

Tulio César Lagos Burbano (Edit.)
Hernando Criollo Escobar
Liz Katherine Lagos Santander
Tito Bacca Ibarra
David Esteban Duarte Alvarado
Astrid Viviana Santacruz Benavides
María Pineda
Wilmer Libey Delgado Gualmatán
Kevin Farey Patiño J.

Mejoramiento Genético de Lulo (*Solanum quitoense* Lam.)



Universidad de Nariño

MEJORAMIENTO GENÉTICO DE LULO (*Solanum quitoense* Lam.)



Universidad de Nariño
Facultad de Ciencias Agrícolas
Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos - GPFA

MEJORAMIENTO GENÉTICO DE LULO
(Solanum quitoense Lam.)

Editado por
TULIO CÉSAR LAGOS BURBANO I.A., Dr. (Edit.)
Profesor Titular
Universidad de Nariño
Facultad de Ciencias Agrícolas
Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos-GPFA
2020

Lagos-Burbano, T.C. (Editor). 2011. Mejoramiento genético de lulo (*Solanum quitoense* Lam.). San Juan de Pasto, Editorial Universitaria, Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos-GPFA. 268 p.

ISBN impreso: 978-958-5123-37-3

ISBN digital: 978-958-5123-38-0

1. *Solanum quitoense* Lam. - mejoramiento genético. 2. Investigación – frutales. 3. Sistemas de reproducción – hibridación. 4. Solanáceas – evaluación de germoplasma. 5. Cruzamientos – interacción genotipo por ambiente. 6. Plagas y enfermedades.



Editorial
Universidad de **Nariño**

Mejoramiento genético de lulo (*Solanum quitoense* Lam.)

Editorial Universitaria - Universidad de Nariño

Primera edición: Noviembre, 2020

ISBN impreso: 978-958-5123-37-3

ISBN digital: 978-958-5123-38-0

Diagramación e impresión:

Graficolor Pasto SAS

Calle 18 No. 29-67

Tels. 7310652 - 7311833

graficolorpasto@hotmail.com

Prohibida la reproducción parcial o total de esta obra por cualquier medio, sin autorización expresa del editor.

Ciudad Universitaria - Torobajo

Pasto - Nariño

Hecho en Colombia - Made in Colombia

CONTENIDO

AUTORES DE LOS CAPÍTULOS 7

PREFACIO 9

CAPÍTULO I El cultivo de lulo en Colombia
Lulo crop in Colombia
Tulio César Lagos Burbano 11

CAPÍTULO II Origen y distribución geográfica del lulo
Origin and geographical distribution of lulo
Liz Katherine Lagos Santander 27

CAPÍTULO III Aspectos fisiológicos del lulo (*Solanum quitoense* Lam.)
Physiological aspects of lulo (*Solanum quitoense* Lam.)
Hernando Criollo Escobar 37

CAPÍTULO IV Acervos genéticos y citogenética del lulo (*Solanum quitoense* Lam.)
Genetic pools and cytogenetics of lulo (*Solanum quitoense* Lam.)
Liz Katherine Lagos Santander, Tulio César Lagos Burbano 73

CAPÍTULO V Sistema reproductivo y polinización artificial del lulo (*solanum quitoense* lam.)
Reproductive system and artificial pollination of lulo (*solanum quitoense* lam.)
Liz Katherine Lagos Santander, David Esteban Duarte Alvarado, Astrid Viviana Santacruz Benavides, Wilmer Libey Delgado Gualmatán, Tulio César Lagos Burbano 99

CAPÍTULO VI Caracterización morfológica de 50 familias de medios hermanos de lulo *Solanum quitoense* Lam.
Morphological characterization of 50 half sibs families from lulo *Solanum quitoense* Lam.
David Esteban Duarte Alvarado, Liz Katherine Lagos Santander, Tulio César Lagos Burbano 129

CAPÍTULO VII	Diversidad genética de 50 familias de medios hermanos de lulo <i>Solanum quitoense</i> Lam. Genetic diversity of 50 half sibs families from lulo <i>Solanum quitoense</i> Lam. <i>Liz Katherine Lagos Santander, David Esteban Duarte Alvarado, Tulio César Lagos Burbano</i>143
CAPÍTULO VIII	Correlaciones y análisis de sendero para características de importancia agronómica en lulo (<i>Solanum quitoense</i> Lam.) Correlations and path analysis for agronomic importance characteristics in lulo (<i>Solanum quitoense</i> Lam.) <i>David Duarte Alvarado, Liz Katherine Lagos Santander, Tulio César Lagos Burbano</i>161
CAPÍTULO IX	Interacción genotipo ambiente de 45 híbridos de lulo (<i>Solanum quitoense</i> Lam.) Genotype by environment interaction for 45 lulo hybrids (<i>Solanum quitoense</i> Lam.) <i>Kevin Farey Patiño Jojoa, David Esteban Duarte Alvarado, Liz Katherine Lagos Santander, Tulio César Lagos Burbano</i>181
CAPÍTULO X	Patogenicidad de aislamientos de <i>Fusarium oxysporum</i> en lulo (<i>Solanum quitoense</i> Lam.) Pathogenicity of isolations of <i>Fusarium oxysporum</i> in lulo (<i>Solanum quitoense</i> Lam.) <i>David Esteban Duarte Alvarado, Liz Katherine Lagos Santander, Tulio César Lagos Burbano</i>203
CAPÍTULO XI	Reconocimiento de parasitoides del pasador del fruto del lulo <i>Neoleucinodes elegantalis</i> Recognition of parasitoids from the lulo fruit borer <i>Neoleucinodes elegantalis</i> <i>Maria Pineda, Tito Bacca, Tulio César Lagos Burbano</i>221
CAPÍTULO XII	Manejo integrado de plagas en el cultivo de lulo Integrated pest management in lulo cultivation <i>Maria Pineda, Tito Bacca, Tulio César Lagos Burbano</i>231

AUTORES DE LOS CAPÍTULOS

Tulio César Lagos Burbano. Ing. Agrónomo. Ph. D. Profesor Titular. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA. San Juan de Pasto, Nariño, Colombia.

E-mail: tclagosb@udenar.edu.co

<https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

Hernando Criollo Escobar† (qepd). Ing. Agrónomo, Ph.D. Profesor asociado. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA. San Juan de Pasto, Nariño, Colombia.

E-mail: hcriollo@udenar.edu.co

<https://orcid.org/0000-0002-8690-4486>

Liz Katherine Lagos Santander. Ing. Agrónoma, M.Sc., candidata a Ph.D. Profesora hora cátedra. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. San Juan de Pasto, Nariño, Colombia.

E-mail: lklagoss@unal.edu.co

<https://orcid.org/0000-0001-9932-0909>

Tito Bacca Ibarra. Ing. Agrónomo, Ph.D., Profesor Titular, entomología. Universidad del Tolima, Sede Santa Helena Parte Alta, Ibagué, Tolima, Colombia.

E-mail: titobacca@ut.edu.co

<https://orcid.org/0000-0002-2960-5527>

David Esteban Duarte Alvarado. Ing. Agrónomo. M.Sc. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. San Juan de Pasto, Nariño, Colombia.

E-mail: david890223@hotmail.com

<https://orcid.org/0000-0002-8896-3594>

Astrid Viviana Santacruz Benavides. Ing. Agrónomo. M.Sc. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. San Juan de Pasto, Nariño, Colombia
E-mail: astrid1027@gmail.com
<https://orcid.org/0000-0002-3306-6263>

Maria Pineda. Ing. Agrónoma, M.Sc., Estudiante de Doctorado, Departamento de Entomología, Universidade Federal de Lavras (UFLA), MG, Brasil.
E-mail: pinarrosario@gmail.com
<https://orcid.org/0000-0001-5305-4182>

Wilmer Libey Delgado Gualmatán. Ing. Agrónomo. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto, Nariño, Colombia.
E-mail: libeydelgado@hotmail.com
<https://orcid.org/0000-0002-7349-0889>

Kevin Farey Patiño J. Ing. Agrónomo. Estudiante de Maestría. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Universidad de Nariño, VIPRI - Cra. 33A #5-121 Las Acacias, 520002, San Juan de Pasto-Pasto, Nariño, Colombia
E-mail: 17kevin1@gmail.com
<https://orcid.org/0000-0002-1795-0163>

PREFACIO

Colombia es un país que tiene una gran diversidad agrícola tanto a nivel de cultivos como de hortalizas y frutas. Las especies frutales se distribuyen a lo largo y ancho del país, en los diferentes pisos térmicos y muchas de ellas poseen un gran potencial desde el punto de vista nutricional y económico. La gran mayoría aportan sustancias antioxidantes que son necesarias para el cuerpo humano, como la vitamina C, la cual no es sintetizada por el cuerpo humano y debe ingerirse a través de productos alimenticios, especialmente las frutas.

