p.
- Murashige, I. and F. Skoog. 1962. "A Revised Medium for Rapid Growth and Bio Assays with Tobacco Tissue cultures". *Physiologia Plantarum* 15: 473- 497.
- Newstrom, L. E. 1986. *Studies and the Origin and Evolution of Chayote* *Sechium edule* (Jacq.) Sw. (Cucurbitaceae). Thesis Ph. D. University of California. Berkeley, California. 149 p.
- Orea C., D. P. 1982. *Aspectos de anatomía del fruto del chayote* (*Sechium edule*). Tesis Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. pp: 6-9.
- Ortega-Paczka, R.; M. A. Martínez-Alfaro y G. Rincón-Enríquez. 1998. "Principales cultivos de México y sus regiones mundiales de mayor diversidad" en *Memoria Sociedad Mexicana de Fitogenética*. XVII Congreso de Fitogenética. Acapulco, México. pp: 321.
- Pineda C., M. A. 1973. *Algunos aspectos fisiológicos sobre el cultivo del chayote* (*Sechium edule* Sw). Tesis Licenciatura. Universidad de Costa Rica. Turrialba, Costa Rica. pp: 5-7.
- Queupumil, M. H. 2004. *Evaluación de dos sistemas de riego microjet y goteo, con la utilización de dos sustratos (turba y tierra-arena), en la propagación vegetativa por estacas de Drimys winteri, forst, (canelo) bajo condiciones de invernadero en la comunidad indígena Millapan Romero, Temuco-Chile*. Tesis de Licenciatura. Escuela de Agronomía, Facultad de Ciencias Agropecuarias y Forestales de la Universidad Católica de Temuco.
- Ramos V., M. A. 2004. *Propagación vegetativa de Sequoia sempervirens* (D. Don) Endl. a través de estacas. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Forestales, Universidad de Chile. Santiago, Chile. 108 p.
- Reinecke, F. 1898. "Die Flora der Samanoa-Inseln". *Englers Botany Journal*. 23: 237-368.
- Rodríguez G., B. L. 2006. *Propagación vegetativa de jitomate* (*Lycopersicon esculentum* Mill) mediante el enraizamiento de esquejes e injertos. Tesis Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Edo. de México. pp: 10-17.
- Wang, X.; L. Buxun y Wang. 1997. "Regeneration of Plants from Hypocoyt of *Sechium edule*". *China Physiology Society*.
- Weaver R., J. 1990. *Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura*. Editorial Trillas. México D. F. 622 p.

“El Colegio de Postgraduados está comprometido con el manejo responsable de los productos forestales, es por ello que buscamos a través de nuestros proveedores de impresión apoyar al Forest Stewardship Council, principal organismo internacional de certificación forestal. Las publicaciones que editamos y que llevan la etiqueta FSC® han sido impresas en papel certificado FSC®, lo cual garantiza que dicho papel proviene de fuentes responsables y ha sido custodiado en todos los pasos del proceso desde su elaboración hasta la impresión”.

CONSERVACIÓN Y MULTIPLICACIÓN DE UNA COLECCIÓN DE *SECHIUM* SPP.

IMPRESO EN MÉXICO PRINTED IN MÉXICO
PRINTING ARTS MEXICO, S. DE R. L. DE C. V.
CALLE 14 NÚM. 2430, ZONA INDUSTRIAL
GUADALAJARA, JALISCO, MÉXICO. C.P. 44940
WWW.TEGRAFIK.COM
RFC: PAM 991118 DGO
TIRAJE: 1,000 EJEMPLARES.

Los chayotes (*Sechium* spp.) son plantas monoicas de polinización cruzada, y la mejor forma de mantener la identidad genética de su amplia variación biológica es mediante la multiplicación asexual. El grupo interdisciplinario de Investigación en *Sechium edule* en México (GISEM), en colaboración con el Colegio de Postgraduados, el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), la Universidad Autónoma Chapingo y el Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos (SAGARPA-SNICS-SINAREFI), han desarrollado diferentes metodologías de multiplicación y conservación a través de la propagación *in vitro*, enraizamiento de esquejes e injertación de las accesiones de chayotes de diferentes especies del género *Sechium* spp., que integran la colección núcleo del Banco Nacional de Germoplasma de chayote, con el fin de conservar, multiplicar y preservar su identidad genética, contar con réplicas para reposición ante siniestros, y atender programas de reinserción de variedades al sector productivo nacional ante catástrofes naturales.

