



UADY

CAMPUS DE
CIENCIAS
BIOLÓGICAS Y
AGROPECUARIAS
"Luz, Ciencia y Verdad"

**Biología reproductiva y apifauna visitante de la Jícama
Pachyrhizus erosus (L) Urban: (Fabaceae-Papilionoideae)
en Yucatán**

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO

PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS

POR:

Licenciada en Administración de Recursos Naturales

Carolina Isabel Cuanalo Romero

Asesores:

Dr. José Javier Quezada Euán

Dr. William May Itzá

Dra. Miriam Ferrer Ortega

Mérida, Yuc., México, junio de 2016

Declaratoria de originalidad

“El presente trabajo no ha sido aceptado o empleado para el otorgamiento de título o grado diferente o adicional al actual. La tesis “Biología reproductiva de Jícama (*Pachyrhizus erosus* (L) Urban: Fabaceae-Papilionoideae) y apifauna visitante en el sub-trópico mexicano” es resultado de las investigaciones del autor, excepto donde se indican las fuentes de información consultadas. El autor otorga su consentimiento a la UADY para la reproducción del documento con el fin del intercambio bibliotecario siempre y cuando se indique la fuente”

Dedicatoria

A mis padres, Carmen y Heriberto, ellos son mi ejemplo y la razón de querer mejor cada día.

Agradecimientos

A mis padres, Carmen y Heriberto, por su amor y apoyo incondicional.

Al CONACYT por la beca nacional de posgrado institucional en ciencias agropecuarias y manejo de recursos naturales tropicales con número de folio 352337/293814, otorgada para la realización de la tesis.

A mis asesores Dr. William May Itzá y Dra. Miriam Ferrer Ortega por su paciencia, apoyo y confianza en mí capacidad y mi trabajo.

Al Departamento de Apicultura; Dr. Luis A. Medina Medina, M. C. Humberto Moo Valle y Patricia Beltrán y todo su personal por todo el apoyo moral y académico en la realización de la tesis.

A los investigadores Dr. Tomas Rodríguez Riaño y Dra. Ana Ortega Olivencia por todo el aprendizaje durante la estancia de investigación en el Departamento de Biología Vegetal, Ecología y Ciencias de la Tierra de la Universidad de Extremadura en Badajoz (España). También a la Dra. María Luisa Pérez Navarro y Dra. Josefa López por acogerme en el laboratorio y apoyarme. Gracias infinitas por todo durante esa estancia, realmente me hicieron sentir en casa.

A mis amigos de generación Fernando, Úrsula, Eve, Soto, Chano, Ale, Carmen, Cocas, Licho, Julián, Marianita, Ross, Irving y Gerardo, son de lo más valioso que me llevo de esta etapa.

A mis amigos César, Pau y Roger, por acompañarme y rescatarme durante el trabajo de campo; a Faby, Judith y Valdez por su apoyo, porras y paciencia.

Resumen

La producción de semillas del cultivo de jícama en Mesoamérica puede depender o favorecerse por polinización mediada por apifauna, o resultar de la auto-fecundación como en otros cultivos tropicales de la tribu Phaseoleae. Para analizar la relación de los visitantes florales con la reproducción de la jícama se describieron atributos florales utilizando 12 caracteres morfométricos en botones florales y 37 en flores abiertas, encontrando una anatomía similar a la de otras papilionáceas y una estructura encargada de la producción de néctar. La diversidad de apifauna calculada con el índice de Shannon –Weaver en 3 parcelas, fue de 1.37 ($\chi^2 = 102.14$; $P > 0.001$). La frecuencia de los visitantes de apifauna varió con el horario: *Apis mellifera* es el visitante más frecuente (66%) entre 8:00 y 10:00h, los meliponinos entre 12:00h y 14:00h y los no meliponinos después de las 14:00h. La frecuencia de apifauna se correlacionó positivamente con la densidad floral ($S = 0.43$, $P = 0.007$). La concentración del néctar fue de 38.75% (± 9.86 D.E.) y su variación no está afectada por el horario ($F_{3,8} = 0.15$, $P = 0.925$). La receptividad estigmática fue menor en botones que en flores recién abiertas ($\chi^2 = 25.27$ gl = 2 $P < 0.0001$). Se obtuvo un promedio polen/óvulo de 2,299.27 (± 61.95 E.E.), característico de especies xenógamas facultativas. Para evaluar limitación por polen y auto-polinización automática se aplicaron cuatro tratamientos de polinización a 15 plantas registrando la fructificación, número, peso y viabilidad de semillas: La fructificación fue mayor en polinización abierta comparada con polinización manual y flores emasculadas ($H = 12.15$, $P = 0.006$). Finalmente, se calculó el índice de limitación por polen ($L = -0.17$) cuya significancia estadística no fue suficiente. La evidencia sugiere que el sistema de reproducción es mixto, como ocurre en otros cultivos tropicales de Phaseoleae, y que las abejas favorecen la producción de semillas.

Palabras clave: *Pachyrhizus erosus*, arquitectura floral, polinización, apifauna, Papilionoideae

Summary

Seed production of yam bean crop in Mesoamerica could benefit from bee-fauna pollination, or could be the result of selfing likewise other tropical crops of Phaseoleae tribe. To analyze the relation between floral visitors and yam bean reproduction, floral architecture was described using 12 and 37 morphometric traits in buds and open flowers respectively; anatomy was similar to other papilionoid crops, and a structure in charge of nectar production. Bee diversity calculated with Shannon –Weaver index in 3 land plots was 1.37. Bee-fauna visits depend on visit time ($\chi^2 = 102.14$; $P > 0.001$): the most frequent visitors were: *Apis mellifera* (66%) between 8:00 and 10:00 meliponids between 10:00 and 12:00; and meliponids after 14:00h. Bee-fauna frequency was positively correlated with floral density ($S = 0.43$, $P = 0.007$). Sugar concentration on nectar was 38.75% (± 9.86 S.E.) and it's not affected by visit time ($F_{3,8} = 0.15$, $P = 0.925$). Stigma receptivity was lower in buds than in open flowers ($\chi^2 = 25.27$ $df = 2$ $P < 0.0001$). Mean pollen/ovule index was 2,299.27 (± 61.95 S.E.), characteristic of facultative xenogamy. Four pollination treatments were applied to 15 plants to evaluate pollen limitation and automatic selfing using fruit set, number, weight and viability of seeds; fruit set of open pollination was higher compared with hand pollination and emasculation ($H = 12.15$, $P = 0.006$). Finally pollen limitation index was calculated ($L = -0.17$), although statistically not significant. Evidence suggests that yam bean has a mixed breeding system like some other tropical crops in Phaseoleae and that seed production is favored by bees.

Key words: *Pachyrhizus erosus*, breeding system, pollination; bees-fauna, Papilionoideae.

Índice General.

1. Introducción.....	1
2. Marco teórico.....	3
2.1. Cultivo de jícama <i>Pachyrhizus erosus</i>	3
2.2. Producción tradicional de semilla.....	5
2.3. Arquitectura floral de la jícama.....	6
2.3.1. Mecanismos de presentación de polen en papilionáceas.....	8
2.4. Polinización y papel de las abejas en la reproducción.....	10
2.4.1. Polinización de cultivos tropicales en la tribu Phaseoleae.....	11
2.5. Sistema reproductivo de las plantas.....	15
2.5.1. Limitación por polen.....	18
3. Objetivos e Hipótesis.....	20
3.1. Objetivo general.....	20
3.2. Objetivo específico.....	20
3.3. Hipótesis.....	21
4. Referencias.....	22

Artículo: “Biología reproductiva de Jícama (<i>Pachyrhizus erosus</i> (L) Urban: Fabaceae-Papilionoideae) y apifauna visitante en el sub-tropico mexicano” ...	30
Resumen.....	31
1. Introducción.....	32
2. Materiales y métodos.....	34
2.1. Sitio de estudio.....	34
2.2. Arquitectura floral.....	35
2.3. Visitantes florales del cultivo de jícama.....	35
2.4. Sistema reproductivo.....	37
2.4.1. Limitación por polen.....	39
3. Resultados.....	41
3.1. Arquitectura floral.....	41
3.2. Apifauna visitante del cultivo de jícama.....	52

3.3. Sistema reproductivo.....	52
3.3.1. Limitación por polen.....	53
4. Discusión.....	56
5. Conclusiones.....	61
6. Referencias.....	62

Índice de figuras.

Figura 1. Descripción anatómica de <i>P. erosus</i> , tomada de Sorensen (1996).....	8
Figura 2. Estadios florales de <i>P. erosus</i>	41
Figura 3. Principales estructuras de la flor de <i>P. erosus</i>	42
Figura 4. Morfología floral de <i>P. erosus</i>	46
Figura 5. Histología del disco nectarífera de <i>P. erosus</i>	48
Figura 6: Frecuencia de visitantes por grupo.....	51

Índice de Cuadros.

Cuadro 1. Esquema del Calendario del ciclo de producción de semilla y tubérculo de <i>P. erosus</i>	6
Cuadro 2. Especies y frecuencia de polinizadores en cultivos de papilionáceas.....	13
Cuadro 3. Categorías para clasificar el sistema reproductivo de acuerdo al valor promedio de P/O (Cruden, 1977).....	16
Cuadro 4: Variables morfológicas de las piezas florales de jícama con media, desviación estándar y varianza.....	44
Cuadro 5: Especies y comportamiento de apifauna visitante del cultivo de jícama.....	49
Cuadro 6: Frecuencias de las conductas observadas por grupo de apifauna visitante en los muestreos de colecta y censo; y para los datos agrupados...	50
Cuadro 7: Prueba de independencia de frecuencias por horario y grupo de apifauna visitante.....	50
Cuadro 8: Análisis de riqueza, abundancia y diversidad por grupo de apifauna visitante.....	51
Cuadro 19: Frecuencia de adherencia (presencia) y promedio de germinación de polen (proporción de tubos polínicos/granos polen) por estadio analizado en inflorescencias embolsadas con polinización manual (prueba de receptividad) y sin polinización manual (capacidad de auto-polinización).....	52
Cuadro 10: Prueba de Kruskal-Wallis de 1 vía para cada una de las 4 variables analizadas.....	53
Cuadro 11. Valores promedio, mediana y varianza por tratamiento de polinización.....	55

Anexos

Anexo 1: Características de las parcelas de estudio en Maxcanú, Yucatán.....	68
Anexo 2: Muestreo de densidad y diversidad de visitantes florales modificado basado en Vaissière <i>et al.</i> (2011).....	69

1. Introducción:

En la península de Yucatán, el cultivo de jícama (*Pachyrhizus erosus*) se encuentra asociado al agroecosistema tradicional maya de roza-tumba- quema (Zulueta, 1993; Terán y Rasmussen, 1994); así como a los huertos familiares de la región (Flores, 1999; Mariaca *et al.*, 2010; Flores *et al.*, 2013). Este cultivo nativo, forma parte de la dieta habitual de la población maya actual y se asocia incluso a celebraciones tradicionales como el Hanal Pixan (Zulueta, 1993; Buenfil *et al.*, 1999), por todo ello forma parte importante del patrimonio biocultural de los mexicanos (Boege, 2001).

La jícama es de importancia social y cultural para los productores; ya que se cataloga como un cultivo subutilizado que contribuye a la seguridad alimentaria (Sørensen, 1996; Delêtre *et al.*, 2013). Sin embargo, contribuye también a la economía de pequeña escala al haber comercialización local, regional y mundial incipiente (Secretaría de Economía, 2015; Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, 2015).

La arquitectura floral de la jícama es la típica de la subfamilia Papilionoideae presentando inflorescencias o pseudo racimos (Sørensen, 1988; Tucker, 2003). Las flores de forma amariposada, simetría bilateral o cigomorfa y un intrincado ensamblaje entre los cinco pétalos altamente modificados, son las características de esta subfamilia (Rodríguez y Porrás, 2010; Flores *et al.*, 2013). La disposición diferencial de estructuras de las flores papilionáceas afecta tanto la actividad, como el tipo de polinizador que las visita; por lo que la interacción entre planta-polinizador debe ser estudiada para cada especie (Alemán *et al.*, 2014).

De manera general los reportes de las necesidades de polinización de los cultivos tropicales son escasos (Roubik, 1995). Las especies silvestres de abejas, se ha encontrado son los principales polinizadores de especies de la tribu Phaseoleae, ya que son los únicos organismos capaces de activar los mecanismos especializados de las flores papilionáceas (Free, 1968; Ibarra *et al.*, 1999; Milfont *et al.*, 2013; Fohouo *et al.*, 2009, 2014; Monasterolo *et al.*, 2015). Sin embargo, también se ha encontrado que especies de abejas que no activan

los mecanismos, como *Apis mellifera*, pueden contribuir a la polinización (Giovanetti y Arrone, 2013). Otras especies de Phaseoleae son frecuentemente visitadas por otros insectos como avispa, hormigas, escarabajos, hemípteros y mariposas, que pueden contribuir en menor escala a la polinización (Ibarra *et al.*, 1999; Milfont *et al.*, 2013; Fohouo *et al.*, 2009, 2014; Monasterolo *et al.*, 2015).

Para el cultivo de la jícama los visitantes y posibles polinizadores reportados son especies de abejas (Sørensen, 1990; Roubik, 1995; Vibrans, 2009). Sin embargo, no se han identificado de manera sistemática las especies que lo visitan y se desconoce el papel de los polinizadores en el éxito reproductivo de la especie (Asworth *et al.*, 2009).

Los estudios sobre el sistema reproductivo de la jícama se enfocan en la presencia de dicogamia o aspectos de morfología floral en los que se han supuesto auto-fertilización (Sørensen, 1996). La inexistencia de estudios en los que se haya evaluado la calidad y cantidad de las recompensas florales que ofrece este cultivo requiere profundizar en el estudio de la polinización de esta especie para entender las condiciones en las que se producen las semillas para propagar el cultivo. Es necesario, además, entender si existen mecanismos que limitan el éxito reproductivo de la especie, ya que *a priori* se asume que los cultivos de especies de la tribu Phaseolae son auto-polinizables, aunque se han reportado sistemas de apareamiento mixto; al menos en tres especies; por lo que los visitantes florales contribuyen a la entrecruza (Free, 1993, Fohouo *et al.*, 2009).

En este estudio se evaluó la interacción planta-apifauna en el cultivo de jícama *Pachyrhizus erosus* en Yucatán, con el fin de conocer la diversidad de visitantes florales, las características de la arquitectura floral y con base en esta información inferir el sistema reproductivo y la posible existencia de limitación por polen, la cual reduce el éxito reproductivo y afectan la viabilidad de las poblaciones, la evolución del sistema reproductivo y las características florales.

2. Marco teórico

2.1 Cultivo de la jícama *Pachyrhizus erosus*

Pachyrhizus erosus L. (Urban), pertenece a la familia Fabaceae, subfamilia Papilionoideae (Wojciechowski *et al.*, 2004; Cardoso *et al.*, 2015). La especie es una hierba perenne trepadora, con tubérculos subterráneos. Presenta tallos espiralmente estriados y estrigosos de 5 hasta 50 cm de longitud; así como hojas sencillas alternadas. Las flores son hermafroditas, blancas a violeta claro, se presentan en racimos compuestos, a lo largo de los cuales se desarrollan entre 4 y 11 racimos simples, cada racimo simple está compuesto por entre 2 y 5 flores. (Sørensen, 1988; León, 2000; Rodríguez y Porras, 2010).

La jícama es originaria de Mesoamérica y utilizada por sus raíces comestibles; por lo que se cultiva desde tiempos precolombinos en toda esta zona (Zulueta, 1993; Sørensen, 1996). La jícama es un cultivo que forma parte de la diversidad agrícola y biocultural de la región, pudiendo contribuir a la seguridad alimentaria de esta región (Sørensen, 1996). El nombre común en México es jícama o jícama dulce y en maya se le conoce como chikam o mejen chi'kam (Zulueta, 1993; Arellano *et al.*, 2003). Aquí, la planta se cultiva para la producción de tubérculos con fines alimentarios, religiosos y medicinales (Arellano *et al.*, 2003).

El cultivo de la jícama se considera subutilizado, ya que no forma parte de los cultivos en los que tradicionalmente se basa la alimentación humana (Sørensen, 1996). Sin embargo, este cultivo está adaptado a las condiciones ambientales para su propagación, y es parte de la alimentación a nivel local o regional de zonas marginadas; por lo que tiene una importancia social y cultural para los países donde se produce (Sørensen, 1996; Delêtre *et al.*, 2013).

Los tubérculos de la jícama contribuyen a una dieta nutritiva y balanceada, ya que contienen azúcares, almidón de fácil digestión, proteína y agua, así como pequeñas cantidades de calcio, hierro y fósforo (Márquez, 1992). La jícama, es además un cultivo de cobertura que mejora la fertilidad de los suelos debido a la

simbiosis que realiza con bacterias fijadoras de nitrógeno y permite la optimización del uso del suelo dedicado a la agricultura al intercalarse con otros cultivos tradicionales (Márquez, 1992; Cadima, 1995; Zanklan, 2003).

A pesar de clasificarse como un cultivo subutilizado, actualmente la producción de jícama tiene también importancia y potencial económico; ya que el tubérculo se comercializa y consume a nivel internacional (Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, 2012; International Trade Center, 2014). En el caso de México, la exportación de jícama aporta alrededor de \$12 millones de dólares americanos, con una demanda creciente en países como Estados Unidos de América, Canadá, Francia, España, Costa Rica, Reino Unido, Nicaragua, Alemania, Guatemala, Hong Kong (China) y VietNam (International Trade Center, 2014; Secretaría de Economía, 2015). A nivel nacional, el cultivo tiene una demanda continua a lo largo de todo el año y se cultiva con fines comerciales en 17 estados del país, ocupando 8,321 ha, con un valor de la producción de \$593 millones de pesos (Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera, 2015; Secretaría de Economía, 2015)

En el estado de Yucatán, la producción comercial local del tubérculo, se realiza en una superficie de 59 ha con un valor de \$2.84 millones de pesos, siendo Maxcanú el principal municipio productor, ya que contribuye con el 83% del volumen de producción del estado (Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera, 2015). La mayor demanda de esta producción local se observa durante los meses de octubre y noviembre en los mercados de la ciudad de Mérida; mientras que en el interior del estado su producción y comercialización se mantiene durante casi todo el año, aunque en menores volúmenes (Secretaría de Economía, 2015).