A pesar de la importancia que tienen las especies frutales, existe una carencia de programas de investigación que ha limitado el desarrollo de los sistemas productivos de éstas. El conocimiento generado en gran parte de los frutales de Colombia y el mundo es bajo, si se compara con cultivos que soportan la alimentación del mundo como son el maíz, el arroz, el trigo y papa, los cuales tienen programas nacionales e internacionales de investigación y cuentan con un sin número de investigadores en diferentes disciplinas que han aportado el conocimiento necesario para sustentar el desarrollo tecnológico de estas especies.

Teniendo en cuenta lo anterior, el Grupo de Investigación Producción en Frutales Andinos (GPFA) de la Universidad de Nariño, elaboró un plan de investigación en aquellas frutas que fueron domesticadas por los Incas y que se distribuyen a lo largo de la región natural Andina de América, desde el norte de Chile hasta los valles interandinos de Colombia. A estas especies, se las ha llamado frutales andinos, dentro de las cuales se destaca el lulo (*Solanum quitoense* Lam.) como una fruta que es apetecida y consumida en todo el país, dado su valor nutricional y organoléptico. Este programa de investigación tiene varios proyectos, algunos de los cuales han sido financiados por el Sistema de Investigaciones de la Universidad de Nariño y el Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. Estos han sido la base para iniciar un programa de mejoramiento genético de lulo para el sur de Colombia. Gracias a la financiación del Sistema General de Regalías, dada al proyecto denominado: “Incrementar la calidad del cultivo de lulo mediante el desarrollo de un paquete tecnológico para el injerto Arboleda Nariño, Occidente” con código BPIN 2012000100127 aprobado mediante

Acuerdo 001 de 2012 del OCAD, se dieron resultados importantes que han sido la base para la consolidación del programa de mejoramiento genético de lulo de la Universidad de Nariño, bajo el liderazgo del GPFA.

Por otro lado, los resultados del proyecto se consignan en el presente libro de investigación llamado: “Mejoramiento genético de lulo (*Solanum quitoense* Lam.)”, el cual constituye un aporte nuevo y valioso para la comunidad científica y demás actores del sistema productivo de lulo en Colombia. El libro consta de doce capítulos, que describen la situación actual del cultivo de lulo en Colombia, el origen y la distribución geográfica, los aspectos fisiológicos de la especie. Se hace un análisis de la citogenética y se propone la conformación de los acervos genéticos de la especie *Solanum quitoense* Lam. Se presentan las investigaciones relacionadas con el sistema reproductivo y polinización artificial del lulo, la caracterización morfológica y diversidad genética del producto de una primera selección recurrente de 50 familias de medios hermanos de lulo; además, se tienen los capítulos que tienen que ver con las correlaciones fenotípicas, ambientales, genética y el análisis de sendero para características de importancia agronómica en lulo y el análisis de la interacción genotipo por ambiente de 45 híbridos. También se incluyen temas relacionados con los principales problemas fitosanitarios del cultivo como son la patogenicidad de aislamientos de *Fusarium oxysporum*, el reconocimiento de parasitoides del pasador del fruto del lulo *Neoleucinodes elegantalis* y el manejo integrado de plagas, aspectos que se deben conocer en los programas de mejoramiento genético de lulo para priorizar los problemas a resolver, trazar objetivos y metas.

Finalmente, los autores expresamos nuestros agradecimientos al Fondo de Ciencia, Tecnología e Innovación del Sistema General de Regalías por haber financiado el proyecto citado anteriormente, a la Universidad de Nariño por haber coadyuvado para la ejecución del mismo, a los ingenieros agrónomos y agricultores, que apoyaron las investigaciones que dieron como fruto este libro de investigación, que sienta las bases para el desarrollo del cultivo de lulo en el sur del país.

TULIO CÉSAR LAGOS BURBANO I.A., Dr.

Profesor Titular
Facultad de Ciencias Agrícolas
Universidad de Nariño
Líder del GPFA

EL CULTIVO DE LULO EN COLOMBIA

LULO CROP IN COLOMBIA

TULLIO CÉSAR LAGOS-BURBANO

Ing. Agrónomo, Dr. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas,
Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA.

San Juan de Pasto - Nariño, Colombia;

e-mail: tclagosb@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

RESUMEN

El cultivo de lulo en Colombia se siembra en 21 departamentos, donde Huila ha sido el primero tanto en área y producción. En los últimos años, además de Huila, se destacan Valle del Cauca, Cauca, Antioquia y Boyacá. Existe una tendencia a incrementar el área y la producción; sin embargo, limitantes fitosanitarias y tecnológicas, entre ellas, la escasa oferta de cultivares mejorados, ha hecho que el desarrollo del cultivo sea lento. Los agricultores siembran los cultivares Castilla, La Selva, Jalisco y Larga Vida. En el 2019, se liberaron los cultivares mejorados UDENAR LOBO y UDENAR VENTEÑO. El máximo rendimiento se obtuvo en el 2013 con 10,10 t/ha, y a partir del 2013, los rendimientos han oscilado entre 9,42 y 9,86 t/ha con un promedio de 9,56 t/ha, el cual supera en 0,69 t/ha al promedio del periodo 2007-2011. Esta ganancia se debió a la adopción de los productores del material genético La Selva, el cual presenta rendimientos muy superiores al cultivar del agricultor. Risaralda, Santander, Antioquia y Boyacá, tienen los más altos rendimientos que fluctúan entre 14,98 y 17,5 t/ha. El principal mercado del lulo se encuentra en Colombia. Las perspectivas del comercio de lulo a nivel mundial crecen con la aceptación de las frutas exóticas y de alto valor nutracéutico. La exportación de lulo en fresco es difícil, de ahí, que la transformación de la cosecha en productos con valor

agregado como pulpa y jugos, entre otros, es una opción para conquistar el mercado internacional.

Palabras clave: *Solanum quitoense*, área cosechada, producción, rendimiento, comercialización.

ABSTRACT

Lulo crop in Colombia is planted in 21 departments, where Huila has been the first in area and production. In recent years, in addition to Huila, Valle del Cauca, Cauca, Antioquia and Boyacá are included. There is a tendency to increase area and production; however, phytosanitary and technological limitations, among them, the scarce supply of improved cultivars, has made the development of the crop slow. Farmers sow the Castilla, La Selva, Jalisco and Larga Vida cultivars. In 2019, the improved crops UDENAR LOBO and UDENAR VENTEÑO were released. The maximum yield was obtained in 2013 with 10.10 t/ha, and since from 2013 the yields have ranged between 9.42 and 9.86 t/ha with an average of 9.56 t / ha, which exceeds in 0.69 t/ha at the average of the 2007-2011 period. This gain was due to the adoption by the producers of the improved hybrid La Selva, which presents much higher yields than the farmer's cultivar. Risaralda, Santander, Antioquia and Boyacá, have the highest yields that fluctuate between 14.98 and 17.5 t/ha. The main lulo market is in Colombia. The prospects for lulo trade worldwide grow with the acceptance of exotic fruits with high nutraceutical value. The export of fresh lulo is difficult, hence the transformation of the harvest into value-added products such as pulp and juices, among others, is an option to conquer the international market.

Key words: *Solanum quitoense*, harvested area, production, yield, production.

INTRODUCCIÓN

En cuanto a biodiversidad, Colombia es uno de los países más ricos. Cuenta con 433 especies de frutas comestibles identificadas entre silvestres y domesticadas (Tafur, 2006), y es el centro de origen y de distribución de muchas de ellas (Lobo y Medina, 2009). “La promoción y desarrollo del sector frutícola representa para Colombia una importante fuente de crecimiento de la agricultura, de generación de empleo rural y de desarrollo con equidad para las distintas regiones puesto que las frutas pueden asentarse en los diversos pisos térmicos de que dispone

el país, a la vez que conforma una producción administrada con criterios de eficiencia y sostenibilidad en escalas que van desde micro, pequeños y medianos productores hasta grandes productores y empresas” (Miranda, 2011).

A pesar de esta riqueza y del gran potencial de estas especies, varias se encuentran en estado silvestre, semisilvestre o en proceso de domesticación (Lobo, 2006). Una de las estrategias que tiene el gobierno colombiano para incentivar la actividad agrícola de la zona andina del país, es el fomento de los renglones menos explotados pero promisorios, como es la hortofruticultura.

En el caso de las frutas, a nivel nacional, las especies andinas como el lulo (*Solanum quitoense* Lam.), el tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* (Cav) Sendt.) y la uchuva (*Physalis peruviana* L.) representan un gran potencial por la aceptación que han tenido en los mercados nacionales e internacionales y por ser alternativas viables en zonas de pequeñas unidades de producción como los minifundios. En el Plan Frutícola Nacional Colombia, se resaltó la importancia de impulsar nuevos cultivos, con el aumento de su área de siembra y productividad (Tafur, 2006).