Un elemento importante para la producción del tubérculo es el origen del material vegetativo para el establecimiento del cultivo de la jícama en cada ciclo. En este caso, el material se obtiene alternando propagación vegetativa (tubérculos) y propagación sexual. Los tubérculos se siembran para obtener plantas dedicadas a la producción de semillas; y estas semillas (propagación sexual), se siembran para el establecimiento de las plantas para la producción de

los tubérculos (Sørensen, 1996; Delêtre *et al.*, 2013). En la actualidad en México, así como en Yucatán, no se registra una producción a nivel comercial de la semilla (Secretaría de Economía, 2015).

2.2 Producción tradicional de semilla de jícama en Maxcanú, Yucatán.

De acuerdo con la dirección de Agricultura de la Secretaría de Desarrollo Rural del estado de Yucatán (2014) la semilla en Maxcanú la obtiene cada productor para uso propio al mantener dentro de su parcela entre 3 y 4 plantas a las cuales no se les realiza aclareo de flores y se permite la formación de fruto para posteriormente cosechar la semilla. La comercialización de la semilla se observa ocasionalmente en mercados o tianguis locales. (Comunicación personal, 2014). Esta dependencia identificó para 2014, setenta productores de los cuales solo cinco tienen parcelas específicas para la producción de semillas. La práctica de manejo tradicional para la obtención de semilla con fines comerciales, consiste en establecer una parcela de entre 3 y 5 mecatres (entre 1200 a 2000 m²). En esta parcela se siembran tubérculos seleccionados de la cosecha del ciclo anterior, en los meses de noviembre y diciembre. Estos tubérculos se almacenan durante 6 meses en un lugar oscuro y fresco para permitir el desarrollo de una yema. Los tubérculos se seleccionan de acuerdo a su diámetro y apariencia. Estos deben tener entre 15 y 20 cm de diámetro y cáscara limpia y uniforme. Los tubérculos con yemas se siembran a una distancia de entre 1.5 y 2 m al comienzo de la época de lluvias, normalmente en el mes de junio. El ciclo de producción de semilla es anual y se realiza de manera paralela a la producción del tubérculo, pero en parcelas separadas.

Las plantas se desarrollan cubriendo el suelo y enredándose unas con otra sin espalderas. La floración ocurre, aproximadamente cinco meses posteriores a la siembra, entre los meses de octubre y noviembre, con una duración de entre 4 y 6 semanas. Cuatro semanas posteriores a la antesis de la flor, se desarrollan los frutos. Los frutos se dejan madurar en la planta durante 2 meses, para luego cortar el tronco de la planta y dejar secar los frutos aun en las ramas. Los frutos secos se

cosechan aproximadamente 6 meses después, entre los meses de diciembre y enero (Cuadro 1).

Cuadro 1. Esquema del Calendario del ciclo de producción de semilla y tubérculo de *Pachyrhizus erosus*. S=siembra; C=crecimiento; Co= Cosecha; F= Floración; FF= Formación de frutos

Mes	Año 1							Año 2
	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre	Enero
Semilla	S		C		C	Co		
Tubérculo	S		C		F	FF	Co	Co

2.3 Arquitectura floral de jícama

La arquitectura floral consiste en el ensamble de los órganos florales y la relación entre los órganos individuales y la estructura total de la flor (Endress, 2008). Las flores son la estructura directamente relacionada con la reproducción de las plantas y sus vectores visitantes. Las características morfológicas y funcionales desempeñan un papel fundamental en el éxito reproductivo de una especie (Castro, 2009). En los botones florales, la arquitectura floral está relacionada con la economía del espacio y la función protectora; mientras que en la flor, lo está con la antesis floral y la función y desarrollo sexual con respecto a la biología reproductiva (Endress, 1998).

La arquitectura floral y el arreglo de las flores en inflorescencias o pseudo racimos de la jícama que son los típicos de la subfamilia Papilionaceae (Sørensen, 1988; Tucker, 2003). Las flores de diferentes edades se abren de manera secuencial (León, 2000; Judd *et al*, 1999); empezando por las más viejas en la base y las más jóvenes en el ápice (Phillips-Mora *et al*, 1993; León, 2000).

Las flores hermafroditas se conforman por 5 pétalos; un pétalo superior llamado estandarte, dos pétalos paralelos llamados alas y dos pétalos interiores

unidos que forman una quilla; estructura que envuelve a los órganos reproductivos (Rodríguez y Porras, 2010).

En las papilionáceas, los órganos reproductivos consisten en el androceo y el gineceo. El androceo u órgano reproductivo masculino, es pentámero y está compuesto por 2 verticilos alternantes. La fusión de los estambres, representa una ventaja comparativa al fortalecer la flor y limitar el rango de polinizadores que pueden acceder a sus recompensas, esto probablemente sea resultado de la co-evolución de ambos organismos (Rodríguez *et al.*, 1999). En el caso del órgano reproductivo femenino, o gineceo, contiene al ovario y el estilo. La parte receptiva del gineceo, ubicada en el ápice del estilo, es el estigma. El estigma puede ser de tipo seco o húmedo. Para los estigmas húmedos, la ruptura de la cutícula se produce a través de la polinización, liberando un exudado que estimulará la adherencia y germinación del polen y generalmente son más receptivos que los secos (Tucker, 2003), pero esta puede o no producirse sin la visita de insectos (Rodríguez-RiañoRodríguez *et al.*, 1999).

La descripción anatómica y morfométrica general de las flores de la jícama hecha por Sørensen (1988) y Vibrans (2009) y será resumida en los siguientes tres párrafos. La flor generalmente tiene corola de color blanco o azul, con variación lila o violeta, cáliz pubescente de color café, una longitud total de 15 a 25 mm; y está sostenida por un pedicelo de 2 a 5 mm de largo. El tubo de la corola se divide en cuatro lóbulos hacia el ápice y tiene longitud total de 2.5 y 6.5 mm. El lóbulo superior está dividido hacia el ápice en dos pequeños dientes de 2.5 a 6.5 mm de longitud y en la parte inferior se divide en 3 lóbulos agudos y más cortos que el tubo.

El estandarte presenta una mancha verdosa hacia el centro y tiene una longitud de 15 a 25 mm y un ancho de 1 a 10 mm. Enseguida, se ubica un par de pétalos laterales similares entre sí; llamados alas, que son glabras y presentan un lóbulo dirigido hacia abajo y una longitud de 14 a 24 mm. Las alas tienen una uña de 2.0 a 6.5 mm de longitud y una aurícula de 1.5 a 4.5 mm de longitud. Por último, los dos pétalos más internos, también similares entre sí y generalmente

fusionados, forman la quilla; la cual tiene entre 11.5 y 25 mm de longitud y una uña de 5 a 10.5 mm de longitud.

La quilla contiene 10 estambres de entre 12 a 23 mm de largo, de estos, nueve filamentos están unidos y uno libre. El ovario es angosto y el estilo pubescente; enroscado hacia el ápice. El estilo en ocasiones forma un círculo completo; tiene una longitud de 18 a 28 mm de largo y termina en un estigma.

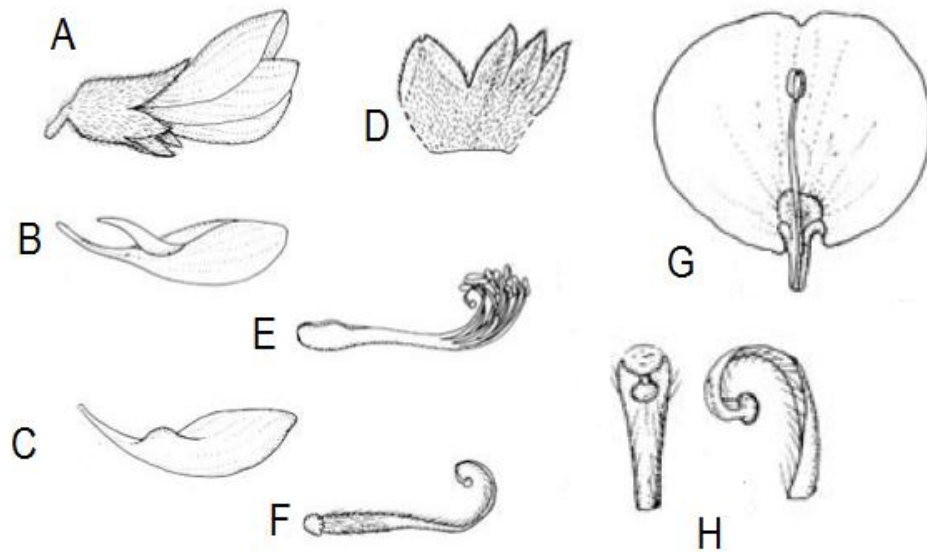


Figura 1. Descripción anatómica de *P. erosus*, tomada de Sorensen (1996). A) Flor, vista lateral; B) Ala; C) Quilla; D) Caliz abierto; E) Estambres; F) Pistilo con disco basal; G) Estandarte con estambre libre; H) Vista lateral y frontal del estilo y el estigma subgloso.

2.3.1 Mecanismo de presentación de polen en papilionáceas.

En la mayor parte de las fabáceas con flores papilionáceas, el acceso a las recompensas florales ocurre a través de mecanismos de presentación de polen. Estos mecanismos consisten en las diferentes formas en que los visitantes florales movilizan los pétalos laterales y ventrales; exponiendo así los órganos sexuales que están escondidos por la quilla (Rodríguez *et al.*, 1999; Cordoba y Cocucci, 2011).

A pesar de la similitud entre las flores papilionáceas, se puede encontrar una gran variedad de mecanismos de presentación del polen (Rodríguez-Riaño *et al.*, 1999). La disposición diferencial de estructuras de las flores papilionáceas afecta tanto la actividad, como el tipo de polinizador que las visita (Alemán *et al.*, 2013). En las flores papilionáceas el depósito de polen puede ocurrir por 4 tipos específicos de mecanismos de presentación de polen: valvular, de pistón, de cepillo estilar o explosivo (Rodríguez *et al.*, 1999; Cordoba y Cocucci, 2011). Estos mecanismos promueven el transporte cruzado de polen, aunque la autopolinización también puede ocurrir por el comportamiento de pecoreo del polinizador (Cordoba y Cocucci, 2011). Para el caso de la jícama no se conoce el mecanismo de presentación de polen en las flores. Las características de los cuatro mecanismos, de acuerdo con Rodríguez *et al.* (1999) son las siguientes.

1. Mecanismo valvular: en el cual los estambres y el estigma emergen de la quilla mientras el polinizador aplica presión, por lo que las alas de la flor se desplazan hacia abajo; volviendo las piezas florales después a su posición original. La presión aplicada por el polinizador facilita la búsqueda del nectario intraestaminal; si es que existe; situado en la base del ovario. Las flores con este mecanismo pueden recibir varias visitas de los polinizadores.

2. Mecanismo de pistón: Los extremos de los filamentos están engrosados apicalmente y van expulsando el polen de sus anteras en pequeñas cantidades hacia la punta de la quilla. Los márgenes de los pétalos de la quilla están soldados en toda su longitud excepto en la parte superior, donde existe un pequeño orificio, el cual permite el contacto del polen con el visitante floral. Requiere de varias visitas para que la polinización sea efectiva.

3. Mecanismo de cepillo estilar: consiste en cepillo de pelos en el estilo de la flor, el cual se encarga de recoger o barrer del ápice de la quilla pequeñas cantidades de polen. Requiere también varias visitas.

4. Mecanismo explosivo: Los estambres y el pistilo están sometidos a una gran tensión bajo la quilla y son expulsados violentamente cuando el polinizador ejerce presión sobre las alas de la flor y la quilla. En este caso solo es efectiva una visita.

2.4 Polinización y papel de las abejas en la reproducción

La polinización se considera una interacción mutualista entre plantas y animales; en la cual las plantas se benefician con la fecundación de sus óvulos y los animales obtienen recompensas florales, como polen y néctar (Wyatt, 1983). Esta relación ocurre al transferir granos de polen de las anteras (órgano sexual masculino) hacia el estigma (órgano sexual femenino) en una flor (Richards, 1997).

La interacción mutualista existente entre plantas y polinizadores se encuentra amenazada; tanto para plantas silvestres y cultivadas; como para plantas nativas e introducidas por la acelerada pérdida de biodiversidad actual. Esto hace necesario conocer la historia natural de las plantas, especialmente los cultivos nativos, y su relación con los polinizadores nativos (Kearns *et al.*, 1998; Biesmeijer *et al.*, 2006; Ashworth *et al.*, 2009). Además de la importancia de abejas nativas en la polinización que es poco entendida (Kearns *et al.*, 1998), se requiere un mejor conocimiento de la riqueza y diversidad de especies en la región para promover su conservación (Freitas *et al.*, 2009).

De manera general los reportes de las necesidades de polinización de los cultivos tropicales son escasos, tanto para los cultivos nativos en las regiones donde se originaron; como para los cultivos introducidos (Roubik, 1995). Sin embargo, se estima que alrededor del 70% de estos cultivos mejoran su producción con la polinización animal (Roubik, 1995). Un grupo imprescindible de animales que interactúa con las plantas y contribuye a la polinización son las abejas (Hymenoptera) (Michener, 2007). Se estima que estos insectos, polinizan aproximadamente el 30% de la producción de alimentos que consume el hombre (McGregor, 1976). Sin embargo, se carece de datos sobre la situación de la mayor parte de los invertebrados polinizadores para México (Allen-Werdell *et al.*, 1998).

La apifauna en México se clasifica en 7 familias; Andrenidae, Apidae; Colletidae; Halictidae; Megachilidae; Melittidae y Oxaeidae, (Roubik, 1992; Ayala *et al.*, 1993; Michener, 2007). En las abejas, las estructuras de recolección del

polen, la construcción del nido y las estructuras de apareamiento son los factores que se relacionan con su abundante diversidad (Michener, 2007).

2.4.1 Polinizadores de cultivos tropicales de importancia en la tribu Phaseoleae (Fabaceae, subfamilia Papilionacea)

Dentro de la tribu Phaseoleae se encuentran cultivos tropicales de gran importancia económica y ecológica a nivel mundial por ser cultivos de cobertura, forrajeo y alimento, como el caso del frijol (*Phaseolus* spp.); Espelón (*Vigna* spp.) y la soya (*Glycine* spp.) Además estos cultivos son polinizados principalmente por abejas; dentro de las cuales, las especies silvestres contribuyen a la polinización; aunque la mayor frecuencia de visitas es de *Apis mellifera* (Cuadro 1).

Para el cultivo de la jícama se ha reportado que los visitantes y posibles polinizadores son especies de abejas, (Sørensen, 1990; Roubik, 1995; Vibrans, 2009); sin embargo, no se han identificado de manera sistemática sus visitantes florales (Asworth *et al.*, 2009; Roubik, 1995).

Especies politrópicas grandes de apifauna, son las principales abejas polinizadoras de cultivos tropicales de Fabaceae, ya que tienen la habilidad de acceder a las recompensas florales y contribuir a la polinización de las especies que visitan (Endress; 1998; Rodríguez *et al.*, 1999; Etcheverry *et al.*, 2008; Aleman *et al.*, 2013). El comportamiento y morfología de algunas especies de apifauna visitante de papilionáceas permite liberar los órganos reproductivos de estas flores (Endress, 1998). La apifauna se considera como polinizador cuando tiene la capacidad de ejercer la fuerza suficiente para mover los pétalos de la quilla, exponer los órganos reproductivos y se establecer contacto entre el cuerpo del polinizador y los órganos reproductivos (Stout, 2000; Parker *et al.*, 2002; Cordoba y Cocucci, 2011). Cuando la apifauna visitante no logra ajustar la estrategia de pecoreo para manipular estas flores y establecer el contacto con los órganos reproductivos, se consideran solamente como visitantes florales legítimos (Cordoba y Cocucci, 2011).

Actualmente se ha encontrado también que incluso especies de abejas que no son visitantes legítimos, pero entran en contacto con los órganos reproductivos, como *Apis mellifera*, pueden contribuir a la polinización (Giovanetti y Arrone, 2013). De igual forma, se ha reportado que especies de Phaseoleae que son frecuentemente visitadas por otros insectos como avispas, hormigas, escarabajos, hemípteros y mariposas (Ibarra et al., 1999; Milfont et al., 2013; Fohouo et al., 2009, 2014; Monasterolo et al., 2015); e incluso trips; los cuales se ha encontrado están asociados a estos cultivos (Lima et al., 2013).

Cuadro 2. Especies y frecuencia de polinizadores en cultivos de papilionáceas

(Free, 1968; Ibarra *et al.*, 1999; Milfont *et al.*, 2013; Fohouo *et al.*, 2009; 2014; Monasterolo *et al.*, 2015).