El lulo se muestra como una de las especies con mayor proyección para emprender proyectos productivos con miras a la creación de empresas agrícolas para la industrialización y exportación. El cultivo del lulo en zonas de clima frío, frío moderado y medio, sobresale por sus volúmenes productivos. El objetivo de este capítulo es describir la situación del cultivo de lulo en Colombia.

AREA COSECHADA, PRODUCCIÓN Y RENDIMIENTO DEL LULO EN COLOMBIA

Según AGRONET (2019) para el 2007, en Colombia existían 6232,67 hectáreas (ha) sembradas con lulo. Esta variable, entre 2007 y 2018, ha tenido fluctuaciones con un crecimiento de tipo lineal. En este periodo, el área cosechada mínima se registró en el 2008 con 5772,05 ha y la máxima en el 2014 con 8850,98 ha, con reducciones e incrementos de un año a otro que ha oscilado entre -7,39% (2008-2007) hasta un

19,14% (2014-2013). A partir del 2014, el área se redujo entre un -4,87 hasta un 0,43%, con una reacción positiva en el 2018 respecto a 2017 del 7,13% (Figura 1.1).

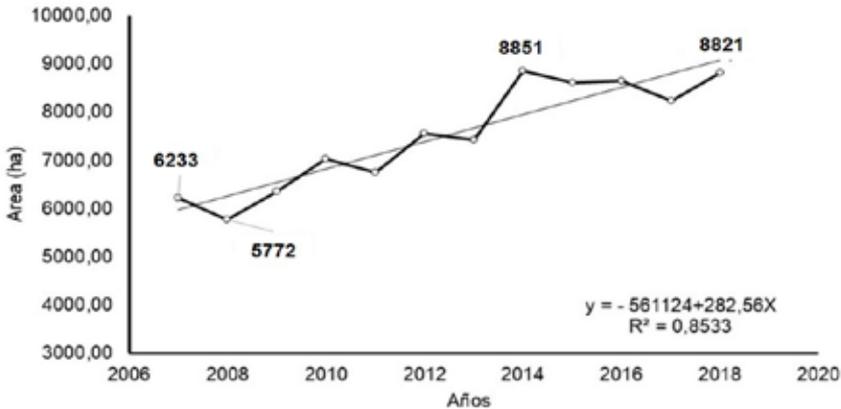


Figura 1.1. Área cosechada (ha) de lulo en Colombia entre 2006 a 2018.

Las fluctuaciones en el área de siembra son ocasionadas principalmente por problemas de orden fitopatológico y entomológico que han afectado drásticamente al cultivo en algunas zonas del país. Según el ICA (2011), “el lulo presenta un mapa fitosanitario bastante amplio, convirtiéndose en una de las especies más susceptibles al ataque de plagas y enfermedades. Entre los problemas considerados de mayor importancia se encuentran los marchitamientos tanto de origen bacteriano como fungoso, la gota o tizón en el follaje, la antracnosis en frutos, tallos y hojas, además de plagas como el pasador de los frutos. Otros factores que afectan negativamente la situación sanitaria del lulo son el manejo nutricional deficiente, las altas densidades de siembra y la deficiente calidad del material de propagación”.

El comportamiento de la producción en Colombia es muy similar al área cosechada. En la Figura 1.2, entre el 2007 y 2018, se observa una tendencia lineal positiva con variaciones de un año a otro, las cuales oscilan entre -6,99% (2008-2007) y del 18,25% (2012-2011). La mínima producción se obtuvo en el 2008 con 46295,49 t y la máxima en el 2018 con 89050,40 t. El incremento en la producción está explicado por la

ampliación del área de cosecha en un 96%, dado que la correlación entre las dos variables es casi perfecta y de magnitud positiva ($r = 0,98$).

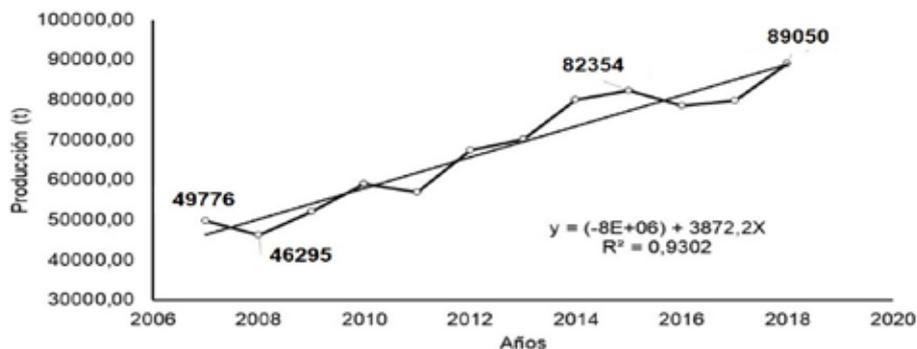


Figura 1.2. Producción (t) de lulo en Colombia entre 2006 y 2018.

En cuanto al comportamiento del rendimiento (t/ha) del cultivo de lulo en Colombia, el cual se observa en la Figura 1.3, en términos de porcentaje ha tenido menos variación en el periodo 2007-2018, que el área cosechada y la producción. El rango de variación del rendimiento entre un año y otro es de 13,77%, mientras que para el área cosechada es de 26,54% y para la producción de 25,24%.

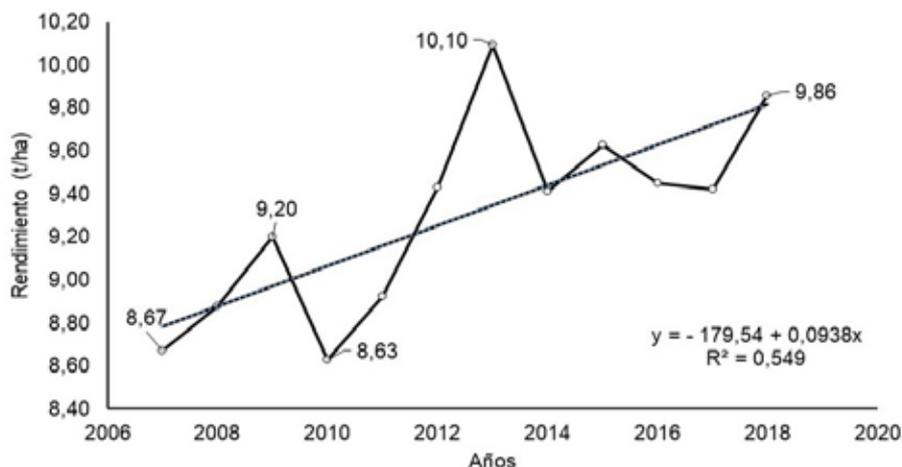


Figura 1.3. Rendimiento (t/ha) de lulo en Colombia entre 2006 y 2018.

A pesar del rango más estrecho de variación del rendimiento, a partir del año 2012 ha crecido linealmente con un pico en el 2013, donde se observa el máximo rendimiento del periodo analizado con 10,10 t/ha. A partir del 2013, los rendimientos han oscilado entre 9,42 y 9,86 t/ha con un promedio de 9,56 t/ha, el cual supera en 0,69 t/ha al promedio del periodo 2007-2011. Esta ganancia, posiblemente, se debió a la adopción de los productores del centro del país del primer material genético mejorado de lulo, conocido como La Selva, el cual presenta rendimientos muy superiores al cultivar del agricultor. Este cultivar mejorado en cultivos establecidos a nivel comercial y con adecuadas prácticas de manejo, puede rendir hasta 20 t/ha durante el primer año y alrededor de 15 t/ha en el segundo. Comercialmente, y con buenas prácticas de manejo se pueden obtener rendimientos de hasta 25 t/ha (Bernal *et al.*, 1998; Bernal *et al.*, 2000).

ZONAS PRODUCTORAS DE LULO EN COLOMBIA

El cultivo de lulo se encuentra en 21 departamentos de Colombia, donde Huila ha sido el primero tanto en área y producción desde el 2007 hasta el 2018 (AGRONET, 2019). En los últimos años, además de Huila, se destacan Valle del Cauca, Cauca, Antioquia y Boyacá (Tabla 1.1). Como se destacó anteriormente, si se mantiene la tendencia (Figura 1.1), en el 2020, se tendrán más de 9000 ha, muy cerca a la recomendación que hicieron Tafur *et al.* (2006) de llegar a 10000 ha en el 2025, lo cual demuestra que las condiciones de Colombia son propicias para el desarrollo de esta especie frutícola (Agronegocios, 2015).

En este sentido, el país presenta una serie de factores que favorecen y potencian la producción de lulo; entre ellos, se destaca la existencia en la zona andina de variabilidad a nivel de la especie cultivada y taxa relacionados, zonas ecológicas apropiadas para su cultivo, el potencial agroindustrial de la especie, es una alternativa para la reconversión de cultivos ilícitos, además de la amplia aceptación de los frutos por los consumidores en los mercados externos y la factibilidad de producir desarrollo económico a nivel de los productores, entre otros (FAO, 2006; Lobo *et al.*, 2007; Muñoz, 2013).

El departamento de Nariño ocupa el cuarto lugar en área cultivada (608 ha), sin embargo, la producción y el rendimiento están muy lejos del promedio nacional y de los principales departamentos productores de lulo (Tabla 1.1; Agronet, 2019). Según el Plan Frutícola Nacional (Tafur, 2006), en el departamento requieren para el 2025, sembrar 1000 ha, pero existen barreras que pueden afectar esta meta, debido principalmente a limitantes fitosanitarias y tecnológicas, entre ellas, la escasa oferta de cultivares mejorados.

Tabla 1.1. Área cosechada (A) en ha, producción (Prod) en t y rendimiento (Rend) en t.ha⁻¹ de lulo de los principales departamentos en Colombia entre 2016-2018.

Año	Orden	Dpto	A	Prod	Rend	PAN	PPN
2016	1	Huila	2.024,65	13.300,90	6,57	23,39	16,92
2016	2	Valle del C.	1.092,10	13.631,20	12,48	12,62	17,34
2016	3	Tolima	888,00	8.287,30	9,33	10,26	10,54
2016	4	Antioquia	542,50	7.282,00	13,42	6,27	9,26
2016	5	Nariño	484,50	2.345,60	4,84	5,60	2,98
2016	16	Risaralda	117,40	1.770,60	15,08	2,25	1,36
2016		Colombia	8655,75	78610,83	9,45	100	100
2017	1	Huila	1.748,65	11.985,77	6,85	21,24	15,01
2017	2	Valle del C.	986,60	11.832,70	11,99	11,98	14,81
2017	3	Cauca	653,20	7.882,95	12,07	7,93	9,87
2017	4	Nariño	590,60	3.322,50	5,63	7,17	4,16
2017	5	Antioquia	566,90	9.704,35	17,12	6,88	12,15
2017	7	Boyacá	542,90	6.540,50	12,05	6,59	8,19
2017	9	Santander	294,80	4.753,75	16,13	3,58	5,95
2017	12	N. Santander	273,70	3.368,90	12,31	3,32	4,22
2017	16	Risaralda	139,70	1.960,20	14,03	1,70	2,45
2017		Colombia	8234,00	79871,96	9,42	100	100
2018	1	Huila	2.005,05	14.339,77	7,15	22,73	16,10
2018	2	Valle del C.	1.029,70	12.563,40	12,20	11,67	14,11
2018	3	Cauca	702,30	8.263,20	11,77	7,96	9,28
2018	4	Nariño	608,60	3.430,90	5,64	6,90	3,85
2018	5	Antioquia	600,50	10.052,20	16,74	6,81	11,29
2018	7	Boyacá	562,40	8.424,00	14,98	6,38	9,46
2018	9	Santander	339,80	5.656,25	16,65	3,85	6,35
2018	11	N. Santander	280,70	3.422,90	12,19	3,18	3,84
2018	13	Risaralda	184,20	3.223,70	17,50	2,09	3,62
2018		Colombia	8821,35	89050,40	9,86	100	100

Dpto = departamento, PAN = participación en porcentaje del área cosechada de cada departamento con respecto a Colombia, PPN = participación en porcentaje de la producción de cada departamento con respecto a Colombia. **Fuente:** AGRONET (2019).

Los agricultores siembran el cultivar Castilla con el cual se obtienen rendimientos promedios de 5,6 t/ha. Debido a la preferencia de los agricultores nariñenses por este genotipo, es necesario buscar estrategias de producción que logren el nivel de rendimiento, calidad y consistencia del producto que demanda la industria y que además permitan alcanzar el número de hectáreas identificadas por el Plan Frutícola Nacional.

Si se tiene en cuenta que el potencial productivo de la especie es de 27 t/ha de fruta fresca, la brecha tecnológica, estimada como la diferencia entre el rendimiento potencial y el rendimiento promedio obtenido por los agricultores del país, estaría entre 17 y 21 t/ha. Los departamentos de Risaralda, Santander, Antioquia y Boyacá se destacan por tener los más altos rendimientos que fluctúan entre 14,98 y 17,5 t/ha. Existen grandes variaciones en el rendimiento de lulo en Colombia. Para el 2018, el menor valor se observa en el departamento de Magdalena con 4,11 t/ha, el máximo de 17,50 t/ha en Risaralda, el promedio nacional fue $9,86 \pm 4,18$ con un coeficiente de variación del 42,36%.

Las variaciones observadas en los rendimientos se dan no solamente entre regiones sino también entre productores localizados en zonas relativamente cercanas, debido principalmente a factores como la selección incorrecta de la zona para la implementación del cultivo, inadecuada preparación de los terrenos seleccionados, desconocimiento y selección inadecuada de los cultivares de siembra, tecnología empírica para el uso de enmiendas, fertilizantes e insumos requeridos para el manejo agronómico de la especie, problemas fitosanitarios limitantes para la producción y oferta limitada de cultivares genéticamente superiores. Muchos de estos factores, principalmente los fitosanitarios, limitan los ingresos de los agricultores, ocasionando la desaparición de grandes áreas de cultivo (Lagos *et al.*, 2015).

CULTIVARES

Para describir los materiales genéticos de lulo que utilizan los agricultores es necesario diferenciar variedades de cultivares. Según Arévalo *et al.* (2006), “el término cultivar es un neologismo artificial

originado de la lengua inglesa, por la aglutinación de parte de las expresiones *cultivated variety* (cul-ti-var). De esta forma, se incurre en error de agro terminología al llamar variedades a los cultivares, lo que dificulta la comunicación, principalmente a nivel internacional, teniendo como referencia el Código Internacional de Nomenclatura de Plantas Cultivadas que define cultivar a las plantas cultivadas modificadas a través de mejoramiento genético". En este sentido, estos autores concluyen que variedad y cultivar representan organismos distintos. La variedad es seleccionada por la naturaleza en respuesta a cambios de factores ambientales. El cultivar es seleccionado por el hombre, por técnicas de mejoramiento genético, las variedades son actualmente cultivadas en bancos de germoplasma y los cultivares son comercialmente cultivados. Por lo tanto, un cultivar está formado por un grupo de plantas que ha estado sometido a procesos de selección artificial por diversos métodos a partir de una especie de cultivo más variable (Brickell *et al.*, 2009).

Una vez entendido el concepto de cultivar, es necesario indicar que el desarrollo de la especie debe partir de una amplia base genética, aspecto que ha sido considerado crítico en el cultivo de lulo. Al respecto, se ha señalado que, en ésta y otras especies, la variabilidad disponible para la selección es limitada (Cooper *et al.*, 2001). Para contar con una base genética amplia que permita cimentar los programas de producción de cultivares mejorados en especies con poco desarrollo como el lulo, los cultivares de los agricultores, quienes poseen generalmente una gran variabilidad, se constituyen en la principal alternativa (Lobo, 2006). También es importante tener en cuenta lo planteado por Lagos *et al.* (2015), quienes indican que es "necesario alcanzar una comprensión científica de los factores bióticos y abióticos que determinan la productividad de la planta, lo cual, permitirá mejorar la oferta de genotipos mejor adaptados que garanticen mejorar la competitividad de los productores con frutas de calidad para el consumidor directo o para la industria".

En Colombia se cultivan principalmente los cultivares tipo Castilla, La Selva y Larga Vida. El lulo de Castilla es un material genético del agricultor que presenta muchas variantes. Los cultivos comerciales de este cultivar se hacen con plantas propagadas en su mayoría por semilla sexual, es altamente susceptible a plagas y enfermedades y es

muy apreciado por los productores por su tamaño y buena calidad, características que definen su precio para el consumo en fresco (Confecampo, 2008).

La Selva es un cultivar mejorado liberado por Corpoica, hoy Agrosavia, en 1998. La Selva es el producto de dos retrocruzamientos del híbrido interespecífico *S. quitoense* x *S. hirtum* hacia una población sin espinas de *S. quitoense* proveniente del Ecuador, de donde se clonaron tres plantas de la F2 del segundo retrocruzamiento, las cuales originaron el material mejorado. Este se propaga vegetativamente y está formado por tres clones altamente heterocigotos, producto de los retrocruzamientos antes descritos (Bernal y Díaz, 2006). Se caracteriza por sus frutos de pulpa verde, de alta calidad industrial y menor acidez, pero de menor tamaño que el lulo de Castilla, con tendencia al rajamiento. Posee resistencia a *Fusarium* sp., tolerancia parcial al nemátodo *Meloidogyne incognita* y tolerancia a libre exposición solar (Bernal *et al.*, 1998).

Como uno de los productos del proyecto: “Investigación incrementar la calidad del cultivo de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) mediante el desarrollo de un paquete tecnológico para el injerto arboleda Nariño occidente”, financiado por el sistema General de Regalías, el Grupo de Investigación en Frutales Andinos, de la Universidad de Nariño, obtuvo el registro de dos cultivares mejorados, los cuales se describen a continuación.