Cultivo	Autor	Sitio	Familia	Especie	Frecuencia de visitas de apifauna (%)
<i>Glycine max</i>	Milfont <i>et al.</i> , 2013	Brasil	Apidae	<i>Apis</i> spp	90
				Apifauna nativa	
			Andrenidae	<i>Psaenythia</i> sp.	
			Apidae	<i>Ancyloscelis</i> sp.	
				<i>Centris analis</i>	
				<i>Exomalopsis analis</i>	
				<i>Florilegus</i> sp.	10
				<i>Melitomella grisescens</i>	
			Halictidae	<i>Augochloropsis</i> sp. 1 y 2	
				<i>Augochlorella</i> sp.	
	<i>Augochlora</i> sp. 1 y 2				
	<i>Dialictus</i> sp. 1, 2 y 3				
		Megachilidae	<i>Megachile</i> sp.		
	Monasterolo <i>et al.</i> , 2015	Argentina	Halictidae	<i>Augochloropsis</i> sp. 1	4.55
			<i>Lassioglossum</i> sp 1	25.76	
			<i>Augochlora pohemone</i>	4.55	
			<i>Augochlora nausicaa</i>	4.55	
			Apidae	<i>Apis mellifera</i>	60.61
<i>Phaseolus vulgaris</i>	Ibarra <i>et al.</i> , 1999	Estados Unidos	Apidae	<i>Bombus</i>	-
				<i>Apis mellifera</i>	-

<i>Phaseolus coccineus</i>	Fohouo <i>et al.</i> , 2014	Camerun	Apidae	<i>Xylocopa olivacea</i>	34.89
				<i>Ameglia</i> sp. 1	12.71
				<i>Ameglia</i> sp. 2	8.04
				<i>Ceratina</i> sp.	5.105
			Megachilidae	<i>Megachile</i> sp. 1	4.89
				<i>Megachile</i> sp. 2	4.66
<i>Phaseolus multiflorus</i>	Free, 1968	Inglaterra	Apidae	<i>Megachile</i> sp. 3	4.66
				<i>Apis mellifera</i>	74.89
				<i>Bombus agrorum</i>	13.60
				<i>Bombus hortorum</i>	3.14
				<i>Bombus lucorum</i>	3.14
				<i>Bombus terrestris</i>	5.23
<i>Vigna unguiculata</i>	Fohouo <i>et al.</i> , 2009	Camerun	Megachilidae	<i>Apis mellifera adansonii</i>	53.42
				<i>Chalicodoma</i> sp.	6.62
				<i>Amegilla</i> sp	4.43
				<i>Megachille</i> sp.	0.22

2.5 Sistema reproductivo de las plantas

El sistema reproductivo de las plantas comprende las estructuras y procesos que afectan la cantidad y calidad (composición genética principalmente) de la descendencia producida por una planta (Sage *et al.*, 2005). El sistema reproductivo es resultado de varias características que controlan la variación espacial y temporal en la expresión sexual de plantas, así como la transferencia exitosa de polen de un individuo a otro (Richards, 1997; Zhang *et al.*, 2011). Otro elemento importante del sistema reproductivo es el sistema de apareamiento que varía desde la entrecruza obligada (xenogamia) a la auto-fertilización obligada (autogamia obligada) y apomixis (Richards, 1997).

La combinación de diferentes disposiciones espaciales de los órganos reproductivos (diclinia) y exposiciones temporales de los órganos sexuales (dicogamia) entre flores, individuos y poblaciones representan diferentes estrategias que condicionan la reproducción sexual en plantas (Richards, 1997). Adicionalmente la presencia del sistema de auto-incompatibilidad, junto con los diferentes apareamientos que condicionan los vectores de polinización; influyen sobre la cantidad y composición genética de la progenie (Richards, 1997). Por esto se considera que el sistema reproductivo de una especie determina como se transmite la información genética de una generación a otra (Wani *et al.*, 20015).

El sistema reproductivo se puede inferir con base en un análisis indirecto de la proporción de recursos asignados para la reproducción y de manera directa con la estimación de la productividad y viabilidad de las semillas (Cruden, 1977; Galloni *et al.*, 2007). Basándose en el supuesto de que por selección natural, las especies tienden a economizar en la función masculina y en estructuras que atraen a los polinizadores cuando la planta se auto-fertiliza Cruden (1977) propone que la proporción del número de granos de polen por el número de óvulos producidos por una flor (P/O) es un estimador indirecto del sistema reproductivo. Las especies se pueden agrupar dentro de cinco categorías (Cruden, 1977; 2000) que se muestran en el Cuadro 2:

Cuadro 3: Categorías para clasificar el sistema reproductivo de acuerdo al valor promedio de óvulos producidos por flor (P/O) (Cruden, 1977)

Sistema reproductivo	P/O (\bar{x} de $\bar{x} \pm E.E.$)
Cleistogamia	4.70 \pm 0.70
Autogamia obligada	27.70 \pm 3.10
Autogamia facultativa	168.50 \pm 22.10
Xenogamia facultativa	796.60 \pm 87.70
Xenogamia	5.859.20 \pm 936.50

El sistema reproductivo en cultivos de frijoles *Phaseolus coccineus*, espelón *Vigna unguiculata* y la soya *Glycine max*, es caracterizado por la presencia de un sistema mixto de apareamiento y que aunque tengan la capacidad de autopolinizarse, el éxito reproductivo aumenta con la presencia de visitantes florales (Ibarra et al.,1999; Milfont *et al.*, 2013; Fohouo *et al.*, 2009; 2014; Monasterolo *et al.*,2015).

Existen pocos estudios sobre el sistema reproductivo de la jícama; en estos se ha evaluado únicamente la dicogamia o se han basado en la biología floral y se ha supuesto que el sistema de apareamiento es predominantemente auto-polinizable (Sørensen, 1996). Adicionalmente no existen estudios en los que se haya evaluado la calidad y cantidad de las recompensas florales.

La variación temporal y espacial de la distribución de los órganos reproductivos en las plantas determina su expresión sexual (Sage *et al.*, 2005) en la que ocurre la dehiscencia de anteras y la receptividad estigmática define la dicogamia de una especie, esta una de las características determinantes del sistema reproductivo de plantas y de las más estudiadas (Richards, 1997). La dehiscencia de anteras se refiere al momento en el cual el polen es liberado de la antera, quedando disponible para el transporte por medio del vector de polinización; mientras que la receptividad estigmática es el momento en el cual el estigma se encuentra receptivo para permitir que el polen pueda adherirse y rehidratarse. Una vez adherido, si el polen es compatible con el estigma, puede germinar, formando tubos polínicos que pueden llegar hasta el óvulo y fecundarlo (Richards, 1997; Basso *et al.*, 2011).

Para la jícama, en Ranchi, al este de la India, se reportó que la apertura de la flor comienza entre las 05:10 y 06:25h, abriendo completamente a las 08:30h y cerrando entre 10:00h y 11:30h del siguiente día. La dehiscencia de las anteras se presenta entre las 17:45 y 22:15h, ocurre entre 8 y 12 horas antes de la apertura de la flor. El estigma se vuelve receptivo 12 horas previo a la apertura de la flor y permanece receptivo por 18 horas luego de la apertura. Los granos de polen se mantienen viables por 22 horas a 22.5°C y humedad relativa de 62% (Prasad y Prakash, 1973).

Los autores que han estudiado la biología floral de la jícama sugieren que la especie es autógama (Roubik, 1995, Sørensen, 1988, 1990; Vibrans, 2009) debido a que muchas de las especies cultivadas de la familia Fabaceae son autógamas facultativas (Arroyo, 1981; Free 1993).

Los cultivos tropicales de importancia económica de la tribu Phaseoleae producen néctar y/o polen como recompensas florales con características son atractivas para la apifauna (Free, 1968; 1993; Rodríguez *et al.*, 1999; Fohouo *et al.*, 2009; Etcheverry *et al.*, 2011).

En el caso del néctar son los azúcares presentes en el néctar lo convierten en la principal fuente de energía polinizadores y sus características; tales como el volumen total producido y alta concentración de azúcares; se relacionan principalmente con las abejas (Musicante y Galetto; 2008). La producción de néctar con alta concentración de azúcar en los cultivos de frijoles *Phaseolus* spp., Espelón *Vigna unguiculata* y la soya *Glycine max*; incluida la jícama asegura la visita de variada apifauna. La concentración de azúcar en el néctar que las abejas prefieren está entre el 30 y 50% (Free, 1993; 1968; Fohouo *et al.*, 2009; 2014; Milfont *et al.*, 2013).

En el caso del polen, la cantidad puede ser muy variable, pero en la mayor parte de estos cultivos la calidad es atractiva para las abejas, ya que tiene un alto contenido proteico; entre 22 y 27% de proteína cruda (Andrada y Tellaria, 2005) y la mayor parte de las papilionáceas estudiadas, producen más de 1500 granos por flor (Free, 1968; 1993; Rodríguez *et al.*, 1999; Fohouo *et al.*, 2009; Etcheverry *et al.*, 2011)

2.5.1 Limitación por polen

La cantidad de polen que recibe un estigma, durante la polinización condiciona la producción de frutos y la calidad, el número y la viabilidad de semillas (Knight *et al.*, 2005). En algunos casos, puede ocurrir una deficiente transferencia del polen, conocida como, limitación por polen. Esta deficiencia puede ser cuantitativa o cualitativa y reduce, el éxito reproductivo de una planta, afectando tanto la viabilidad de las poblaciones; como la evolución del sistema reproductivo y de las características florales (Ashman *et al.*, 2004; Knight *et al.*, 2005).

Cuando la deficiencia en la transferencia del polen es cuantitativa, se refiere a que se transfieren poca cantidad de granos de polen; mientras que cuando es cualitativa los granos de polen depositados de manera natural, forman embriones que tienen una menor supervivencia que los que se pudieran formar con polen de máxima calidad (Aizen y Harder, 2007).

Muchas plantas hermafroditas, se reproducen combinando un sistema de entrecruza y un mecanismo de autopolinización retardada, es decir, utilizan un sistema de apareamiento mixto. Se ha propuesto que esta estrategia de las plantas sucede para evitar los altos costos de la depresión endogámica que pueden derivar de la autopolinización, pero permite asegurar la producción de semillas cuando los polinizadores son escasos, mientras que cuando las condiciones ambientales son favorables y hay suficiente disponibilidad de polinizadores, favorece el sistema de entrecruza (Goodwillie *et al.*, 2005)

La estimación de parámetros de polinización mediante manipulaciones experimentales, señalan Eckert *et al.* (2010), permite entender características los sistemas reproductivos en las plantas. La limitación por polen, estimada a partir la diferencia proporcional de la producción de semillas de flores bajo polinización natural y aquellas en las que la carga de polen en el estigma se suplementa por polinización manual, es una de estas estimaciones. Así mismo, la demostración empírica de la limitación se logra cuando al suplementar con polen a las flores, la fertilidad femenina aumenta comparada con la polinización abierta. Existen

además factores como la auto-compatibilidad, la autogamia y la forma de vida de una especie que pueden influir en la limitación por polen. Se ha encontrado que especies auto-compatibles, autógonas, herbáceas presentan significativamente menos limitación por polen ya que no dependen de un polinizador que transfiera polen compatible (de plantas disimiles genéticamente) para la reproducción de la especie y las nectaríferas porque al brindar una recompensa mayor garantizan más visitas de polinizadores (Larson y Barret, 2000).

Los estudios de limitación por polen incluyen también una evaluación de la germinación de semillas, la cual se considera como la prueba definitiva de viabilidad de las semillas para producir plantas y reflejo del éxito reproductivo (Kearns e Inouyen, 1993). La germinación indica también la habilidad de una semilla para emerger del suelo y producir una planta bajo condiciones normales de campo (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 2011).

Actualmente, poco se ha estudiado de la limitación por polen en cultivos tropicales de importancia económica de la tribu Phaseoleae, incluida la jícama; principalmente debido a que se acepta como un hecho que estas especies son auto-polinizantes, sin embargo existen autores reportan que especies de frijoles como *Phaseolus lunatus*, *Phaseolus multiflorus* (Free, 1993) y *Vigna unguiculata* (Free, 1993, Fohouo *et al.*, 2009) tienen sistemas de apareamiento mixtos y la apifauna contribuye a la entrecruza.

Debido a esto es importante conocer las características que influyen en la interacción de la jícama; un cultivo subutilizado, nativo de Mesoaamérica; con la apifauna visitante. Este tipo de estudios contribuyen al desarrollo y utilización óptima y sustentable del mismo; así como en la conservación tanto de la planta como de la apifauna asociada.

3. Objetivos e Hipótesis

3.1 Objetivo general

Analizar la relación de los visitantes florales con la arquitectura floral y el sistema reproductivo en el cultivo de jícama *Pachyrhizus erosus* L. (Urban) en Yucatán.

3.2 Objetivos específicos

- Analizar la anatomía y morfometría de los atributos florales para el cultivo de jícama.
- Identificar las especies y el comportamiento de los visitantes florales asociados al cultivo de jícama
- Caracterizar el sistema reproductivo de la jícama
- Evaluar la producción de semilla en el cultivo de jícama

3.3 Hipótesis

H1: La abundancia de visitantes florales del grupo de abejas no meliponinas será mayor que la de otros grupos de polinizadores

H2: La producción de semillas de jícama variará con los tratamientos de polinización controlada y de exclusión de polinizadores.

4. Referencias

- Andrada, A. C., y Tellería, M. C. 2005. Pollen collected by honey bees (*Apis mellifera* L.) from south of Caldén district (Argentina): botanical origin and protein content. *Grana*, 44(2), 115-122.
- Alemán, M., Figueroa-Fleming, T., Etcheverry, Á., Sühring, S., y Ortega-Baes, P. 2013. The explosive pollination mechanism in Papilionoideae (Leguminosae): an analysis with three *Desmodium* species. *Plant Systematics and Evolution*, 300(1), 177-186.
- Allen-Wardell, G., P. Bernhardt, R. Bitner, A. Burquez, S. Buchmann, J. Cane, P. Cox, V. Dalton, P. Feinsinger, M. Ingram, D. Inouye, C. Jones, K. Kennedy, P. Kevan, H. Koopowitz, R. Medellín, S. Medellín-Morales, G. Nabhan, B. Pavlik, V. Tepedino, P. Torchio, y S. Walker. 1998. The potential consequences of pollinator declines on the conservation of biodiversity and stability of food crop yields. *Conservation Biology* 12, 8-17.
- Arellano, J., Flores, S., Tun, J., y Cruz, M. 2003. Nomenclatura, forma de vida, uso, manejo y distribución de las especies vegetales de la Península de Yucatán. *Etnoflora Yucatanense*. Fascículo 20. Univerisad Autónoma de Yucatán. México.
- Arroyo, K.M.T. 1981. Breeding systems and pollination biology. En: *Leguminosae*. Polhill, R. M., Raven, P. H. (Eds.). *Advances in legume systematics*. Kew, RBG, 723-769.
- Ashman, T. L., Knight, T. M., Steets, J. A., Amarasekare, P., Burd, M., Campbell, D. R., Dudash, M. R.; Johnston, M.; Mazer, S.; Mitchell, R.; Morgan, M.; y Wilson, W. G. (2004). Pollen limitation of plant reproduction: ecological and evolutionary causes and consequences. *Ecology* 85 (9), 2408-2421.
- Ashworth, L., Quesada, M., Casas, A., Aguilar, R., y Oyama, K. 2009. Pollinator-dependent food production in Mexico. *Biological Conservation*, 142(5), 1050-1057.

- Ayala, R., Griswold, T. y Bullock, S.H. 1993. The Native Bees of México. In: Ramamoorthy, T.P., Bay, R., Lot, A. y Fa, J. (Eds.), Biological Diversity of México, Origin and Distribution. Oxford University Press. Nueva York. 179-227.
- Aizen, M. A., y Harder, L. D. 2007. Expanding the limits of the pollen-limitation concept: effects of pollen quantity and quality. *Ecology* 88 (2), 271-281.
- Basso A., J. P., Agostini, K. y de Pádua T., S. 2011. Pollen and stigma morphology of some Phaseoleae species (Leguminosae) with different pollinators. *Plant Biology* 13(4), 602–610.
- Biesmeijer J., Roberts S., Reemer M., Ohlemüller R., Edwards M., Peeters T., Schaffers A., Potts S., Kleukers R., y Thomas C. 2006. Parallel declines in pollinators and insect-pollinated plants in Britain and the Netherlands: *Science* 313 (5785), 351-354.
- Boege, E. 2001. Protegiendo lo Nuestro. CONABIO-UNAM, México, DF.
- Buenfil V., Ramayo T., y Rodríguez J. C. 1999. Hanal Pixan, alimento de las animas. Instituto de Cultura de Yucatán. Mexico.
- Cadima M., N. de F. 1995. Evaluación del comportamiento agronómico de la jícama (*Pachyrhizus erosus* L. Urban), bajo condiciones de monocultivo y en asociación con yuca (*Manihot esculenta* Crantz). Tesis de Maestría. CATIE, Turrialba. Costa Rica.
- Cardoso D., São-Mateus W.M., Da Cruz D.T., Zartman C.E., Komura D.L., Kite G., Prenner G., Wieringa J.J, Clark A., Lewis G., Pennington R.T., y De Queiroz L. P. 2015. Filling in the gaps of the papilionoid legume phylogeny: The enigmatic Amazonian genus *Petaladenium* is a new branch of the early-diverging Amburaneae clade. *Molecular phylogenetics and evolution* 84, 112-124
- Castro, S. 2009. Biología reproductiva y conservación del endemismo *Polygala vayredae*. *Ecosistemas* 18(1), 78-84.
- Cordoba S. A., y Cocucci A. A. 2011. Flower power: its association with bee power and floral functional morphology in papilionate legumes: *Annals of Botany* 108 (5), 919-31.