UDENAR LOBO proviene de la selección de 50 familias de medios hermanos. En la primera etapa, se estableció un cultivo con una superficie de una hectárea en la vereda Chapacual, municipio de Yacuanquer, departamento de Nariño. Este cultivo se instaló con plantas obtenidas de semilla de un cultivar comercial de Lulo de Castilla, la cual se introdujo en el año 2008, desde La Selva Antioquia. A este material genético se llamó cultivar Castillo La Selva. A partir de este cultivo, se realizó una selección estratificada. Se formaron 50 estratos y de cada estrato se eligió la mejor planta, con base en tamaño y color de fruto, tolerancia a plagas y enfermedades, arquitectura de la planta y rendimiento. De cada planta seleccionada por estrato se obtuvo su semilla, la cual pasó a formar una familia de medios hermanos (FMH). De la misma forma,

se constituyeron 50 FMH. De cada planta seleccionada por estrato se obtuvo su semilla, la cual pasó a formar una familia de medios hermanos (FMH). De la misma forma, se constituyeron 50 FMH. En la segunda etapa, las 50 FMH se sembraron en ensayos experimentales en cuatro localidades del departamento de Nariño que corresponden a La Unión, San Pedro de Cartago, Arboleda y Tangua, entre los 1.700 y 2.100 msnm, dentro de las cuales UDENAR LOBO (UDENAR Y8111), se destacó por su buen comportamiento en características relacionadas con la arquitectura de la planta, sanidad, componentes de rendimiento y adaptabilidad y estabilidad fenotípica. Esta variedad tiene adaptación a la Subregión Nudo de los Pastos, subregión natural área fría moderada entre 1600-2200 msnm, presenta un peso de fruto de 100,4 g, un diámetro ecuatorial del fruto en 6,9 mm, una relación semilla pulpa 0,052, un contenido de ácido ascórbico de 38,75 mg/100g, color de la pulpa verde y un rendimiento experimental de 11,8 t/ha (*Resolución ICA No. 00021000 del 17/12/2019*).

UDENAR VENTEÑO tiene el mismo origen descrito para UDENAR LOBO. UDENAR VENTEÑO (UDENAR Y(2)3.1) se adapta a la Subregión Nudo de los Pastos, subregión natural área fría moderada entre 1600-2200 msnm, se destaca por su buen comportamiento en características relacionadas con la arquitectura de la planta, sanidad, componentes de rendimiento, adaptabilidad y estabilidad fenotípica. Presenta un peso de fruto 110,44 g, un diámetro ecuatorial de 6,23 mm, una relación semilla pulpa 0,06, un contenido de ácido ascórbico 40,24 mg/100g, un color de la pulpa verde y un rendimiento experimental de 12,34 t/ha (*Resolución ICA No. 00020827 del 17/12/2019*).

COMERCIALIZACIÓN DE LULO

El mercado de lulo, especialmente si se consideran las posibilidades de exportación de la fruta, presenta problemas de alta variación en calidad y productividad, que es necesario comenzar a solucionar. Esta situación se puede explicar, en gran medida, por la gran variabilidad en las regiones geográficas donde se siembra el cultivo, por la variabilidad genética y alta desuniformidad de las variedades usadas por los agricultores y por las diferencias marcadas en los niveles

de tecnología utilizados en los procesos de producción. Las diferencias en productividad y calidad de los lulos entre regiones productoras no se pueden adjudicar a un factor determinado, pues cada región cultiva lulos de diferente composición genética (CIAT, 2007).

Aunque el principal mercado del lulo colombiano se encuentra en Colombia, las perspectivas del comercio de lulo a nivel mundial crecen con la aceptación de las frutas exóticas y de alto valor nutracéutico. Debido a su baja capacidad de resistencia al transporte, la exportación de la fruta en fresco presenta dificultades que obligan a los exportadores a suplirlas con productos procesados como pulpas, jugos y conservas. Para el periodo enero-julio de 2014, los principales destinos para exportación de esta fruta fueron Francia, que participó con el 49% de la demanda, seguido de Panamá (14%), España (11%) y Aruba (4%) (Arias y Vargas, 2014).

“El caso del lulo colombiano es similar al de la gran mayoría de frutas producidas para los mercados extranjeros, donde la posibilidad de exportar en fresco es prácticamente inexistente. Es así como las opciones se limitan a productos con valor agregado, que en el caso de esta fruta en particular se centra en pulpa y salsa. Actualmente, Colombia les vende a países de Europa, Japón y Corea entre 36 y 120 toneladas anuales. Esta cifra varía porque el volumen de exportación está sujeto a la disponibilidad de producción. Pero ese no es el único obstáculo que existe para comercializar la fruta, pues además de la oferta, los parámetros sanitarios que se manejan en el país les impiden a los productores, por ejemplo, entrar a mercados como el de Estados Unidos, a pesar de que ya existe un Tratado de Libre Comercio” (Agronegocios, 2015).

“El lulo colombiano se exporta en empaques de polipropileno, los cuales tienen los colores de la bandera que identifican el lugar de origen del producto, esto como parte de una estrategia que busca generar recordación en el consumidor, lo que al mismo tiempo permite garantizar compras futuras, así como la ampliación de la demanda con nuevos consumidores. Aún así, la apuesta es llegar a ese mercado con el fruto entero y partido a la mitad para que muestre su frescura, coloración y estado, y así se impulse el consumo inmediato. Esto se convierte en un

factor fundamental para que los indicadores de consumo se eleven en Estados Unidos. Además, llegar a ese nicho con valor agregado permite un mejor panorama para los productores locales, ya que se ofrece un producto atractivo que garantiza aún más la compra. Sin embargo, la clasificación arancelaria actual determina que la presentación del lulo es de carácter procesado, es decir que la única forma de comercializarlo es a través de conservas y pulpa” (Agronegocios, 2015). Sin embargo, Colombia no supe la demanda de esta fruta en el mercado interno y ha tenido que importar cerca de 20% de lo que consume, debido a que la tecnología para la producción se encuentra poco desarrollada (Medina *et al.*, 2009).

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO I

Agronegocios. 2015. Europa, Corea y Japón, los destinos de exportación del lulo colombiano. <https://www.agronegocios.co/agricultura/europa-corea-y-japon-los-destinos-de-exportacion-del-lulo-colombiano-2621303>; consulta 24/03/2020.

Agronet. 2019. Red de Información y Comunicación del Sector Agropecuario de Colombia. Estadísticas. Área sembrada y cosechada del cultivo de lulo. <https://www.agronet.gov.co/estadistica/Paginas/home.aspx?cod=1#>; consulta: 24/3/2020.

Arévalo, R.A., Bertoncini, E.I., Guirado, N. y Chaila, S. 2006. Los términos cultivar o variedad de caña de azúcar (*Saccharum* spp.). Revista Chapingo Serie Horticultura. 12(1): 5-9. <https://chapingo.mx/revistas/revistas/articulos/doc/rchshXII75.pdf>; consulta: 26/03/2020.

Arias, F.J. Y Rendón, S. 4 Inteligencia de mercados para la cadena del lulo (*Solanum quitoense*), Journal of Agriculture and Animal Sciences. 3(2): 38-47.

Bernal, J., Londoño, M., Franco, G. y Lobo, M. 1998. Lulo La Selva ICA Corpoica: primer material de lulo mejorado para Colombia. Plegable divulgativo. Rionegro, Antioquia, Corpoica. 8p. https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/20497/39918_24467.pdf?sequence=1&isAllowed=y; consulta: 26/03/2020.

Bernal, J., Londoño, M., Franco, G. y Rodríguez, J. 2000. Lulo La Selva: Lulo la Selva ICA-CORPOICA: Primer material de lulo mejorado para Colombia. Revista Innovación y Cambio Tecnológico. 8p. <https://agriperfiles.agri-d.net/display/agrosavia-journal-1657-0901>; <https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/743>; consulta: 26/03/2020.

Bernal, J. y Díaz, C. 2006. Materiales locales y mejorados de tomate de árbol, mora y lulo sembrados por los agricultores y cultivares disponibles para su evaluación en Colombia. Boletín divulgativo No. 7. Corpoica, C.I La Selva, Rionegro. <https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/1225/50547.pdf?sequence=1&isAllowed=y>; consulta: 27/03/2020.

Brickell, C.D., Alexander, C., David, J.C., Hettterscheid, W.L.A., Leslie, A.C., Malecot, V., Jin, X. y Cubey, J.J. (Ed). 2009. International code of nomenclature for cultivated plants. Eighth edition. Scripta Horticulturae number 10. International Society for Horticultural Science (ISHS), Belgium. 206p. https://www.ishs.org/sites/default/files/static/sh_18_Sample_chapters.pdf; consulta: 26/03/2020.