- Cruden, R.W., 1977. Pollen-ovule ratios: a conservative indicator of breeding systems in flowering plants. *Evolution*, 32-46.
- Cruden, R.W. 2000. Pollen grains: why so many?. En: Dafni, A., Hesse, M. y Pacini E (Eds). *Pollen and pollination*. Springer Vienna, 143-165.
- Delêtre, M., Soengas, B., Utge, J., Lambourdière, J., y Sørensen, M., 2013,. Microsatellite markers for the Yam bean *Pachyrhizus* (Fabaceae). *Applications in plant sciences* 1(7), 1-5.
- Eckert, C. G., Kalisz, S., Geber, M. A., Sargent, R., Elle, E., Cheptou, P. O. y Winn, A. A. 2010. Plant mating systems in a changing world. *Trends in ecology & Evolution* 25 (1), 35-43.
- Endress, P.K. 1998. *Diversity and Evolutionary Biology of Tropical Flowers*, Cambridge University Press.
- Endress, P. K. 2008. The whole and the parts: relationships between floral architecture and floral organ shape, and their repercussions on the interpretation of fragmentary floral fossils 1. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 95 (1), 101-120.
- Etcheverry, A. V., Alemán, M. M., y Fleming, T. F. 2008. Flower morphology, pollination biology and mating system of the complex flower of *Vigna caracalla* (Fabaceae: Papilionoideae). *Annals of botany* 102(3), 305-316.
- Etcheverry, A. V., Alemán, M. M., Figueroa-Fleming, T., López-Spahr, D., Gómez, C. A., Yáñez, C; Figueroa-Castro, D. M.; Ortega-Baes, P. 2011. Pollen: ovule ratio and its relationship with other floral traits in Papilionoideae (Leguminosae): an evaluation with Argentine species. *Plant Biology*, 14(1), 171-178.
- Flores, J.S. 1999. *Etnobotánica de las leguminosas en la península de Yucatán: Usos y manejo entre los mayas*, Ph. D. Dissertation. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Mexico.
- Flores, J.S., Tun G., J., Ortiz D., J.J. y Kantún B., J.M. 2013. *Familias y géneros de las plantas comunes en Huertos familiares de la Península de Yucatán*. Universidad Autónoma de Yucatán. México.
- Fohouo T.F.N., Ngakou A. y Kengni B. S. 2009. Pollination and yield responses of cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp.) to the foraging activity of *Apis mellifera*

- adansonii* (Hymenoptera: Apidae) at Ngaoundéré (Cameroon). African Journal of Biotechnology 8, 1988–1996.
- Fohouo T.F.N., Tope S. F. y Brückner, D. 2014. Foraging and pollination behaviour of *Xylocopa olivacea* (Hymenoptera: Apidae) on *Phaseolus coccineus* (Fabaceae) flowers at Ngaoundéré (Cameroon). International Journal of Tropical Insect Science 34(02), 127-137.
- Free, J.B. 1968. Behaviour of bees visiting runner beans (*Phaseolus multiflorus*). Journal of Applied Ecology, 631-638.
- Free, J.B. 1993. Insect pollination of crops. 2ª Edición. Cambridge University Press.
- Freitas, B. M., Imperatriz F., V. L., Medina, L. M., Kleinert, A. D. M. P., Galetto, L., Nates-Parra, G., y Quezada-Euán, J. J. G. 2009. Diversity, threats and conservation of native bees in the Neotropics. Apidologie 40(3), 332-346.
- Giovanetti, M. y Arrone, G. 2013. Honey bee handling behaviour on the papilionate flower of *Robina pseudoacacia*. Arthropod-Plant Interactions 7, 119-124.
- Goodwillie, C., Kalisz, S. y Eckert, C. G. 2005. The evolutionary enigma of mixed mating systems in plants: occurrence, theoretical explanations, and empirical evidence. Annual Review of Ecology, Evolution and Systematics, 47-79.
- Ibarra, F. J., Ibarra, D., Ehdaie, B., Knio, K. M., y Waines, J. G. (1999). Effects of insect tripping on seed yield of common bean. Crop science 39 (2), 428-433.
- International Trade Center. 2014. List of importing markets for a product exported by Mexico. Product: 0714 Manioc, arrowroot salep (yams) etc. Market Analysis and Research. Trade Map. En línea: http://www.trademap.org/Country_SelProductCountry_TS.aspx. Fecha de consulta: 20-Septiembre-2015.
- Judd, W. S., Campbell, C. S., Kellogg, E. A., Stevens, P. F., y Donoghue, M. J. 1999. Plant systematics: a phylogenetic approach. Ecologia mediterranea 25 (2), 215.
- Kearns, C. A., Inouye D. W., y Waser N. M. 1998. Endangered mutualisms: the conservation of plant-pollinator interactions: Annual review of ecology and systematics, 83-112.

- Kearns, C. A. e Inouye, D. W. 1993. Techniques for Pollination Biologists. University Press of Colorado. United States of America.
- Knight, T. M., Steets, J. A., Vamosi, J. C., Mazer, S. J., Burd, M., Campbell, D. R., y Ashman, T. L. 2005. Pollen limitation of plant reproduction: pattern and process. Annual Review of Ecology, Evolution and Systematics 2005 (36), 467-497.
- Larson, B.M. y Barrett, S.C. 2000. A comparative analysis of pollen limitation in flowering plants. Biological journal of the Linnean Society, 69 (4), 503-520.
- León, J. 2000. Botánica de los Cultivos Tropicales. 3ª Edición revisada y aumentada. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. Costa Rica.
- Lima, E.F.B., Fontes, L.S., Pinent, S.M.J., Reis, A.S., Freire- Filho, F.R. y Lopes, A.C.A. 2013. Thrips species (Insecta: Thysanoptera) associated to Cowpea in Piauí, Brazil. Biota Neotropica 13 (1), 383-386.
- Mariaca, R., González, J.A. y Arias, R. L. 2010. El huerto maya yucateco en el siglo XVI: México, ECOSUR, CINVESTAV, UIMQROO, CONCYTEY. México.
- Márquez, J. M. 1992. Caracterización sistemática, parámetros genéticos e índices de selección de la colección de jícama (*Pachyrhizus erosus* (L.) Urban) del CATIE. Tesis Doctoral. Costa Rica.
- McGregor, S.E. 1976. Insect pollination of cultivated crop plants. Agricultural Handbook, 496. Agricultural Research Service, US Department of Agriculture. Washington, DC.
- Michener, C.D. 2007. The bees of the world. The Johns Hopkins University Press. United States of America.
- Milfont M., Rocha, E.E.M., Lima, A. y Freitas, B. 2013. Higher soybean production using honeybee and wild pollinators, a sustainable alternative to pesticides and autopollination. Environmental Chemistry Letters, 11(4), 335-341.
- Monasterolo M., Musicante M. L., Valladares G. R. y Salvo A. (2015). Soybean crops may benefit from forest pollinators. Agriculture Ecosystems and Environment. 202, 217–222.

- Musicante, M. L. y L. Galetto. 2008. Biología reproductiva de *Cologania broussonetii* (Fabaceae, Faboideae). *Darwiniana* 46 (1), 7-16.
- Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 2011. Semillas en emergencias, manual técnico. Estudio FAO Producción y protección vegetal. FAO. Roma.
- Parker, I. M., Engel, A., Haubensak, K. A., y Goodell, K. 2002. Pollination of *Cytisus scoparius* (Fabaceae) and *Genista monspessulana* (Fabaceae), two invasive shrubs in California. *Madroño* 49 (1), 25-32.
- Phillips-Mora, W., Morera, J. y Sørensen, M. 1993. Las jicamas silvestres y cultivadas (*Pachyrhizus* spp.). CATIE-University of Denmark, Turrialba, Costa Rica. Serie Técnica. Informe técnico no.210.
- Prasad D. y Prakash R. 1973. Floral biology of yam-bean, *Pachyrhizus erosus* (L.) Urb. *Indian Journal of Agricultural Sciences* 43 (6), 531-535.
- Richards, A.J. 1997. Plant breeding systems. Chapman & Hall. London, UK.
- Rodríguez, B. y Porras, M. C. 2010. Botánica sistemática. Universidad Autónoma Chapingo. México.
- Rodríguez R.,T., Ortega O., A, Devesa J.A. 1999. Biología floral en Fabaceae. Editorial CSIC - CSIC Press.
- Roubik, D.W. 1992. Ecology and natural history of tropical bees. University Press, Cambridge.
- Roubik D.W. 1995. Pollination of cultivated plants in the tropics. FAO Agricultural Services Bulletin Bulletin no. 118. FAO, Roma.
- Sage, T. L., Husband, B. C., y Routley, M. B. 2005. Plant breeding systems and pollen dispersal. En: Practical pollination biology. Eviroquest Ltd., Cambridge Ontario, Canadá. 27-55.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. 2012. Información técnica de jicama mexicana para exportación a la República Argentina. DGSV-CNRF-Departamento de Análisis de Riesgo de Plagas. México.
- Sørensen, M. 1988. A taxonomic revision of the genus *Pachyrhizus* (Fabaceae-Phaseoleae). *Nordic Journal of Botany* 8 (2), 167-192.

- Sørensen, M. 1990. Observations on distribution, ecology and cultivation of the tuber-bearing legume genus *Pachyrhizus* Rich. ex DC. Wageningen Agricultural University Papers 90. Países Bajos.
- Sørensen, M. 1996. Yam bean (*Pachyrhizus* DC.). Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. 2. Institute of Plant Genetics and Crop Plant Research Rome.
- Stout, J.C. 2000. Does size matter? Bumblebee behaviour and the pollination of *Cytisus scoparius* L. (Fabaceae). *Apidologie* 31,129–139.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. 2015. Producción de jícama por estado con datos de 2014. Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. En línea: http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=351. Fecha de consulta: 24-agosto-2015
- Terán, S. y Rasmussen, C. 1994. La milpa de los mayas. Gobierno del estado de Yucatán. México.
- Tucker, S. C. 2003. Floral development in legumes. *Plant Physiology* 131 (3), 911-926.
- Vibrans, H. 2009. *Pachyrhizus erosus* (L.) Urb. Jícama. Fecha de consulta: 27-noviembre-2013. En línea: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/fabaceae/pachyrhizus-erosus/fichas/ficha.htm>
- Wani, T. A., Pandith, S. A., Rana, S., Bhat, W. W., Dhar, N., Razdan, S., Chandra, S., Kitchlu, S., Sharma, N. y Lattoo, S. K. 2015. Promiscuous breeding behaviour in relation to reproductive success in *Grewia asiatica* L.(Malvaceae). *Flora-Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants* 211, 62-71.
- Wojciechowski, M.F., Lavin, M. y Sanderson, M.J. 2004. A phylogeny of legumes (Leguminosae) based on analysis of the plastid matK gene resolves many well-supported subclades within the family. *American Journal of Botany* 91 (11), 1846-1862
- Wyatt, 1983. Pollinator-plant interactions and the evolution of breeding systems. En: Real, L. (Ed.). 1983. *Pollination biology*. Elsevier, 52-86.

- Zanklan, A. S. 2003. Agronomic performance and genetic diversity of the root crop yam bean (*Pachyrhizus* spp.) under West African conditions. Ph. D. Dissertation Faculty of Agricultural Sciences, Georg-August University Göttingen, Germany.
- Zhang, D., Shi, X., Wang, J., Liu, H. y Gaskin, J.F. 2011. Breeding system and its consequence on fruit set of a rare sand dune shrub *Eremosparton songoricum* (Fabaceae: Papilionoideae): implications for conservation. *Journal of Arid Land*, 3 (4), 231-239.
- Zulueta R. R. 1993. El cultivo de la jícama, *Pachyrhizus erosus* (L) Urban (Leguminosae), en el Rancho San Pedro, municipio de Coatepec, Veracruz, México. *Brenesia* (39-40), 109-117.

Artículo: “Biología reproductiva de *Pachyrhizus erosus* (L) Urban: Fabaceae-Papilionoideae) y su apifauna visitante en Yucatán”

(Formato: Revista Arthropod-Plant Interactions)

Autores:

Carolina I. Cuanalo-Romero.

José Javier G. Quezada-Euán.

William May-Itza.

Miriam M. Ferrer*.

Adscripción:

Departamento de Apicultura; Campus de Ciencias Biológicas y Agropecuarias.
Universidad Autónoma de Yucatán, Apdo. postal 4-116, Mérida, Yucatán, México,
97100.

*Departamento de Manejo y Conservación de Recursos Naturales Tropicales;
Campus de Ciencias Biológicas y Agropecuarias. Universidad Autónoma de
Yucatán, Apdo. postal 4-116, Mérida, Yucatán, México, 97100

Email:

cicuanalo@yahoo.com.mx

Resumen:

El éxito reproductivo de la jícama en Mesoamérica puede depender o favorecerse por la apifauna visitante, o resultar de la auto-fecundación como en otras Phaseoleae. La relación de visitantes florales con la reproducción se analizó describiendo 49 caracteres morfométricos, encontrando anatomía similar a otros cultivos de papilionáceas y una estructura que secreta néctar. La mayor diversidad de apifauna fue para meliponinos de $H' = 1.59$, y para los no meliponinos de $H' = 1.15$. La frecuencia de la apifauna visitante varió con el horario ($\chi^2=102.14$; $P>0.001$), siendo *Apis mellifera* el visitante más frecuente (66%) entre 8:00 y 10:00 hrs, meliponinos entre 12:00 y 2:00 y no meliponinos después de las 2:00. La apifauna se correlacionó positivamente con la densidad floral ($S = 0.43$, $P = 0.007$). La concentración del néctar fue 38.75% (± 9.86 D.E.) y su variación no está afectado por el horario ($F_{3,8} = 0.15$, $P = 0.925$). El estadio floral afectó la variación en la receptividad estigmática ($\chi^2 = 25.27$ gl = 2 $P<0.0001$). El promedio Polen/Ovulo fue de 2,299.27 (± 61.95 E.E.). Se evaluó limitación por polen y auto-polinización automática aplicando cuatro tratamientos de polinización a 15 plantas y registrando fructificación, número, peso y viabilidad de semillas; con diferencias significativas solo para fructificación ($H=12.15$, $P= 0.006$). Se calculó el índice de limitación por polen ($L = -0.173$) que no fue significativo por la falta de diferencias entre tratamientos abiertos y de suplementación. La evidencia sugiere que el sistema de apareamiento de la jícama es mixto, como ocurre en otros cultivos tropicales de Phaseoleae, y que las abejas favorecen la producción de semillas.

Palabras clave: *Pachyrhizus erosus*, arquitectura floral, polinización, apifauna, Papilionoideae

1. Introducción

En plantas cultivadas en las regiones de las que son originarias, la fructificación incrementa consistentemente con la visita de insectos nativos, lo que sugiere que son los polinizadores más eficientes y que promueven en mayor medida a la polinización cruzada (Garibaldi et al. 2013). Aunque el visitante más frecuentemente utilizado para el incremento de la polinización sea la abeja melífera (*Apis mellifera*), se ha encontrado que esta no logra sustituir los polinizadores nativos, ni maximiza la polinización. Además, los beneficios económicos que proveen las abejas nativas por la polinización de cultivos son equiparables con los de las abeja melífera (Monasterolo et al. 2015; Garibaldi et al. 2013; Greenleaf y Kremen 2006). Debido a esto, un manejo que promueva la diversidad de apifauna nativa para la polinización tiene mayor potencial de incrementar la productividad de los cultivos (Garibaldi et al., 2014).

La jícama *Pachyrhizus erosus* es una especie cultivada en Mesoamérica para la producción de tubérculos con fines alimentarios, religiosos y medicinales (Arellano et al., 2003). Su nombre común en México es jícama o jícama dulce y en maya se le conoce como chikam o mejen chi'kam (Zulueta, 1993; Arellano et al., 2003). Para esta, se han propuesto como polinizadores potenciales a las abejas nativas (Sørensen, 1990; Roubik, 1995; Vibrans, 2009).

El cultivo de la jícama se considera un cultivo subutilizado (Sørensen, 1996). A pesar de esto, tiene una importancia social y cultural para los países donde se produce, ya que está adaptado a las condiciones ambientales para su propagación y es parte de la alimentación a nivel local o regional de zonas marginadas en todo el mundo (Sørensen, 1996; Delêtre et al., 2013). Un elemento importante para la producción del tubérculo es la alternancia de la propagación vegetativa (tubérculos) y la propagación sexual para el establecimiento del cultivo. Los tubérculos se siembran para obtener plantas dedicadas a la producción de semillas; y estas semillas (propagación sexual), se siembran para el establecimiento de plantaciones para la producción de los tubérculos (Sørensen, 1996; Delêtre et al., 2013). En la actualidad en México, así como en Yucatán, no

se registra una producción comercial de la semilla (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, 2015). En el estado de Yucatán, la producción comercial local del tubérculo, se realiza principalmente en el municipio de Maxcanú, del cual se obtiene el 83% del volumen de producción del estado (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera, 2015).

A pesar de la importancia de este cultivo, existen pocos estudios sobre el sistema reproductivo de la jícama; en éstos, se sugiere que la reproducción es por auto-fecundación predominante, pero esta conclusión se basa principalmente en la ausencia de un desfase temporal entre receptividad estigmática y dehiscencia de polen y en la cercanía entre las estructuras sexuales (estigma y anteras) (Sørensen, 1996). Por otro lado, la modificación en la estructura floral en la jícama, que pertenece a la subfamilia Papilionoideae, puede promover el entrecruzamiento puesto que el mecanismo de apertura de la flor y deposición de polen es complejo (Alemán et al., 2013; Cordoba y Cocucci, 2011; Etcheverry et al. 2011). La polinización efectiva en diversas especies de esta subfamilia ocurre sólo cuando un visitante floral; al coleccionar las recompensas florales; acciona los mecanismos de ensamblaje que promueven el contacto entre las estructuras sexuales de la planta y el cuerpo del polinizador (Alemán et al. 2013).

En otras especies perennes de la tribu Phaseoleae, se ha reportado la presencia de sistemas mixtos de apareamiento como en los cultivos tropicales de *Phaseolus lunatus* L, *P. multiflorus* Willd. (Free, 1993) y *Vigna unguiculata* (L.) Walp. (Free, 1993, Fohouo et al., 2009), en los que la apifauna contribuye significativamente a la entrecruza. Es probable, en el cultivo de la jícama la apifauna promueva la polinización efectiva y mejore la producción de frutos y semillas, como ocurre en otros cultivos perennes de la misma subtribu (Free, 1993, Fohouo et al., 2009). Esto ocurriría si en la especie hay limitación por polen o en el caso de que la auto-fecundación no sea un fenómeno común como se ha propuesto.

Para ampliar el conocimiento sobre la polinización del cultivo de la jícama, para la producción de semillas; en estudio se evaluará la relación de visitantes florales con la arquitectura floral, el sistema reproductivo de la especie y la

presencia de limitación por polen en el cultivo de jícama *Pachyrhizus erosus* en Yucatán.

2. Materiales y métodos

Pachyrhizus erosus, pertenece a la familia Fabaceae, subfamilia Papilionoideae (Wojciechowski et al. 2004; Cardoso et al. 2012). La especie es una hierba perenne trepadora, con tubérculos subterráneos. Presenta tallos espiralmente estriados y estrigosos de 5-32 cm de longitud y hojas sencillas alternadas. Las flores hermafroditas se presentan en racimos compuestos, formados por entre 4 y 11 racimos simples; cada uno de estos contiene entre 2 y 5 flores de blancas a violetas claro (Sørensen, 1988; León, 2000; Rodríguez y Porras, 2010).

2.1. Sitio de estudio

El estudio se realizó durante el periodo de septiembre 2014 a enero de 2015, en la localidad de Maxcanú ubicada en las coordenadas 20°35' 06" latitud norte y 90°00' 02" longitud oeste (Instituto Nacional de Estadística y Geografía, 2006). Este municipio es el principal productor de jícama en Yucatán (Cortés, 2005; SIAP, 2014).

El clima de la zona es cálido subhúmedo con lluvias en verano Aw0(x')(i')(g') de acuerdo a la clasificación climática de Köppen modificada por García (2004), presenta un rango de temperatura promedio de 26 a 28°C y de precipitación pluvial de entre 700 -1100 mm (Instituto Nacional de Estadística y Geografía 2006). Los tipos de suelo predominantes son Leptosol (66.73%), Luvisol (19.87%), Regosol (9.86%), Histosol (1.45%), Solonchak (0.60%) y Cambisol (0.60%) (Instituto Nacional de Estadística y Geografía 2006).

2.2. Arquitectura floral de la jícama

Se describieron: tres de los cinco estadios fenológicos de las flores; la anatomía y la morfometría detallada de las estructuras del perianto, gineceo y androceo en botones florales jóvenes y flores abiertas; el mecanismo de presentación de polen y la histología del disco nectarífero. En 15 plantas seleccionadas al azar se colectó una panícula por planta, marcada un día antes para asegurar que contara con al menos 1 flor recién abierta. Las panículas se conservaron en 2:1 glicerina + alcohol 70% para su posterior disección y análisis en laboratorio.

Las etapas fenológicas se caracterizaron de acuerdo a la nomenclatura modificada de Ollerton y Dafni (2005).

Se usaron quince muestras de botones jóvenes y flores abiertas seleccionados al azar de cada panícula colectada para describir la anatomía y morfometría. La anatomía se describió con ayuda de un glosario botánico (Moreno, 1987); y la morfometría se estimó con ayuda de un microscopio estereomicroscopio (ZEISS Steim DR 1040) y un vernier. Para cada variable medida se obtuvo el promedio y la desviación estándar.

El mecanismo de presentación de polen, se determinó en campo utilizando 10 flores por parcela, a las cuales se les presionaba la quilla y se observaba la forma en que los órganos reproductivos emergían.

La descripción histológica del nectario se realizó en una flor abierta de acuerdo al protocolo de Rodríguez et al. (2006) y montando las muestras teñidas con resina Eukitt® (Rodríguez et al., 1999).

2.3. Apifauna visitante del cultivo de jícama

Para identificar los visitantes florales de la apifauna asociada al cultivo se realizó un censo en 3 parcelas dedicadas a la producción de semilla.

Las estrategias para realizar los censos y colectas fueron modificaciones del muestreo en parcelas propuesto por Vaissière et al. (2011). En cada parcela se

realizaron simultáneamente censos y colectas de visitantes florales. Los censos, se realizaron en transectos de longitud variable; los cuales se trazaron a partir de 4 puntos fijos por sitio de muestreo. La longitud del transecto varió de 50 cm a 2 m dependiendo de la presencia constante de 100 flores abiertas (con estandarte erguido).

Las observaciones por transecto se realizaron en cuatro periodos comprendidos entre: 1) 8:00-8:40, 2) 10:00-10:40, 3) 12:00-12:40 y 4) 14:00-14:40 horas (Tiempo central de horario de verano; UTC-5). Dentro de cada periodo se realizaron observaciones de 10 minutos durante tres días, obteniendo 24 horas acumuladas de observación en los 3 sitios de muestreo.

Los censos se realizaron por escaneo (scan sampling) registrando las especies visitantes en la flor distinguiendo si tenían: a) contacto con la quilla; b) contacto con los verticilos sexuales, o c) recurso colectado. Se definieron dos categorías de comportamiento. El primero definido como colecta de néctar, donde los visitantes activaban el mecanismo de apertura (la quilla), exponiendo y haciendo contacto con los verticilos sexuales y 2) robo de polen: donde el visitante lograba sumergirse en la quilla por la parte superior de los pétalos de las alas y la quilla, para colectarlos sin activar el mecanismo de apertura de la flor. La colecta de los visitantes flores, se obtuvo para cada sitio con un muestreo en seis transectos fijos de 20 m de largo y 2 m de ancho en la periferia de la parcela (Vaissière et al. 2011). Se recorrió cada transecto por 5 min en los cuatro periodos descritos para los censos, durante los mismos tres días por sitio de muestreo, en que se realizaron los censos. La colecta se realizó para un total de 18 horas de muestreo en los tres sitios experimentales. El análisis se realizó solo para abejas por ser el grupo de polinizadores potenciales y las únicas especies capaces de activar el mecanismo de apertura de las flores (Alemán et al. 2013; Cordoba y Cocucci, 2011; Etcheverry et al. 2011; Kearns e Inouye, 1993). Las especies de abejas visitantes se agruparon de acuerdo a su nivel de organización social y origen en: A) *Apis mellifera*. correspondiente a visitas de *Apis mellifera*, quienes habitan en colonias y se consideran como son sociales pero se evalúan a parte por ser una especie introducida cuya población es mucho más abundante y dominante que el

resto; B) Meliponinos, aquellas especies de meliponinos nativas que habitan en colonias; y C) No meliponinos, aquellas especies nativas que no forman colonias. Se consideraron como polinizadores potenciales a las especies de apifauna que presentaron la conducta de colecta de néctar, ya que se asume transfieren de manera más efectiva el polen, al acarrearlo en partes corporales con estructuras adaptadas para la remoción y transferencia de polen.

Se estimó la densidad de flores por sitio de muestreo y registraron las condiciones climáticas (velocidad máxima y mínima del viento, humedad máxima y mínima, temperatura y luminosidad) al inicio de cada horario (Vaissière et al. 2011). La variación en la frecuencia de visitas de los grupos de apifauna en cuatro horarios se analizó con una prueba χ^2 de independencia y la prueba de residuales ajustados y estandarizados (Habberman, 1973). La correlación entre condiciones ambientales, densidad floral y frecuencias de visitantes por grupo se probó con un análisis de correlación de Spearman o de rangos.

La abundancia se estimó por especie y por grupo de apifauna registrada durante los censos y colectas. Se definió como abundancia por grupo a la suma de las abundancias por especie para cada grupo de apifauna. La diversidad específica de la apifauna se evaluó con el índice de Shannon-Weaver (Peet, 1974). Para cada uno de los tres sitios de muestreo: la riqueza, abundancia, diversidad y riqueza total de la apifauna, se calculó a partir de la suma de las frecuencias de los tres grupos previamente definidos.

2.4. Sistema reproductivo

Para caracterizar el sistema reproductivo de la jícama se evaluó la calidad de las recompensas florales, receptividad estigmática, capacidad de auto-polinización de polen y se calculó el cociente polen/óvulo (P/O de aquí en adelante). Para cada prueba se utilizaron flores de 10 plantas seleccionadas al azar de la parcela 3.

La calidad de las recompensas florales se estimó muestreando néctar de una flor por planta para cada uno de los 4 horarios 1) 8:00, 2) 10:00, 3) 12:00, y 4) 14:00 horas (Tiempo central de horario de verano; UTC-5) mezclando y

almacenando las muestras de las 10 flores en cada horario. Se midió la concentración del néctar con refractómetro digital PDX-95 Vee-Gee®. Se evaluó si la variación en el contenido de azúcar está afectada por el horario, por medio de un ANOVA de una sola vía.

La receptividad estigmática se evaluó marcando y embolsando en cada planta una panícula con al menos un botón juvenil. Se emasculó un botón inmaduro, un botón juvenil y una flor abierta por panícula. La panícula se embolsó y al día siguiente se polinizó manualmente; entre las 9:00 y 13:00 h; utilizando una mezcla de polen de 10 flores de plantas colectadas al azar en la misma parcela. Los estilos de las flores se colectaron luego de 3 horas y se depositaron en solución Farmer (75% Etanol absoluto y 25% de ácido acético glacial).

La capacidad de auto-polinización se evaluó en otras 10 plantas seleccionadas al azar embolsadas para evitar la visita de polinizadores. Se colectaron 23 botones inmaduros, 25 botones jóvenes y 25 flores recién abiertas en las diferentes plantas y se conservaron en 2:1 glicerina + alcohol 70%.

Tanto la receptividad estigmática como la capacidad de auto-polinización se evaluaron por medio de microscopio estereoscópico y óptico. Se analizó la adhesión de polen en el estigma y la germinación de granos de polen. La observación de granos de polen y tubos polínicos se evaluó con el protocolo modificado de visualización con anilina azul y luz epifluorescente de Kearns e Inouye, 1993. Las flores fueron disectadas y se aclararon con hidróxido de sodio a temperatura ambiente por 50 min y luego se colocaron a 37° C por 10 min. Posteriormente se tiñeron con 0.1 % de azul de anilina en buffer de fosfatos por 24 h. Finalmente se montaron los pistilos teñidos con resina sintética (DPX Mountant Sigma Aldrich®).

Se observó la adherencia de granos de polen en el estigma, considerado como indicador de la receptividad, utilizando un Microscopio Primo star iLed Zeiss® con filtro de (UVIled) con luz de fluorescencia a 509 y 470 nanómetros. Adicionalmente, se estimó la germinación de granos de polen.

Se determinó la existencia de diferencias significativas en la receptividad estigmática entre las fases fenológicas (frecuencia de adherencia de polen en el

estigma, para pistilos polinizados manualmente) realizando una prueba de homogeneidad con χ^2 (Zar, 1999). De manera similar las frecuencias de adherencia de polen en el estigma, para pistilos sin polinización manual, se analizaron con la prueba de χ^2 para determinar la diferencia en la capacidad de auto-polinizarse de las distintas fases fenológicas.

El sistema reproductivo se categorizó de acuerdo al valor de P/O (Cruden, 1977) utilizando 15 plantas seleccionadas al azar de la parcela 1. Las 15 panículas se conservaron en 2:1 glicerina + alcohol 70% para su posterior disección y análisis en laboratorio. Se realizó un conteo total directo de granos de polen con ayuda de azul de lactofenol y observando en microscopio Olympus CH con gráticula ocular y contador manual. (Rodríguez et al., 1999). El número total de granos de polen por flor se consideró como el número promedio de granos de polen de 2 anteras multiplicado por las 10 anteras totales. El número de óvulos por flor por conteo directo los óvulos de las flores disectadas por medio de un microscopio estereoscópico.

2.4.1. Limitación por polen

La limitación por polen, se analizó utilizando dos panículas por tratamiento, por planta en 15 plantas seleccionadas al azar de la parcela 1. En cada planta se embolsaron y asignaron de manera aleatoria los tratamientos de: a) exclusión de polinizadores, panículas embolsadas todo el tiempo; b) polinización manual, aplicando la mezcla del polen de al menos 10 flores de plantas diferentes a tratadas (flor abierta) y se embolsó la panícula nuevamente; c) polinización abierta, sin embolsar, permitiendo el acceso de los visitantes florales; y d) emasculación, panículas embolsadas con botones jóvenes emasculados y las se mantuvieron embolsadas todo el tiempo. Se registró el número de botones embolsados, y el número de flores tratadas por panícula. Se colectaron luego de 45 días las panículas tratadas y se llevaron al laboratorio de apicultura del CCBA.

Para cada panícula se estimó: fructificación inicial; porcentaje de fructificación, número y peso de semillas por fruto maduro y viabilidad de las semillas. La

fructificación inicial se consideró como el porcentaje de los frutos formados 3 días posteriores a la apertura de la flor.

Se registró el número total de frutos maduros por panícula tratada (cosechados 5 semanas después de aplicados los tratamientos); así como el número y peso de semillas para estos frutos. Ambas variables se obtuvieron combinando todas las semillas para cada panícula tratada. El peso de las semillas por panícula se obtuvo con una balanza analítica (Mettler AC 100).

La viabilidad de las semillas se determinó con la prueba de germinación de la FAO (2011) tomando 50 semillas al azar por tratamiento de polinización descrito con anterioridad. Las semillas se sembraron en charolas de germinación de plástico con sustrato de algodón, alternando ocho semillas en cada columna de la charola, de manera sistemática y se aplicó un riego diario de 5 ml de agua durante 15 días. Se consideró como semilla viable aquella en que la plántula presentó los cotiledones. Se calculó el porcentaje de germinación para cada uno de los cuatro tratamientos luego de 15 días de observación.

El efecto del tratamiento sobre las variables: fructificación inicial; porcentaje de fructificación, número y peso de semillas por fruto maduro y viabilidad de las semillas se analizó con una prueba de rangos Kruskal-Wallis. Esto debido a que ni los datos originales, ni sus transformaciones (log, log- y arcoseno) permitieron que los residuales se distribuyeran de manera normal, ni se logró la heterocedasticidad de los datos. Las diferencias significativas entre parejas de tratamientos se determinaron con la prueba post Hoc de Dunn.

Finalmente, se calculó el índice de limitación por polen de entrecruza (Eckert et al. 2010) definido como el incremento proporcional en el número promedio de semillas obtenidas por polinización abierta y el promedio de semillas obtenido por polinización manual.

3. Resultados

3.1 Arquitectura floral

Los estadios florales se clasificaron de acuerdo a Ollerton y Dafni (2005) dónde durante el desarrollo de la panícula, se presentan primero los botones inmaduros, luego el botón floral joven, el desarrollado, la flor abierta y la flor en senectud. La duración de los estadios a partir del botón floral joven es de 24 hrs.



Fig. 2: Estadios de florales de *P. erosus* A) Botón floral joven, B) Botón floral joven, C) Flor abierta.

Los tres estadios florales presentados en la figura 1 se describen a continuación:

- 1) En el estadio de botón floral joven (Fig. 1A) la corola se encuentra totalmente cerrada, y por ello tiene una menor longitud que el cáliz. La longitud total de los botones varía de 16 a 18 mm; la del cáliz de 10 a 11 mm. El estigma está receptivo, mientras que las anteras están indehiscentes y los estambres aún no alcanzan la altura del estigma.
- 2) En el estadio de botón floral desarrollado (Fig. 1B) la corola tiene al menos la misma longitud que el cáliz. Los dientes posteriores del cáliz se encuentran desplegados. La longitud del botón varía entre 18 y 20mm. Se produce la dehiscencia de las anteras y los estambres se encuentran a la misma altura.

- 3) En la flor en anthesis (Fig. 1C) el estandarte se encuentra totalmente perpendicular al resto de la flor. La longitud total de las flores abiertas varía entre 23 y 24 mm de longitud con un pedicelo de entre 4 y 5 mm de longitud. El estigma está receptivo y se observa producción de néctar.

La flor de *P. erosus* tiene las características típicas de las flores papilionadas (Fig. 2). Presenta una fuerte zigomorfía y notable escultura, con aurículas, apéndices y prominencias en el estandarte, alas y quilla.

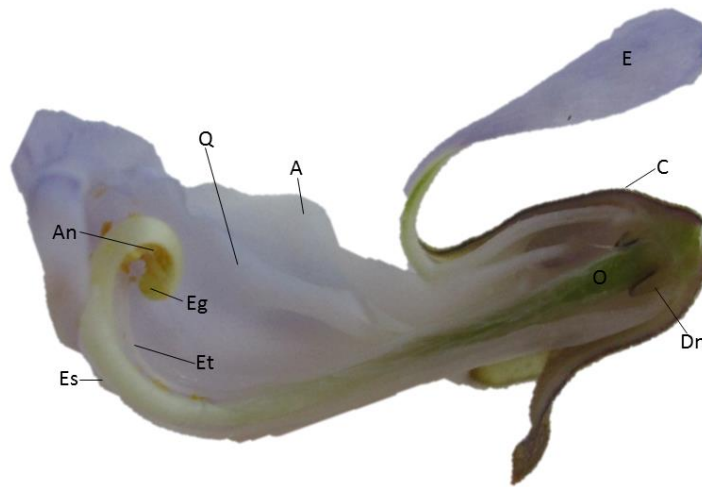


Fig 3: Principales estructuras de la flor de *P. erosus*. C=Caliz; E= estandarte; A= Ala; Q= Quilla; O= Ovario; Dn= Disco nectarífero; Es= estilo; Et= Estambres; Eg= Estigma; An= Anteras.

Las estructuras de la flor se describen a continuación.