CIAT. Centro Internacional de Agricultura Tropical. 2003. Field performance and fruit quality of in vitro propagated plants of *Solanum septentrionale* and their use as elite clone materials by farmers. SB2 Annual Report. CIAT, Cali. Pp. 300-305.

Cooper, H., Spillane, C. y Hodgkin, T. 2001. Broadening the genetic base of crops. En: Broadening the genetic base of crops production. CABI, Publishing, New York. Pp. 1-23.

ICA. Instituto Colombiano Agropecuario. 2011. Manejo fitosanitario del cultivo del lulo (*Solanum quitoense* Lam): medidas para la temporada invernal. Instituto Colombiano Agropecuario, Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, Bogotá D.C. 23p. <https://www.ica.gov.co/getattachment/de9f2f66-898a-45b8-848d-0c49a23ca70c/Manejo-Fitosanitario-del-cultivo-del-lulo-Solanum.aspx>; Consulta: 25/3/2020.

Lagos, T.C., Apráez, J., Lagos, L.K. y Duarte, D.E. 2015. Comportamiento de 50 familias de medios hermanos de *Solanum quitoense* Lam. bajo selección recurrente. Temas Agrarios. 20(2): 19-29.

Lobo, M. 2006. Recursos genéticos y mejoramiento de frutales andinos: Una visión conceptual. Revista Corpoica-Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 7(2): 40-54.

Lobo, M., Medina, C.I., Delgado, O.A. y Bermeo, A. 2007. Variabilidad morfológica de la colección colombiana de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y especies relacionadas de la sección Lasiocarpa. Rev.Fac.Nal.Agr. Medellín. 60(2): 3939-3964. <http://www.scielo.org.co/pdf/rfnam/v60n2/a07v60n2.pdf>; consulta; 27/03/2020.

Lobo, M. y Medina, C.I. 2009. Conservación de recursos genéticos de la agrobiodiversidad como apoyo al desarrollo de sistemas de producción sostenible. Revista Corpoica-Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 10(1): 33-42.

Miranda, D. 2011. Estado actual de fruticultura colombiana y perspectivas para su desarrollo. Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal - SP, Volumen Especial, E. 199-205. <https://www.scielo.br/pdf/rbf/v33nspe1/a23v33nspe1.pdf>; consulta: 12/08/2020.

Tafur, R., Toro, J.C., Perfetti, J.J. Ruiz, D., y Morales, J.R. 2006. Plan Frutícola de Colombia - PFN. Asohofrucol, Cali. 43p. http://www.asohofrucol.com.co/archivos/biblioteca/biblioteca_14_FINAL%20PFN%20COMPLETO.pdf; consulta: 27/03/2020.

ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DEL LULO

ORIGIN AND GEOGRAPHICAL DISTRIBUTION OF LULO

LIZ K LAGOS-SANTANDER

Ing. Agrónoma, M.Sc., candidata a Dr. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto - Nariño, Colombia; e-mail: lklagoss@unal.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9932-0909>

RESUMEN

La dispersión de una especie contribuye a enriquecer la biodiversidad y la variabilidad genética de la misma. Cuando las especies llegan a un nuevo nicho ecológico empiezan a evolucionar y dan origen a variantes genéticas de adaptación respondiendo a las condiciones ambientales. Como consecuencia de lo anterior, se espera que, a mayor dispersión geográfica de una especie, exista mayor variabilidad genética. Colombia es uno de los países con una amplia e importante diversificación de especies del género *Solanum*, dentro del cual, *S. quitoense* es una especie que produce un fruto de exquisito sabor y de propiedades nutraceuticas novedosas que le convierten en una especie de gran potencial para su establecimiento y aprovechamiento en zonas tropicales y subtropicales. *S. quitoense* se considera una especie semiendémica, domesticada por los Incas en las altiplanices suramericanas con un Centro primario de diversidad y variabilidad genética ubicado entre Colombia, Ecuador y Perú.

Palabras clave: *Solanum quitoense*, dispersión, variabilidad genética, Centro de origen.

ABSTRACT

The dispersal of a species contributes to enriching its biodiversity and its genetic variability. When species reach a new ecological niche, they begin to

evolve and give rise to adaptive genetic variants responding to environmental conditions. Because of the above, it is expected that the greater the geographical dispersion of a species, the greater the genetic variability. Colombia is one of the countries with a wide and important diversification of species of the *Solanum* genus, within which *S. quitoense* is a species that produces a fruit with exquisite flavor and novel nutraceutical properties that make it a species with great potential for its establishment and use in tropical and subtropical areas. *S. quitoense* is considered a semi-endemic species, domesticated by the Incas in the South American highlands with a primary Center of genetic diversity and variability located between Colombia, Ecuador and Perú.

Key words: *Solanum quitoense*, dispersion, genetic variability, center of origin.

INTRODUCCIÓN

La distribución geográfica de las especies cultivadas es una fuente importante de variabilidad; además de su dispersión natural, estas especies han sufrido una extensa dispersión artificial de la mano del hombre (Hidalgo, 2003). Cuando las especies llegan a un nuevo nicho ecológico empiezan a evolucionar y dan origen a variantes genéticas de adaptación respondiendo a las condiciones ambientales. Como consecuencia de lo anterior, se espera que, a mayor dispersión geográfica de una especie, exista mayor variabilidad genética.

Sobre las especies cultivadas, el hombre ejerce una fuerte presión de selección que ha permitido la desaparición o la preservación de muchas variantes que posiblemente hubieran desaparecido en condiciones naturales. Así mismo, ha sido posible la inducción de variantes orientadas a facilitar el manejo agronómico y a incrementar los rendimientos. En el anterior proceso, conocido como domesticación, se pueden identificar dos etapas de presión de selección del hombre con el objeto de preservar o producir variabilidad:

“La domesticación que abarca todo el proceso de selección empírica mediante el cual, el hombre fue adaptando las especies para suplir sus necesidades básicas en alimentación, vestido, salud e industria. Esto fue posible mediante la selección y conservación de variantes útiles que aparecían en las poblaciones en un proceso que para la mayoría de las especies cultivadas tuvo una duración superior a 10.000 años.

El descubrimiento de la genética permitió proponer nuevas formas de orientar artificialmente los procesos reproductivos vegetales proporcionando una vía alterna para ampliar su variabilidad en un tiempo relativamente corto. Por otra parte, desde el comienzo del siglo XX, genetistas y fitomejoradores han estado produciendo nuevas variantes genéticas mediante infinidad de cruzamientos, en la búsqueda de solucionar problemas de rendimiento y aquellos ocasionados por plagas y enfermedades” (Hidalgo, 2003).

Según Vavilov (Loskutov, 1999) la distribución geográfica correlacionada con la clasificación botánica basada en características morfológicas de las plantas determina dónde se encuentra la mayor variabilidad de una especie. Con esta información, propuso la teoría de los centros de origen de las especies cultivadas, herramienta de gran ayuda para los mejoradores genéticos vegetales. Sin embargo, Harlan (1971) propuso la teoría de *Centros* y *No centros* como puntos centrales del origen de la agricultura, e indica que ésta se originó independientemente en tres áreas diferentes y que, en cada caso, existía un sistema compuesto por un *Centro de origen* y un *No centro*, en el cual, las actividades de domesticación se dispersaron en un lapso de 5.000 a 10.000 kilómetros. El modelo define un sistema de un *Centro* identificable correspondiente al Cercano Oriente y un *No centro* en África; otro sistema incluye un *Centro* del norte de China y un *No centro* en el sudeste asiático y el Pacífico sur. El tercer sistema incluye un *Centro* mesoamericano y un *No centro* sudamericano. Hay sugerencias que, en cada caso, el *Centro* y el *No centro* interactúan entre sí. Los cultivos no necesariamente se originan en *Centros*, ni la agricultura necesariamente se desarrolló en un *Centro*. Con base en lo anterior, a continuación, se describe el origen y la distribución de la familia Solanácea y el lulo *Solanum quitoense* Lam.

ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE LA FAMILIA *Solanaceae*

Como un proceso marcado por la evolución y la domesticación de especies vegetales y animales útiles al hombre, emerge la agricultura (Hancock, 2004). Todas las especies vegetales que componen los

sistemas agrícolas del mundo fueron domesticadas independientemente en varios lugares del mundo, entre ellas, muchas del género *Solanum* de la familia Solanaceae, especialmente en el viejo y el nuevo mundo (Harlan, 1992).

La familia Solanaceae contiene 98 géneros y 2.700 especies (Olmstead y Bhos, 2007), tiene una amplia distribución mundial, con la mayor concentración de géneros y especies en América del Sur y América Central con más de la mitad del número total de especies y casi dos cuartas partes de los géneros (Benítez, 2009). Uno de los centros de diversidad de especies de esta familia lo constituye Australia, representada por la tribu endémica Anthocercideae (Symon, 1982). Esta tribu contiene al género *Solanum*, uno de los más grandes del clado Anthophyta, con alrededor de 1250 especies de amplia distribución mundial, con cerca de 950 especies en el Nuevo Mundo (Nee, 1999).