Flor 23-24 mm de largo, hermafrodita, pentámera. Cáliz 10-11 mm de largo x 4-5 mm de ancho, tubo 5-7 mm de largo, pubescente, verde amarillento a café oscuro; lóbulos 5, agudo, más cortos que el tubo; lóbulo superior 0.3-1 mm de largo, lóbulo inferior 3.9-5.4 mm de largo. Corola 13-14 mm de largo, pentámera; polipétala, papilionada, glabra, blanco-violeta. Estandarte 15-16 mm de largo x 18-20 mm de ancho, bilobado, de forma casi orbicular, glabro, color blanco-violeta; mancha basal amarilla-verdosa; uña 6-7 mm de largo, acanalada, glabra, blanca; protuberancia arqueada delimita apicalmente; aurículas laterales acanaladas 2.

Alas 16-19 mm de largo x 6-8 mm de ancho, irregularmente elípticas, ápice obtuso, glabras, blancas- violeta; aurícula superior 3-4 mm de largo; uña inferior 4-6 mm de largo. Quilla 14-15 mm de largo x 7-8 mm de ancho, irregularmente elíptica o subrectangular redondeada en el ápice, glabra, blancas- violeta; uña 7-9 mm de largo. Androceo 16-19 mm de largo, diadelfo, aquillado, pentámero, glabro, blanco; columna estaminal oblicuo; parte carinal más elevada que la vexilar, estambres 10, alternados, estambre vexilar libre 1, filamentos fusionados libres en el ápice lineares 9, base de la columna estaminal forma cámara de néctar 4-5 mm de largo x 4-5 mm de ancho; anteras orbiculares con inserción dorsifija. Ovario 9-11 mm de largo, oblongo, abundantemente seríceo- pubescente, verde, asentado en la base del receptáculo; primodios seminales 8 – 9. Estilo 10-18 mm de largo x 1.1-1.3 mm de ancho, inflexo, parte superior acaracolada, pubescente y blanco; curvatura de la zona subestigmática 3-4 mm de diámetro, acanalada, tricomas al margen 4-5 mm de largo. Estigma 0.5-0.8 mm de largo x 0.3-0.6 mm de ancho, subcuadrangular globoso, húmedo; glabro y amarillo. Disco nectarífero 1.5-2.1 mm de largo x 1.4-1.8 mm de ancho, lobulado, glabro y verde; lóbulos 10; lóbulo superior 0.2 - 0.4 mm de largo x 0.5 a 0.9 mm de ancho; lóbulo inferior 0.1-0.6 mm de largo x 0.2-0.4 mm de ancho.

A continuación, (Cuadro 5) a manera de resumen se presenta cada variable estudiada con la media y desviación estándar y varianza para las 15 muestras.

Cuadro 4 Variables morfológicas de las piezas florales de jícama con media, desviación estándar y varianza.

Variable	Longitud (mm)		Ancho (mm)		Número	
	$\bar{X} \pm D.E.$	$\bar{X} \pm D.E.$	$\bar{X} \pm D.E.$	$\bar{X} \pm D.E.$	$\bar{X} \pm D.E.$	$\bar{X} \pm D.E.$
Botón joven						
Total botón joven	17.33	0.72				
Cáliz	10.13	0.35				
Tubo del cáliz	6.07	0.26				
Antera del verticilo superior (externo)	1.59	0.07	1.11	0.09		
Antera del verticilo inferior (interno)	1.56	0.08	0.93	0.06		
Granos de polen del verticilo superior					2152.53	111.76
Granos de polen verticilo inferior					1753.93	194.50
Óvulos					8.53	0.52
Granos de polen por flor					19532.30	1396.36
Flor abierta						
Total flor abierta	23.73	0.46				
Cáliz de flor abierta	10.20	0.41	4.80	0.41		
Tubo del cáliz flor abierta	6.20	0.68				
Diente inferior del cáliz de flor abierta	4.60	0.41				
Diente superior del cáliz de flor abierta	0.62	0.19				
Pedicelo de flor abierta	4.73	0.46				
Estandarte de flor abierta	15.33	0.49	18.80	0.56		
Uña del estandarte de flor abierta	6.27	0.46				
Limbo del ala de flor abierta	17.60	0.74	6.67	0.62		
Aurícula del ala la de flor abierta	3.27	0.46				
Uña del ala de flor abierta	4.87	0.52				
Quilla de flor abierta	14.33	0.49	7.13	0.35		
Uña de la quilla de flor abierta	7.93	0.70				
Cámara de néctar de flor abierta	4.33	0.49	4.27	0.46		

Variable	Longitud (mm)		Ancho (mm)		Número
	$\bar{X} \pm D.E.$	$\bar{X} \pm D.E.$	$\bar{X} \pm D.E.$	$\bar{X} \pm D.E.$	$\bar{X} \pm D.E.$
Estambre más bajo de flor abierta	16.73	0.70			
Ovario de flor abierta	10.20	0.68			
Estilo	16.27	2.05	1.21	0.07	
Curvatura del estilo en la zona subestigmática (*Diámetro en mm)					3.13 0.35
Tricomas del estilo en zona que recogen polen en flor abierta	0.47	0.05			
Estigma de flor abierta	0.64	0.07	0.49	0.07	
Disco nectarífero de flor abierta	1.82	0.14	1.56	0.12	
Lóbulo frontal del disco nectarífero de flor abierta	0.25	0.06	0.79	0.09	
Lóbulo dorsal del disco nectarífero de flor abierta	0.146	0.130	0.313	0.051	

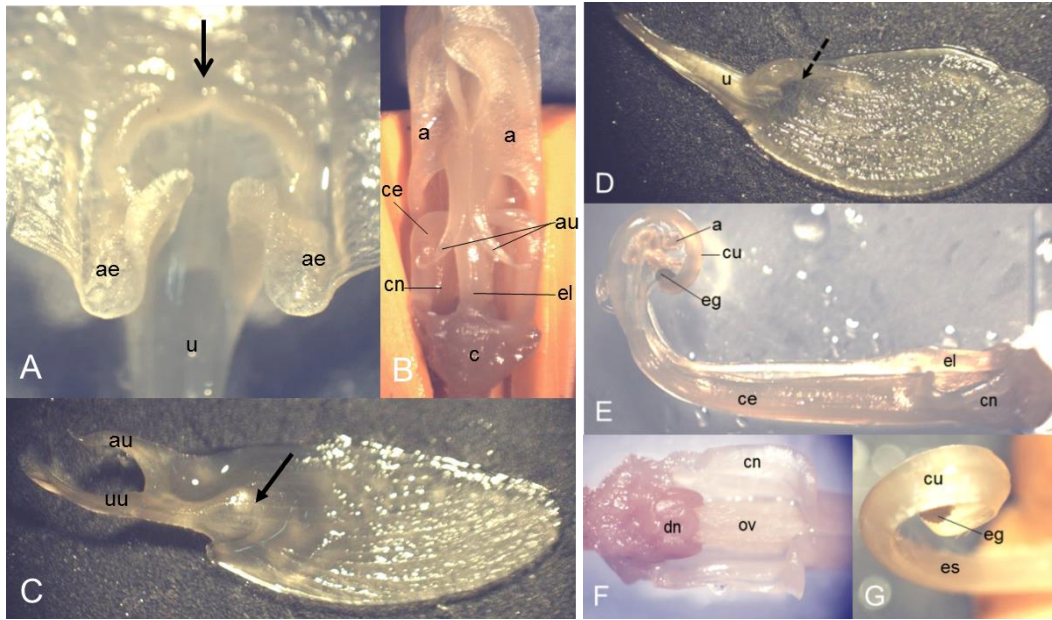


Fig 4: Morfología floral de *P. erosus*: A) Base del estandarte, notar (flecha) la protuberancia arqueada que delimita apicalmente la uña (u) y presenta aurículas acanaladas (ae). B) Base de la flor, con estandarte y parte del caliz (c) removidos. Se observan dos rutas de acceso al néctar entre el estambre libre (el) y la base de los estambres 9 estambres fusionados. El engrosamiento de la columna estaminal (ce) forma la cámara de néctar (cn). Las aurículas del ala (au) cubren el estambre libre y se enganchan a las aurículas del estandarte. C) Ala, con aurícula (au) y uña (uu), con la flecha se marca la protuberancia que se corresponde con la quilla. D) quilla con uña (u) y en flecha punteada la protuberancia que encaja con el ala. E) Perfil del androceo, donde se observa la columna estaminal oblicua (ce) y su ensanchamiento en la base formando la cámara de néctar (cn), así como una protuberancia en el estambre vexilar libre que encaja con la protuberancia en la base del estandarte. La curvatura de la zona subestigmática (cu) y las anteras (a) sobre el estigma (eg). F) Vista de la cámara de néctar removiendo estandarte, estambre vexilar, y alas; la atraviesa el ovario envuelto por disco nectarífero lobulado. G) Vista superior del estilo (es), se observa la parte superior acaracolada con un leve “desfase” de la curvatura del estilo (cu) que podría permitir el contacto del estigma (eg) con visitantes florales.

Las estructuras florales tienen un estrecho engranaje, debido a la fuerte zigomorfía y notable escultura de las estructuras del cáliz y corola.

La corola se ensambla en el receptáculo floral a través de las respectivas uñas en estandarte, alas y quilla. Las alas son los pétalos que mantienen cohesionada la estructura floral al entrelazarse tanto con la quilla como con el estandarte. El ensamblaje del estandarte con las alas se produce mediante las aurículas acanaladas del estandarte (Fig. 3A); a las cuales se enganchan las aurículas que presenta cada ala con las (Fig. 3B). La cohesión de las alas a la quilla es propiciada por una protuberancia hacia su base (Fig. 3C), que se corresponde y acopla con la prominencia de cada uno de los pétalos de la quilla (Fig. 3D).

En el androceo, la columna estaminal envuelve al ovario y sigue la curvatura del estilo, dejando la parte libre de los filamentos estaminales a la altura del estigma a partir de la antesis de la flor (Fig. 3E). El estambre libre (vexilar) está incluido en el canal central constituido por las aurículas del estandarte y recubierto por las aurículas de las alas (Fig. 3F). Este estambre es más ancho en su parte basal y posee una protuberancia que encaja en el canal de la uña del estandarte, descansando sobre el ovario (Fig. 3G).

La flor presenta el mecanismo de presentación de polen valvular, el cual el polinizador accede al néctar y expone los órganos reproductivos al aplicar presión sobre las alas, ocasionando que descendan alas y quilla; volviendo las piezas florales a su posición original posteriormente y permitiendo varias visitas.

El disco nectarífero es intraestaminal y está irrigado por 10 haces vasculares (Fig. 5A), procedentes de la ramificación interna de los haces vasculares estaminales, cada uno de ellos irrigando un lóbulo del disco nectarífero. Cada lóbulo está irrigado por un haz vascular más o menos de forma triangular (Fig. 5B). La estructura de los haces vasculares que irrigan el disco nectarífero presenta gránulos de polisacáridos (Fig. 5B) y proteínas acumuladas en las células del parénquima nectarífero; constituida tanto por floema como por xilema (Fig. 5C); indicando que es la estructura encargada de la secreción del néctar.

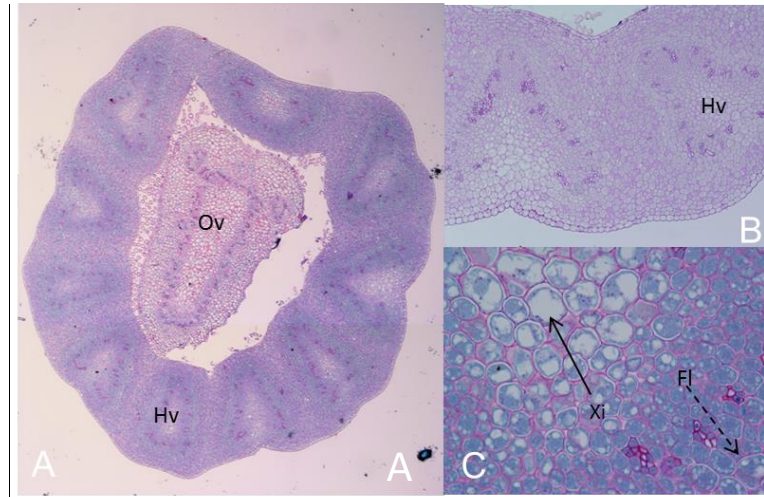


Fig 5: Histología del disco nectarífero A) Sección transversal 4x con tinción PAS+ amido-black donde se observan 10 haces vasculares (hv) estaminales con proteínas acumuladas en las células del parénquima nectarífero y el ovario (ov). B) Sección del disco 10x con tinción con PAS + hematoxilina que determina la presencia de gránulos de polisacáridos en el haz vasculares (hv). C) Haz vascular 40x con tinción PAS+ amido-black señalando la presencia de proteínas, así como de floema (fl) y xilema (xi).

3.2 Apifauna visitante del cultivo de la jícama

Se observaron dos comportamientos en la apifauna visitante; colecta de néctar y robo de polen. Todas las especies de apifauna que colectan recursos lograron tener contacto con los órganos reproductivos de la flor y acceder a la quilla, a pesar de presentar distintas conductas para acceder a las recompensas florales. Sin embargo el grupo de los no meliponinos logró el contacto con las estructuras sexuales de la flor, activando el mecanismo de apertura de la quilla de la flor, por lo que se le considera como los polinizadores potenciales (Cuadro 5).

Cuadro 5. Especies y comportamiento de apifauna visitante del cultivo de jícama. Rc= Recurso colectado, Es= estructura que visita; F de C= Forma de contacto.

Especie	Censo	Colecta	Total	RC	Es	F de C.
Grupo <i>Apis mellifera</i>						
<i>Apis mellifera</i>	424	149	573	RP-N	C-Q	S
Grupo No meliponinos						
<i>Xylocopa muscaria</i>	33	1	34	N	Nf	AQ
<i>Xylocopa mexicanorum</i>	1	0	1	N	Nf	AQ
<i>Centris analis</i>	1	1	2	N	Nf	AQ
<i>Centris labiata</i>	34	2	36	N	Nf	AQ
<i>Chalicodoma</i> sp.	8	1	9	N	Nf	AQ
<i>Epicharis elegans</i>	2	0	2	N	Nf	AQ
<i>Peponapis utahensis</i>	0	1	1	N	Nf	AQ
<i>Pseudaugochlora graminea</i>	1	0	1	RP	Q	AQ
<i>Lasioglossum</i> sp.	3	1	4	RP	Q	AQ
Grupo Meliponinos						
<i>Trigona fulviventris</i>	15	7	22	RP	Q	S
<i>Trigona nigra</i>	33	12	45	RP	Q	S
<i>Cephalotrigona zexmeniae</i>	76	32	108	RP	Q	S
<i>Nannotrigona perilampoides</i>	23	0	23	RP	Q	S
<i>Plebeia frontalis</i>	3	1	4	RP	Q	S

*Se refiere a la forma en la que la especie de apifauna lograba contactar los órganos reproductivos de la flor. RP= Robo de Polen. N= Néctar. Nf= Nectaros florales. C=Corola. Q= Quilla. AQ= Apertura de la quilla. S= Superior.

La conducta de colecta de néctar se observó únicamente en el grupo de no meliponinos, mientras que el robo de polen lo realizaron las abejas *Apis mellifera* y los meliponinos. Dentro de los no meliponinos, las especies *Xylocopa muscaria*, *Xylocopa mexicanorum*, *Centris analis*, *Centris labiata*, *Chalicodoma* sp., *Epicharis elegans* y *Peponapis utahensis* son las únicas que lograr la apertura de la quilla y coleccionar néctar del nectario floral (Cuadro 6).

Cuadro 6 Frecuencias de las conductas observadas por grupo de apifauna visitante en los muestreos de colecta y censo; y para los datos agrupados (Total).

Grupo	Colecta			Censo			Total		
	CN	RP	Total	CN	RP	Total	CN	RP	Total I
<i>Apis mellifera</i>	0	149	149	0	424	424	0	573	573
Meliponinos	0	52	52	0	150	150	0	202	202
No meliponinos	7	0	7	83	0	83	90	0	90
Total	7	201	208	83	574	657	90	775	865

CN= Colecta néctar, RP= Robo Polen.

La apifauna asociada al cultivo lo visita dependiendo del horario, de acuerdo a los resultados de la prueba de Haberman, *Apis mellifera* visita con mayor frecuencia en los horarios de 8:00 y 10:00 h; mientras que el grupo de meliponinos e nativos en los horarios de 12:00 y 14:00 y las abejas no meliponinas en el horario de las 14:00 (Cuadro 7).

Cuadro 7: Prueba de independencia de frecuencias por horario y grupo de apifauna visitante.

Horario	Censo				Colecta				Total			
	<i>Apis mellifera</i>	Meliponinos	No meliponinos	Total	<i>Apis mellifera</i>	Meliponinos	No meliponinos	Total	<i>Apis mellifera</i>	Meliponinos	No	Total global
8:00	69	0	7	76	24	3	1	28	93	3	8	104
10:00	209	30	26	265	72	23	3	98	281	53	29	363
12:00	89	73	25	187	37	12	1	50	126	85	26	237
14:00	57	47	25	129	16	14	2	32	73	61	27	161
Total	424	150	83	657	149	52	7	208	573	202	90	865
	$\chi^2=104.95, P= 0.09$				$\chi^2=10.95, P>0.5$				$\chi^2=102.14; P>0.5$			

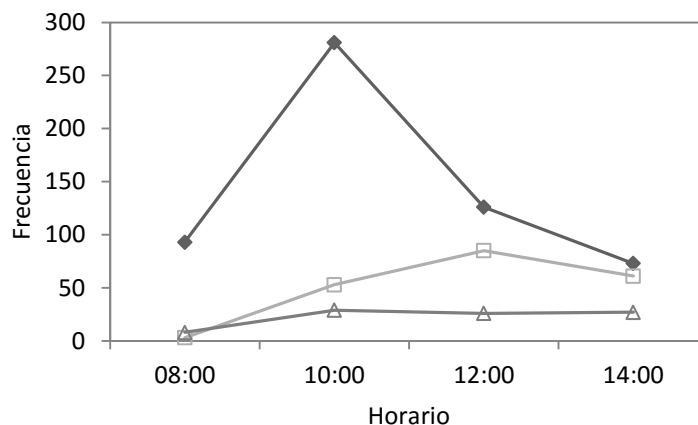


Fig. 6: Frecuencia de visitantes por grupo; *Apis mellifera* (rombos) meliponinos (cuadros blancos) y no meliponinos (triángulos blancos).