Las plantas pertenecientes a la familia Solanaceae pueden encontrarse prácticamente en todos los ecosistemas, desde los desiertos hasta los bosques tropicales, como plantas nativas o como plantas colonizadoras en áreas disturbadas. Muchas de las especies de la familia son de gran valor por aportar plantas alimenticias, pero otras aportan sustancias venenosas y farmacológicas (Gutiérrez-Jiménez *et al.*, 2008).

Algunas especies y géneros que pertenecen a la familia de Solanáceas se localizan en América del Sur, donde pueden encontrarse en altas concentraciones. Esta familia se encuentra representada por el género *Solanum*, el cual está distribuido en Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú, Bolivia, Brasil, Uruguay, Paraguay, Argentina y Chile. De las mil especies que conforman este género, al menos 600 se encuentran en esta región. Las *Solanáceas* ocupan un lugar privilegiado como componentes de la biodiversidad mundial (Benítez, 2009), donde Colombia es uno de los países con una amplia e importante diversificación de especies del género *Solanum* (Granados-Tochoy y Orozco, 2006), dentro del cual, *Solanum quitoense* (Lamarck) es una especie que produce un fruto de exquisito sabor y de propiedades nutraceuticas novedosas que le convierten en una especie de gran potencial para su

establecimiento y aprovechamiento en zonas tropicales y subtropicales como Colombia, Ecuador y México, entre otras (Gómez-Merino *et al.*, 2014).

ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE LULO ***Solanum quitoense* Lam.**

La palabra lulo se deriva de muchas lenguas, algunos autores afirman su origen quechua, pero el primer nombre registrado para una solanácea cuya descripción corresponde con relativa exactitud a *Solanum quitoense* Lam. es “puscolulo”, que Jiménez de la Espada deduce que podría derivarse de PPOchcco-ruru que significa “fruto agrio o ácido”. No se ha esclarecido el proceso que condujo a la pérdida de la palabra acompañante pusco (Patiño, 2002).

Sobre la región de América equinoccial se encontraron pueblos carpófagos (comedores de frutos) de forma predominante, de donde es originario *S. quitoense* y se cree que el nombre lulo pertenece a algún idioma local (Patiño, 1963). Alrededor del año 1.652, el naturalista Bernabé Cobo, gracias a datos enviados por corresponsales de la orden Jesuita, describió bajo diferentes nombres regionales, varias especies de *Solanum* de frutos comestibles nativas de Popayán y Quito. En las dos localidades la descripción que hicieron de esta fruta era similar, llamadas en Popayán en esa época puscolulo y en Quito naranjillas. Sin embargo, existen algunas diferencias morfológicas en dichas descripciones. El fruto de puscolulo está revestido de tricomas mientras que la naranjilla se describe como fruto lampiño. Otra diferencia que se menciona es la presencia de espinas en las nervaduras de la hoja de la naranjilla, carácter que no se menciona para puscolulo (Patiño, 2002).

A partir de lo anterior, se infiere que para mediados del siglo XVII ya se conocían en Popayán y en Quito solanáceas comestibles que diferían tanto en nombre como en caracteres morfológicos y los datos de mediados del mismo siglo limitan la dispersión del puscolulo y naranjilla a Popayán y Quito. Un siglo después, los datos se limitan a Quito, aunque su zona de cultivo se desplaza hacia el oriente sin alejarse

de la faja equinoccial, además se reconocen como productos típicos de la región. El cultivo de *Solanum quitoense* en el siglo XVIII se alejó de su centro de origen, tanto al oriente como al sur y en el siglo XIX Eduardo André reportó que, en los mercados de Pasto, Nariño vio naranjilla y lo identifica como *S. galeatum*, aunque no describe la planta. En esa época, la planta estaba en vía de domesticación y aún hoy en día, hay caracteres por mejorar (Patiño, 1963).

Por otro lado, para Harlan (1992) parece evidente que, si un cultivo se originó en un área limitada y no se extendió fuera de él, el centro de origen y el centro de cualquier diversidad que pueda existir, coincidirán. Están involucrados tanto el espacio como el tiempo, y diferentes cultivos tienen diferentes patrones evolutivos. Los patrones principales se pueden clasificar de la siguiente manera: endémica, semiendémica, monocéntrica, oligocéntrica y nocéntrica. Acorde con lo anterior, *S. quitoense* puede ubicarse dentro del patrón semiendémico, el cual caracteriza a cultivos que se originaron en un centro definible con una dispersión limitada. En este sentido, la National Research Council (1989) indica que la especie *S. quitoense* fue domesticada por los Incas en las altiplanicies suramericanas. El Centro primario de diversidad y variabilidad genética comprende Colombia, Ecuador y Perú, distribuyéndose entre los 1200 y 2300 msnm (Lobo *et al.*, 1983; Heiser, 1985; Heiser y Anderson, 1999; Lobo y Medina, 2000). Lobo (2004) considera que el centro de origen del taxón cultivado *Solanum quitoense* Lam., es Colombia, donde se cultiva en zonas cafeteras (Muñoz *et al.*, 2013).

Los genotipos con espinas son más abundantes al norte de Colombia, observándose un gradiente hacia el Ecuador donde predominan los materiales sin espinas. Adicionalmente, en Colombia se encuentra la mayor diversidad de especies de la sección *Lasiocarpa*, que cuenta con ocho especies (Whalen *et al.*, 1981; Lobo y Medina, 1999; Lobo y Medina, 2000). Heiser (1985) encontró una menor diversidad en las regiones ecuatorianas, lo cual atribuyó a un efecto fundador, asociado con dispersión antrópica de *S. quitoense* hacia el sur de los

Andes a partir de una región de domesticación inicial localizada en la parte central de Colombia.

El lulo es una especie que no está completamente domesticada, lo cual es típico en la mayoría de especies frutales, encontrándose en una etapa intermedia del proceso (Lobo y Medina, 1999). La planta de lulo posee una serie de características correspondientes a individuos del complejo maleza-silvestre, como son: adaptación ecológica estrecha, espinas en tallos y hojas, antocianina en diferentes órganos, frutos recubiertos por tricomas, latencia en las semillas y elevado número de semillas por baya (Lobo, 2000). A lo anterior se adiciona la presencia de ideoblastos en las hojas con cristales de oxalato de calcio, lo cual, es un mecanismo primitivo de defensa. Se identifican dos poblaciones incluidas en la variedad botánica llamadas *septentrionale*, con espinas y las de la variedad *quitoense* sin espinas, característica que al parecer está gobernada por un solo gen. Avilán *et al.* (1992) indican que en Colombia existen variedades reconocidas por los agricultores que llevan nombres como San Martín, Castilla, Titiribí, Llanero y Silvestre, cuya fructificación ocurre entre los ocho y diez meses.

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO II

- Angulo, R. 2006. Lulo: El cultivo. Fundación Universidad de Bogotá, Bogotá. 99 p.
- Angulo, R. 2008. Lulo (*Solanum quitoense*); Bayer CropScience SA; Ref Type: Serial (Book, Monograph). 1-29 p.
- Avilan, I., Leal. F. y Bautista, D. 1992; Solanaceae: Naranjilla; En: Manual de Fruticultura; segunda Edición; Tomo II. Caracas, América. 1389 p.
- Benitez, C.E. 2009. Solanaceae: Visión sistemática retrospectiva y actual. Revista Botánica; Universidad central de Venezuela. Facultad de Agronomía; 14(32-50): 2-17.
- Cruz, P., Acosta, K., Cures, J.R. y Rodríguez D. 2007. Desarrollo y Fenología del Lulo *Solanum quitoense* var. *septentrionale* bajo polisombra desde siembra hasta primera fructificación. Agronomía Colombiana 25(2), 288-298.
- Franco, G., Bernal, J., Giraldo, J.M., Tamayo, P.J., Castaño, O., Tamayo, A., Gallego, J.L., Botero, M.J., Rodríguez, J.E., Guevara, N. de J., Morales, J.E., Londoño, M., Ríos, G., Rodríguez, J.L., Cardona, J.H., Zuleta, J., Castaño, J. y Ramírez, M.C. 2002. El Cultivo del Lulo: manual técnico. Asohofrucol, Corpoica, Manizalez. 103 p.
- Gómez-Merino, F.C., Trejo-Téllez, L.I., García-Albarado, J.C. y Cadeña-Íñiguez, J. Lulo (*Solanum quitoense* [Lamarck.]) como cultivo novedoso en el paisaje agroecosistémico mexicano. Rev. Mex. Cienc. Agríc. Pub. Esp. Núm. 9: 1741-1753. <https://www.researchgate.net/publication/271588816>; consulta: 1/04/2020.
- Granados-Tochoy, J.C. y Orozco, C.I. 2006. Una nueva especie de *Solanum* sección *geminata* (Solanaceae) de Colombia. Caldasia. 28(1): 1-8. <http://www.bdigital.unal.edu.co/37446/1/39264-174667-1-PB.pdf>; consulta: 1/4/2020.
- Gutiérrez-Jiménez, J. Luna-Cazáres, L.M. y Verdugo, A. 2008. Usos de las Solanáceas. En: María Adelina Schlie, M.A. y Luna-Cazáres, L.M. (Coordinadores). Recursos fitogenéticos y sustentabilidad en Chiapas. Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas. Chiapas, México, pp 83-104. https://www.researchgate.net/publication/320002843_Usos_de_las_Solanaceas; consulta: 1/04/2020.
- Hancock, J.F. 2004. Plant evolution and the origen of crop species. Second edition. CABI Publishing, CAB International, USA. 313p.
- Harlan, J.R. 1971. Agricultural Origins: Centers and Noncenters. Science. 174(4008): 468-474. doi:10.1126/science.174.4008.468

Harlan, J. 1992. Crops and man. Second edition. American Society of Agronomy, Crop Science Society of America, Madison, Wisconsin, USA. 284p.