La densidad floral se correlacionó positivamente con la frecuencia de visitas de *Apis mellifera*. ($S = 0.45$, $P = 0.005$, $n = 36$) y de la apifauna total visitante ($S = 0.43$, $P = 0.007$, $n = 36$); mientras que la velocidad mínima de viento y la temperatura se correlacionaron con la frecuencia de visitas del grupo de abejas sociales ($n = 36$, $S = 0.36$, $P = 0.032$ y $n = 36$, $S = 0.40$, $P = 0.014$ respectivamente); y la humedad máxima se correlacionó negativamente con la frecuencia de visitantes del grupo de no meliponinos ($n = 36$, $S = -0.356$, $P = 0.031$).

Los valores estimados para la riqueza, abundancia y diversidad específica se presentan en el Cuadro 8. La diversidad fue mayor para el grupo de no meliponinos, mientras que para las abejas sociales, fue mayor en la colecta y en total.

Cuadro 8. Análisis de riqueza, abundancia y diversidad por grupo de apifauna visitante.

Grupo	Riqueza (S)	Abundancia (N)			Diversidad específica (H')		
		Censo	Colecta	Total	Censo	Colecta	Total
No meliponinos	9	83	7	91	1.182	0.664	1.159
Meliponinos	5	150	52	202	0.733	1.411	1.599

Dentro del orden Hymenoptera, se observaron también individuos de las familia Formicidae y de Vespidea; respectivamente *Paratrechyna longicornis* y *Brachygastra mellifica*, los cuales aunque no se consideran como polinizadores potenciales, se observaron colectando recursos en las flores. Otros visitantes florales observados fueron de los órdenes Lepidoptera, Thysanoptera, Coleoptera, Diptera y Hemiptera, los cuales se consideraron como ladrones de recursos, al colectarlos sin abrir la quilla; sin embargo, dentro de estos órdenes Thysanoptera y Coleóptera si lograban abrir la quilla, sin embargo no accionaban el mecanismo valvular de la jícama.

3.3 Sistema reproductivo

Se encontró que el promedio de la concentración de azúcar para la jícama es de 38.75% (± 9.86 D. E.) y que la variación en el contenido de azúcar de las recompensas florales no está afectado por el horario ($F_{3,8} = 0.15$, $P = 0.92$, $n = 12$, $P = 0.925$).

La receptividad estigmática evaluada como la presencia o ausencia de la adherencia de polen al estigma resultó significativamente diferente dependiendo del estadio de la flor ($n = 54$, $\chi^2 = 25.27$ gl = 2 $P < 0.0001$), siendo la flor abierta el estadio con mayor adherencia. Solamente en las flores abiertas se observa adherencia y germinación (Cuadro 9).

Cuadro 9: Frecuencia de adherencia (presencia) y promedio de germinación de polen (proporción de tubos polínicos/granos polen) por estadio analizado en inflorescencias embolsadas con polinización manual (prueba de receptividad) y sin polinización manual (capacidad de auto-polinización).

Tratamiento	Sin polinización manual			Polinización manual		
	n	Ad	Ger $\bar{X} \pm D.E.$	n	Ad	Ger $\bar{X} \pm D.E.$
Flor Abierta	10	10	0.021 \pm 0.045	25	25	0.022 \pm 0.085
Botón floral joven	10	9	0.048 \pm 0.080	25	0	--
Botón inmaduro	10	10	0.021 \pm 0.035	23	0	--

Total general 30 29 0.030 ± 0.056 73²⁵ 0.007 ± 0.050

Ad= Adherencia; Ger= Germinación

Para la clasificación del sistema reproductivo el cociente P/O promedio (n =1 5) para la jícama fue de 2,299.27 (± 61.9498 E.E.), clasificándolo como un sistema de xenogamia facultativa. El promedio total de granos de polen por flor fue de 19,532 (± 1396.36 D.E.) y el promedio de óvulos 8.5 (± 0.5163 D.E.). Se observó que el mecanismo de presentación de polen en la flor de jícama fue valvular.

3.3.1 Limitación por polen

La variación en el porcentaje de fructificación inicial y fructificación final fue afectada por los tratamientos de polinización; sin embargo, la variación en el número; el peso y la viabilidad de semillas no resultó afectada por estos (Cuadro 10). Con la prueba de Dunn-Bonferroni se analizaron las medianas y sólo se encontraron diferencias entre las medianas para la variable de fructificación final para los tratamientos: manual vs. abierta, emasculada vs. abierta y para emasculada vs. exclusión. En el caso de la viabilidad de las semillas no se encontró diferencia significativa entre los tratamientos.

Cuadro 10 Análisis de Kruskal-Wallis de una vía para cada una de las 4 variables analizadas

Variable	H	N	P
Fructificación inicial	21.330	82	0.0001
Fructificación final	12.152	61	0.0069
Semillas por fruto	6.117	60	0.1060
Peso	5.321	60	0.1497
Viabilidad de las semillas	5.138	15	0.1619

La fructificación inicial tuvo una mediana en conjunto del 36% y varió de 16% a 77%; la fructificación final tuvo una mediana en conjunto de 13% y varió de 0% a 27%. La variable de número de semillas tuvo una mediana en conjunto de 0.5 y varió de 0 a 4 semillas por fruto y la variable de peso de semillas tuvo una

mediana en conjunto de 0.03 y varió de 0 a 0.28 gr. La viabilidad de las semillas tuvo una mediana en conjunto de 0.04 y varió de 0 a 0.16. Se presentan en el Cuadro 11 los valores de media, mediana y desviación estándar por tratamiento para cada una de las variables de respuesta. Finalmente para el índice de limitación de polen de entrecruza se obtuvo un valor de -0.033.

Cuadro 11. Valores de promedio, mediana y varianza por tratamiento

Tratamiento	Emasculado			Exclusión (Cerrado)			Manual			Abierto		
	\bar{X}	Me	S	\bar{X}	Me	S	\bar{X}	Me	S	\bar{X}	Me	S
Fructificación inicial (Fri/FI)	0.15	0.11	0.03	0.51	0.50	0.11	0.37	0.33	0.10	0.70	0.78	0.10
Fructificación final (Frm/FI)	0.08	0 ^a	0.02	0.28	0.225 ^{bc}	0.09	0.23	0.2 ^{ac}	0.05	0.27	0.183 ^b	0.10
Semillas por fruto	2.73	0.00	29.58	10.50	4.00	176.12	7.63	3.50	75.14	7.90	0.00	143.40
Peso (gr)	0.47	0.00	0.98	1.59	0.49	4.13	1.11	0.47	1.53	1.30	0.00	4.00
Viabilidad de semilla (PI/S)	0.022	0.02	0.00	0.04	0.04	0.00	0.05	0.04	0.00	0.06	0.04	0.00

^{a,b,c} Las letras iguales indican que el valor de $p > 0.05$ y existe una diferencia significativa entre los pares de tratamientos señalados.

Los valores se expresan en proporciones. Fri/FI = Frutos iniciales/Flores tratadas; Frm/FI= Frutos maduros/Flores tratadas; PI/S= Plántulas/Número de semillas.

4. Discusión

Las flores de la jícama tienen la arquitectura característica de la subfamilia Papilionoideae con forma amariposada, cigomorfa e intrincado ensamblaje entre los cinco pétalos altamente modificados (Rodríguez y Porras 2010; Flores, 2013). La taxonomía de las flores corresponde a la descrita para la especie (Sorensen, 1988); sin embargo, este trabajo enriquece la descripción señalando la presencia de un disco nectarífero y una cámara de néctar, similar a *Vigna caracalla* (Etcheverry et al., 2008), y describiendo el engranaje de las piezas florales.

El mecanismo de presentación de polen de la jícama es valvular; donde el polinizador aplica presión, desplazando hacia abajo las alas de la flor, logrando que los estambres y el estigma emerjan de la quilla; volviendo las piezas florales después a su posición original, lo que permite que pueda recibir varias visitas de los polinizadores. (Rodríguez et al., 1999). Esta presión aplicada facilita la búsqueda del nectario intraestaminal presente en la jícama; ubicado en la base del ovario y que se encuentra inserto dentro de una cámara de néctar.

Estas características florales indican que la flor mantiene su forma aún después de ser visitada; sugiriendo que requiere visitantes especializados con fuerza y capacidad de abrir la quilla y acceder a los órganos reproductivos y las recompensas florales ocultas dentro de la quilla (Alemán et al. 2013; Córdoba y Cocucci, 2011).

Los polinizadores legítimos de las papilionáceas, de acuerdo con Córdoba y Cocucci (2011) debe tener suficiente fuerza, tamaño y capacidad para abrir la quilla. El polinizador debe tener la habilidad de separar el estandarte de las alas y acceder a los órganos reproductores y a las recompensas florales ocultas por la quilla; así como un tamaño similar al de la flor que visita (Córdoba y Cocucci, 2011; Musicante y Galleto 2008).

Coincidiendo con lo observado en otras especies cultivadas de la subtribu Phaseolae (Free, 1993, Fohouo et al., 2009), las abejas visitantes en la jícama fueron los únicos visitantes con capacidad de activar el mecanismo valvular de la flor para coleccionar las recompensas florales ocultas por la quilla.

Dentro de los visitantes de la jícama, el grupo de abejas no meliponinas; específicamente las especies *Xylocopa muscaria*, *Xylocopa mexicanorum*, *Centris analis*, *Centris labiata*, *Chalicodoma* sp, *Epicharis elegans* y *Peponapis utahensis* .

son las únicas que colectan néctar del nectario floral y activar el mecanismo valvular. Son además especies que presentan las características de tamaño y fuerza suficiente para activar este mecanismo, por lo que se considera como son los potenciales polinizadores legítimos de este cultivo (Musicante y Galleto 2008).

Tanto la arquitectura, como el mecanismo de presentación de polen valvular de la flor sugieren que la jícama tiene una estrecha interacción con la apifauna visitante y que estas pudieran contribuir a la polinización, ya que tiene la habilidad de acceder a las recompensas florales y entrar en contacto con las estructuras reproductivas de la flor (Endress; 1998; Rodríguez et al., 1999; Etcheverry et al., 2008; Alemán et al., 2013).

Se encontró también que la diversidad de la apifauna asociada al cultivo de jícama es diferente para los grupos de apifauna de meliponinos y no meliponinos. Las especies de no meliponinos asociadas a las flores de jícama, representan alrededor del 10% de la apifauna visitantes, se cree debido a la baja abundancia natural de las poblaciones, como sucede en la mayor parte de los cultivos tropicales de Phaseoleae (Free 1968; Ibarra et al. 1999; Fohouo et al. 2009, 2014; Milfont et al. 2013; Monasterolo et al. 2015). Mientras que en el caso de las especies de abejas Meliponinos, los datos muestran 37% mayor abundancia que las no meliponinos; esto se asume es reflejo de la abundancia natural de estas; ya que viven en colonias y sus poblaciones son mucho mayores que las de los no meliponinos (Michener, 2007).

A pesar de que las flores de jícama son poco visitadas por especies del grupo de no meliponinos; estas especies de abejas pueden contribuir al éxito reproductivo de la especie y al aumento de la diversidad genética, ya que de acuerdo con Musicante y Galleto (2008), las abejas aportan polen de mejor calidad; con lo que se producen frutos de mayor calidad; sin importar que las plantas papilionáceas tengan la capacidad de auto-polinizarse. Esta aportación puede deberse a que estas abejas son capaces de activar el mecanismo valvular de la flor al colectar néctar, exponer los órganos reproductivos de la flor, facilitar la transferencia del polen de entrecruza y contribuir al aumento de la diversidad genética (Musicante y Galleto, 2008).

La especie, con mayor frecuencia de visitas (66%) fue *Apis mellifera*, al igual que sucede en otros cultivos de papilionáceas a pesar de no ser un polinizador especializado (Free 1968; Ibarra et al. 1999; Fohouo et al., 2009, 2014; Milfont et al. 2013; Monasterolo et al. 2015). La abundancia de esta especie de abejas

introducida en la zona y sus hábitos generalistas hacen que esta sea atraída por las recompensas florales durante la época del año en la que florece la jícama (Alfaro et al. 2010). Además, la jícama se encuentra en parcelas donde se intercala con otros cultivos tradicionales como espelón (*Vigna sp.*) y maíz (*Zea mays*), que son visitados por las abejas melíferas en esta misma época del año (Alfaro et al. 2010a).

A pesar de que las abejas de *Apis mellifera* no son capaces de activar el mecanismo de la flor, algunos autores señalan que pueden contribuir a que ocurra la polinización por entrecruza en estos cultivos, debido a la alta frecuencia de visitas y a la remoción y transferencia que puede ocurrir cuando colectan el polen (Fohouo et al. 2014, 2009; Giovannetti y Aronne; 2013).

En el caso de los visitantes florales de los órdenes Lepidoptera, Thysanoptera, Coleoptera, Diptera y Hemiptera, aunque estos colectan recursos y en el caso de Thysanoptera y Coleoptera, lograban introducirse a la quilla, su comportamiento difiere al de la apifauna, ya que no activaban el mecanismo valvular de la flor, por lo que se considera como bajo su potencial como polinizadores. En el caso de Thysanoptera; la especie *Frankinella insularis* se ha reportado como plaga del género *Pachyrizus* y de otros cultivos tropicales de Phaseolae (Wang et al., 2010; Lima et al., 2013). Sin embargo se requiere evaluar la eficiencia de las especies visitantes para medir cual es el polinizador más eficiente y legítimo de la jícama.

La alta frecuencia de visitas de las abejas al cultivo en el horario de 10:00h; coincide con lo reportado para otros cultivos en Yucatán (Romero y Quezada-Euan, 2013; Melendez et al., 2009; Canto y Parra, 2000). La baja frecuencia de visitantes en el horario de 8:00h coincide con lo observado por Pinkus-Rendón et al. (2005) en la zona. Se observó también que la humedad se correlacionó negativamente con la frecuencia de no meliponinos, lo cual puede deberse a que la humedad limita la actividad de pecoreo de las abejas (Roubik, 1992)

En el caso del sistema reproductivo de la jícama, este es similar al de algunas otras especies perenes cultivadas de la tribu Phaseoleae. Las recompensas florales de la jícama son néctar y polen. El néctar es excretado por el nectario intraestaminal, cuya calidad en contenido de azúcar es atractiva para las abejas (Rodríguez et al. 1999; Cordoba y Cocucci 2011) y es depositado en una cámara del néctar situado en la base del ovario como ocurre en otras Phaseoleae cuyos polinizadores especializados son especies de abejas (Etcheverry et al. 2008).

El sistema reproductivo de la jícama se clasifica como xenogamia facultativa de acuerdo al P/O. Este indicador se relaciona de acuerdo con Etcheverry et al. (2011) con el mecanismo de polinización y las recompensas florales. La flor de la jícama, a pesar de pertenecer a la misma tribu que el cultivo *Phaseolus vulgaris* no se relaciona con ella en estos aspectos (Etcheverry et al. 2011). Esto se puede deber que el frijol es una especie autógena, con un tamaño menor de flor, sólo ofrece néctar y su mecanismo de presentación de polen es de cepillo estilar, la cual a pesar de la autogamia, se ha observado que su reproducción se beneficia con la visita de las abejas (Free, 1968).

Tanto la capacidad de auto-polinización como la receptividad en la flor abierta, sugieren que las plantas en la zona de estudio puede permitir la transferencia de polen exógeno, promoviendo la entrecruza aunque la autopolinización pueda también ocurrir (Cordoba y Cocucci, 2011). Esta característica dan indicios de la presencia de un sistema reproductivo mixto, el cual se observa también en otras especies de la tribu Phaseoleae; *Phaseolus coccineus* y *Vigna unguiculata*; donde las abejas son los principales visitantes (Fohouo et al. 2014; 2009).

La limitación por polen puede presentarse en la jícama debido a la intrincada arquitectura floral, la xenogamia y la necesidad de polinizadores especializados. Los tratamientos de polinización aplicados para calcular el índice de limitación por polen de entrecruza de la jícama resultaron en una proporción negativa, indicando que la significancia estadística no fue suficiente para cubrir el objetivo de la prueba (Larson y Barret 2000). Lo anterior puede deberse al tamaño de muestra, además que la producción de frutos respecto a la cantidad de flores que produce la planta bajo polinización natural fue muy bajo (\bar{x} =28%) en la parcela experimental y resultó insuficiente para obtener datos confiables. Se observa que la producción de frutos por polinización abierta (\bar{x} =63%) es alrededor del doble que el porcentaje obtenido por el tratamiento manual (\bar{x} = 32%); lo que sugiere que la especie se beneficia de las visitas de los polinizadores, incrementando la producción de frutos, ya que los polinizadores transfieren mayor cantidad de polen o lo hacen de una manera más eficiente, como sucede en otras especies de Phaseoleae (Musicante y Galletto 2008).

Si bien los tratamientos aplicados para calcular el índice de limitación por polen de entrecruza no fueron concluyentes, las otras características de la arquitectura

floral y la interacción con la apifauna visitante descritas en este trabajo, sugieren que puede existir limitación por polen, así como presentarse un sistema mixto de reproducción en las plantaciones de jícama en Yucatán. Sin embargo se requiere realizar estudios experimentales con un tamaño de muestra mayor y aumentando los tratamientos aplicados para definir el sistema de reproducción de la jícama..

Este trabajo es uno de los pocos estudio sobre biología floral realizado en México; lugar donde se ha reportado que la especie contiene poco germoplasma introducido de otras regiones (Estrella 1998). La contribución de este trabajo es importante ya que se asume que las características de la planta, y por consecuencia su interacción con la apifauna, son propias de la zona. Las evidencias encontradas en este estudio señalan que existe apifauna abundante y diversa asociada al cultivo de jícama en Yucatán.

5. Conclusiones

Las características anatómicas y morfométricas de la jícama fueron detalladas con mayor precisión en este trabajo, reportando la presencia de un nectario intraestaminal y la cámara de néctar que lo contiene; así como el mecanismo valvular de presentación de polen.

La abundancia del grupo de las abejas no meliponinas no fue la mayor entre los otros grupos de abejas; sin embargo se consideraron como polinizadores potenciales debido a su capacidad de activar el mecanismo valvular de la flor. Este grupo visita al cultivo preferencialmente después de las 14:00h. Se requiere realizar mayores muestreos para determinar al polinizador más eficientes.

La producción de semillas de jícama varió significativamente con algunos tratamientos de polinización, sugiriendo que la especie presenta características de las especies con sistemas de apareamiento mixto, como la capacidad de auto-polinizarse, alta producción de polen y una mejor producción de frutos cuando la polinización es mediada por abejas, como ocurre en otras papilionáceas perennes cultivadas. Se requieren realizar más pruebas para determinar si existe limitación por polen en el cultivo de la jícama.

6. Referencias

- Alemán M, Figueroa-Fleming T, Etcheverry Á, Sühring S, Ortega-Baes P (2013). The explosive pollination mechanism in Papilionoideae (Leguminosae): an analysis with three *Desmodium* species. *Plant Systematics and Evolution*, 300(1): 177-186
- Alfaro R, González J, Ortiz J, Viera F, Burgos A, Martínez E, Ramírez AE (2010) Caracterización palinológica de las mieles de la Península de Yucatán. Universidad Autónoma de Yucatán-Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Mérida, Yucatán, México
- Alfaro R, Ortiz J, González-Acereto J (2010^a) Plantas Melíferas: melisopalinología. En: Durán R. y M. Méndez (eds) Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. CICY, PPD-FMAM, CONABIO, SEDUMA
- Arellano J, Flores S, Tun J y Cruz M (2003) Nomenclatura, forma de vida, uso, manejo y distribución de las especies vegetales de la Península de Yucatán. *Etnoflora Yucatanense*. Fascículo 20. Universidad Autónoma de Yucatán. México
- Ashman TL, Knight TM, Steets JA, Amarasekare P, Burd M, Campbell DR, Dudash MR, Jhonston MO, Mazer S, Mitchell RJ, Morgan MT, Wilson WG (2004) Pollen limitation of plant reproduction: ecological and evolutionary causes and consequences. *Ecology* 85(9): 2408-2421
- Canto AMA y Parra TV (2000) Importance of conserving alternative pollinators: assessing the pollination efficiency of the squash bee, *Peponapis limitaris* in *Cucurbita moschata* (Cucurbitaceae). *Journal of Insect Conservation* 4: 203–210
- Cardoso D, São-Mateus WM, da Cruz DT, Zartman CE, Komura DL, Kite G, et al. (2015) Filling in the gaps of the papilionoid legume phylogeny: The enigmatic Amazonian genus *Petaladenium* is a new branch of the early-diverging *Amburaneae* clade. *Molecular phylogenetics and evolution*, 84: 112-124
- Cordoba SA, y Cocucci AA (2011) Flower power: its association with bee power and floral functional morphology in papilionate legumes: *Ann Bot*, V. 108, p. 919-31
- Cortés I (2005) Diagnóstico municipal de desarrollo rural sustentable del municipio de Maxcanú. Secretaría de Desarrollo Rural de Yucatán

- Delêtre M, Soengas B, Utge J, Lambourdière J, y Sørensen M (2013) Microsatellite markers for the Yam bean *Pachyrhizus* (Fabaceae). Applications in plant sciences 1(7)
- Eckert CG, Kalisz S, Geber MA, Sargent R, Elle E, Cheptou PO y Winn AA (2010) Plant mating systems in a changing world. Trends in Ecology & Evolution, 25(1): 35-43
- Endress, P.K. 1998. Diversity and Evolutionary Biology of Tropical Flowers, Cambridge University Press.
- Estrella J, Phillips S, Abbott RJ, Gillies A, y Sørensen M (1998) Genetic variation and relationships in agronomically important species of Yam Bean (*Pachyrhizus* DC.) on RAPD markers. En: Sørensen M, Estrella E, Hamann JE y Ríos Ruíz SA (eds) Proceedings of 2nd International Symposium on Tuberous Legumes, Celaya, Gto., Mexico 5–8 August 1996– MacKeenzie, København, pp. 43–60
- Etcheverry AV, Alemán MM, y Fleming TF (2008) Flower morphology, pollination biology and mating system of the complex flower of *Vigna caracalla* (Fabaceae: Papilionoideae). Annals of botany 102(3): 305-316
- Etcheverry AV, Alemán MM, Figueroa-Fleming T, López-Spahr D, Gómez CA, Yáñez C, Figueroa-Castro DM; Ortega-Baes P (2011) Pollen: ovule ratio and its relationship with other floral traits in Papilionoideae (Leguminosae): an evaluation with Argentine species. Plant Biology 14(1): 171-178
- Flores J (1999) Etnobotánica de las leguminosas en la península de Yucatán: Uso y manejo entre los Mayas, Tesis doctoral. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Mexico
- Flores JS, Tun-Garrido J, Ortiz-Diaz JJ y Kantún-Balam JM (2013) Familias y géneros de las plantas comunes en Huertos familiares de la Península de Yucatán. Departamento de Botánica. Campus de Ciencias Biológicas y Agropecuarias. Universidad Autónoma de Yucatán. CONACYT. México
- Fohouo TFN, Ngakou A y Kengni BS (2009) Pollination and yield responses of cowpea (*Vigna unguiculata* L. Walp.) to the foraging activity of *Apis mellifera adansonii* (Hymenoptera: Apidae) at Ngaoundéré (Cameroon). African Journal of Biotechnology 8, 1988–1996.
- Fohouo TFN, Tope SF y Brückner D (2014) Foraging and pollination behaviour of *Xylocopa olivacea* (Hymenoptera: Apidae) on *Phaseolus coccineus* (Fabaceae)

- flowers at Ngaoundéré (Cameroon). *International Journal of Tropical Insect Science* 34(02), 127-137.
- Free JB (1968) Behaviour of bees visiting runner beans (*Phaseolus multiflorus*). *Journal of Applied Ecology*: 631-638
- Free JB (1993) *Insect pollination of crops*. 2ª Edición. Academic Press
- Garibaldi LA, Steffan-Dewenter I, Winfree R, Aizen MA, Bommarco R, Cunningham SA, Kremen C, Carvalheiro LG, Harder LD, Afik O y Bartomeus I (2013) Wild pollinators enhance fruit set of crops regardless of honey bee abundance. *Science* 339(6127): 1608-1611
- Garibaldi LA, Carvalheiro LG, Leonhardt SD, Aizen MA, Blaauw BR, Isaacs R, Kuhlmann M, Kleijn D, Klein AM, Kremen C and Morandin L (2014) From research to action: enhancing crop yield through wild pollinators. *Frontiers in Ecology and the Environment* 12(8): 439-447
- Giovanetti, M. y Arrone, G. 2013. Honey bee handling behaviour on the papilionate flower of *Robina pseudoacacia*. *Arthropod-Plant Interactions* 7, 119-124.
- Greenleaf SS y Kremen C (2006) Wild bees enhance honey bees' pollination of hybrid sunflower. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 103(37): 13890-13895
- Haberman, Shelby J. 1978. *Analysis of qualitative data: Introductory topics*. Academic Press, San Francisco.
- Ibarra, F. J., Ibarra, D., Ehdaie, B., Knio, K. M., y Waines, J. G. (1999). Effects of insect tripping on seed yield of common bean. *Crop science* 39 (2), 428-433.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía (2006) *Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos*. Maxcanú, Yucatán. Clave geoestadística 31048. <http://www3.inegi.org.mx/sistemas/mexicocifras/datos-geograficos/31/31048.pdf> Fecha de consulta 15 agosto 2015
- Kearns CA e Inouye DW (1993) *Techniques for Pollination Biologists*. University Press of Colorado, Niwot
- Larson BM y Barrett SC (2000) A comparative analysis of pollen limitation in flowering plants. *Biological journal of the Linnean Society* 69(4): 503-520
- León J (2000) *Botánica de los Cultivos Tropicales*. 3ª Edición revisada y aumentada. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. Costa Rica

- Lima EFB, Fontes LS, Pinent SMJ, Reis AS, Freire- Filho FR y Lopes ACA (2013) Thrips species (Insecta: Thysanoptera) associated to Cowpea in Piauí, Brazil. *Biota Neotropica*. 13(1): 383-386
- Meléndez RV, Parra TV, Kevan PG, Ramírez MI, Harries H, Fernández BM y Zizumbo VD (2004) Mixed mating strategies and pollination by insects and wind in coconut palm (*Cocos nucifera* L. (Arecaceae)): importance in production and selection. *Agricultural and Forest Entomology*, 6(2): 155–163
- Michener CD (2007) *The bees of the world*. The Johns Hopkins University Press. United States of America
- Milfont M, Rocha EEM, Lima A y Freitas B (2013). Higher soybean production using honeybee and wild pollinators, a sustainable alternative to pesticides and autopolination. *Environmental Chemistry Letters*. 11(4): 335-341.
- Monasterolo M, Musicante ML, Valladares GR y Salvo A (2015) Soybean crops may benefit from forest pollinators. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 202: 217-222
- Moreno NP (1987) *Glosario botánico ilustrado*. Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bioticos. México
- Musicante ML y Galetto L (2008) Biología reproductiva de *Cologania broussonetii* (Fabaceae, Faboideae). *Darwiniana* 46(1): 7-16
- Ollerton J y Dafni A (2005) Functional floral morphology and phenology. En: Dafni A, Kevan PG, y Husband BC (Eds) *Practical pollination biology*. Enviroquest Ltd., Cambridge, Ontario, Canada
- Peet RK, 1974. The measurement of species diversity. *Annual review of ecology and systematics*: 285-307
- Pinkus-Rendón, MA, Parra-Tabla V y Meléndez-Ramírez V (2005) Floral resource use and interactions between *Apis mellifera* and native bees in cucurbit crops in Yucatan, Mexico. *The Canadian Entomologist* 137 (04):441-449
- Richards AJ (1997) *Plant breeding systems*. Chapman & Hall. London, UK. 1-528.
- Rodríguez B y Porras MC (2010) *Botánica sistemática*. Universidad Autónoma Chapingo. México
- Rodríguez R T, Valtueña FJ, Ortega O A (2006). Megasporogenesis, megagametogenesis and ontogeny of the aril in *Cytisus striatus* and *C. multiflorus* (Leguminosae: Papilionoideae). *Annals of botany* 98 (4), 777-791.

- Rodríguez R T, Ortega O A, Devesa J A (1999) *Biología floral en Fabaceae*. Editorial CSIC - CSIC Press
- Romero MJ y Quezada EJJG (2013) Pollinators in biofuel agricultural systems: the diversity and performance of bees (Hymenoptera: Apoidea) on *Jatropha curcas* in Mexico. *Apidologie* 44(4):419-429
- Roubik DW (1992) *Ecology and natural history of tropical bees*. Cambridge University Press. United States of America
- Roubik DW (1995) *Pollination of cultivated plants in the tropics*. FAO Agricultural Services Bulletin Bulletin no. 118. FAO, Rome
- Secretaría de Economía. 2015. Anuario estadístico de mercados nacionales. Sistema Nacional de Información e Integración de Mercados. En línea: www.economia-sniim.gob.mx/. Fecha de consulta: 24 Agosto 2015
- Sørensen M (1988) A taxonomic revision of the genus *Pachyrhizus* (Fabaceae-Phaseoleae). *Nordic Journal of Botany* 8(2): 167-192
- Sørensen M (1990) Observations on distribution, ecology and cultivation of the tuber-bearing legume genus *Pachyrhizus* Rich. ex DC. Wageningen Agricultural University Papers 90. Países Bajos
- Sørensen M (1996) Yam bean (*Pachyrhizus* DC.). Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. 2. Institute of Plant Genetics and Crop Plant Research, Gatersleben/ International Plant Genetic Resources Institute, Rome
- Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera (2014) Producción de jícama por estado con datos de 2014. SAGARPA. En línea: <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-estado/> Consultado 25 septiembre 2015
- Vaissière B, Freitas BM y Gemmill-Herren B (2011) *Protocol to detect and assess pollination deficits in crops: a handbook for its use*. FAO. Roma
- Vibrans H (2009) *Pachyrhizus erosus* (L.) Urb. Jícama. En línea: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/fabaceae/pachyrhizus-erosus/fichas/ficha.htm> Consultado 27 noviembre-2013
- Wang CL, Lin FC, Chiu YC y Shih HT (2010) Species of *Frankliniella* Trybom (Thysanoptera: Thripidae) from the Asian-Pacific Area. *Zoological Studies*, 49(6): 824-848

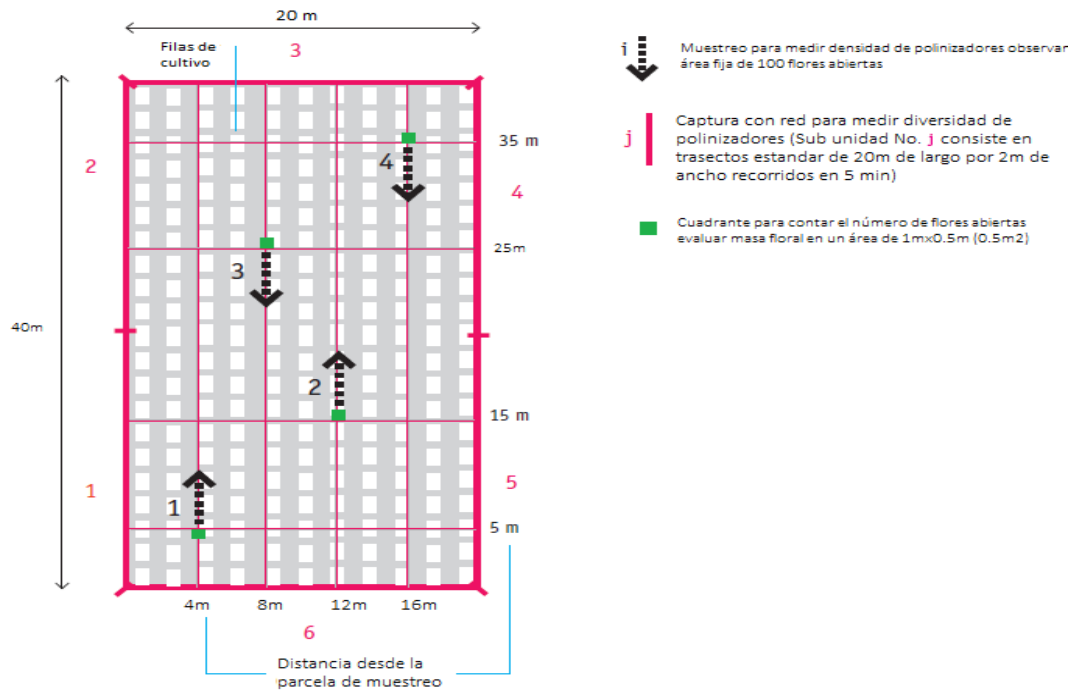
- Wojciechowski MF, Lavin M y Sanderson MJ (2004) A phylogeny of legumes (Leguminosae) based on analysis of the plastid matK gene resolves many well-supported subclades within the family. *American Journal of Botany*, 91(11): 1846-1862
- Zar, J. H. 1999. *Biostatistical analysis.*, Prentice Hall, Upper Saddle River, NJ. 663 p.
- Zulueta RR (1993) El cultivo de la jícama, *Pachyrhizus erosus* (L) Urban (Leguminosae), en el Rancho San Pedro, municipio de Coatepec, Veracruz, México. *Brenesia* (39-40): 109-117

Anexo 1: Características de las parcelas de estudio en Maxcanú, Yucatán.

Parcela	1	2	3
Latitud	20°32'25.99"N	20°30'9.05"N	20°34'6.74"N
Longitud	89°58'13.88"O	89°57'52.71"O	90° 0'2.93"O
Tamaño (m ²)	800	400	800
Número de plantas	170	77	170
Distancia entre plantas (m)	1.2	1.5	1.5
Topografía:	Planicie		
Tenencia de la tierra:	Ejidal		
Preparación del suelo:	Roza-tumba-quema	Rastra y quema	Roza-tumba-quema
Suelo:	Kaan cab		
Distancia al parche de vegetación natural más cercano:	2 m	190 m	2 m
Fecha de siembra :	10 de junio	Junio	Finales de junio
Prácticas culturales	Se realizan 3 deshierbes manuales para permitir el desarrollo de las plantas, aplica plaguicida para el control de insectos que se comen las flores		Se realizó 1 deshierbe manual para permitir el desarrollo de las plantas, se aplicó herbicida para el control de la maleza.

Anexo 2: Muestreo de densidad y diversidad de visitantes florales modificado; basado en Vaissière *et al.* (2011); para predios con menos de 450 m²

A) Parcela de 40 m de largo por 20m de ancho.



B) Parcela de 20 m por 20 m de ancho