Heiser, C. 1985b. Ethnobotany of the Naranjilla *Solanum septentrionale* and its relatives. Economic Botany. 39: 4-11 p.

Heiser, C. 1985. Of Plants and People. Oklahoma, University of Oklahoma Press. 60-81 p.

Heiser, C. 1987. Origins of *S. lasiocarpum* and *S. repandum*. American Journal of Botany. 74: 1045-1048.

Heiser, B. y Anderson, G. 1999. "New Solanums". In: Perspectives on New Crops and New Uses. Janick, J.; edit. ASHS Press. Alexandria, Virginia, USA. 379-384 p.

Hidalgo, R. 2003. Variabilidad genética y caracterización de especies vegetales. Franco, T.L. e Hidalgo, R. (eds.). 2003. Análisis estadístico de datos de caracterización morfológica de recursos fitogenéticos. Boletín técnico No. 8. Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos (IPGRI), Cali, Colombia. 89 p.

Lobo, M. 2000. Papel de la variabilidad Genética en el Desarrollo de los Frutales Andinos Como Alternativa Productiva. En: Memorias. 3er Seminario de Frutales de Clima Frío Moderado. Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales, Manizales, noviembre 15 al 17 de 2000. 27-36 p.

Lobo, M. 2004. Posibilidades y Perspectivas del Desarrollo de Programas de Mejoramiento en Frutales Andinos. Visión Conceptual. En: Memorias V Seminario Nacional e Internacional de Frutales. C.D.T.F., Universidad Nacional sede Manizales, CDC, Universidad de Caldas, CORPOICA. 463-471.

Lobo, M., Girard, E., Jaramillo, J. y Jaramillo, G. 1983. El cultivo del Lulo o Naranjilla (*Solanum septentrionale* Lam.). ICA-Infoma 17(1):10-20.

Lobo, M.; Medina, C. 1999. Lulo o Naranjilla (*Solanum septentrionale* Lam), frutal andino con potencial de desarrollo. Corpoica, Documento de Trabajo. 5 p

Lobo, M. y Medina, C. 2000. *Solanum septentrionale* Lam In: Caracterização de frutas nativas da América Latina. FUNEP. Edição comemorativa do 30 Aniversario da Sociedade Brasileira de Fruticultura. 41-43 p.

Loskutov, I. 1999. Vavilov and his institute. A history of the world collection of plant genetic resources in Russia. International Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy. 195p. http://vir.nw.ru/files/pdf/books/Vavilov_and_his_institute.pdf; consulta: 31/03/2020.

Medina, I. 2003. Estudio de Algunos Aspectos Fisiológicos del Lulo (*Solanum quitoense* lam.) En el Bosque Húmedo Montano Bajo del Oriente Antioqueño. Tesis M.Sc. Uni-

versidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Departamento de Ciencias Agronómicas, Medellín, Colombia. 249 p.

Medina, C., Sánchez, D., Camayo, G., Lobo, M. y Martínez, E. 2008. Anatomía Foliar Comparativa de Materiales de Lulo (*Solanum quitoense* Lam.) Con y Sin Espinas. Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 9(1): 5-13.

Miller, S. y Diggle, P. 2003. Diversification or Andromonoecy in *Solanum* Section Lasiocarpa: The Roles of Phenotypic Plasticity and Architecture. Am. J. Bot. 90: 707-715.

Muñoz, J.A., Rodríguez, L.F. y Bermúdez, L.T. 2013. Análisis de competitividad del sistema de producción de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) en tres municipios de Nariño. Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas. 7(2): 173-185.

National Research Council. 1989. Lost Crops of the Incas: Little-known plants of the Andes with promise for worldwide cultivation. The National Academies Press, Washington, DC. 428p.

Nee, M. 1999. Synopsis of *Solanum* in the New World en: Nee, M., Symon, D., Lester, N., y Jessop P. (Eds.) Solanaceae. Royal Botanic Gardens, Kew. Capítulo IV: 285-333
Olmstead, R. y Bohs, L. 2007. A Summary of Molecular Systematic Research in Solanaceae: 1982-2006. Acta Horticulturae. 745:255-268.

Patiño, M. 1963. Plantas Cultivadas y Animales Domésticos en América Equinoccial. Primera edición. Tomo I. 230-234 p.

Patiño, M. 2002. Historia y Dispersión de los Frutales Nativos del Neotrópico. Centro Internacional de Agricultura Tropical, CIAT. 225-229 p.

Schulter, C. y Cuatrecasas, J. 1985. Note on the lulo. Harvard University Botanical Museum Leaflet. 16: 97 -105.

Symon, D.E. 1982. Flora of Australia Solanaceae. Australia. 208 p.

Whalen, M., Costich, D. y Heiser, C. 1981. Taxonomy of *Solanum* Section Lasiocarpa. Gentes Herbarum. 12: 41-129.

ASPECTOS FISIOLÓGICOS DEL LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

PHYSIOLOGICAL ASPECTS OF LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

HERNANDO CRIOLLO-ESCOBAR

Ing. Agrónomo, Dr. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas,
Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA.

San Juan de Pasto - Nariño, Colombia;

e-mail: hcriollo@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0002-8690-4486>

RESUMEN

El lulo (*Solanum quitoense* Lam.) se puede considerar como una planta promisoría, debido a que sus frutos son de gran aceptación en los mercados nacionales e internacionales, por su aroma, exquisitez y gran contenido de sustancias nutraceuticas. La ampliación de los mercados que demandan lulo, especialmente los internacionales, resaltan la importancia de concentrar esfuerzos en la generación de conocimiento, sobre todo desde el punto de vista de su fisiología, conocimiento que permitirá enfrentar los graves problemas relacionados con su productividad como la sanidad del cultivo, nutrición mineral y postcosecha de la fruta. En este capítulo, se recopila una serie de conocimientos existentes y otros generados en la región productora del departamento de Nariño, Colombia por el Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Se hace una breve descripción botánica de la planta y de la variabilidad existente en su centro de origen localizado en la zona andina de Suramérica, calidad de la semilla y de sus características de ortodoxia, latencia, respuesta germinativa a la luz (fotoblastia positiva), vigor y potencial de almacenamiento. Se continúa con un estudio de la fenología de la planta en términos de acumulación térmica, requerimientos nutricionales

y respuesta a la inoculación con micorrizas como una técnica que puede ser aplicada en su cultivo. Se analizan, finalmente, los factores de tipo ambiental y fisiológico que intervienen en la formación del rendimiento, tipos de flores, formación de los frutos y aspectos fisiológicos del fruto, que deben tenerse en cuenta en las labores de cosecha, transporte y almacenamiento.

Palabras clave: semillas ortodoxas, fotoblastia, partición de carbohidratos, fenología, almacenamiento.

ABSTRACT

The lulo (*Solanum quitoense* Lam.) can be considered as a promising plant, because its fruits are highly accepted in national and international markets, due to its aroma, exquisiteness and high content of nutraceutical substances. The expansion of the markets that demand lulo, especially the international ones, highlight the importance of concentrating efforts on the generation of knowledge, especially from the point of view of its physiology, knowledge that faces serious problems related to its productivity, such as crop health, mineral nutrition and fruit post-harvest. In this chapter, a series of knowledge and others generated in the producing region of the department of Nariño, Colombia is compiled by the Andean Fruit Production Research Group. A brief botanical description of the plant and the variability existing in its center of origin is made, as well as the quality of the seed and its characteristics of orthodoxy, dormancy, germ response to light (positive photoblastic), vigor and storage potential. It continues with a study of the phenology of the plant in terms of thermal losses, nutritional requirements and response to inoculation with mycorrhizae as a technique that can be applied in its cultivation. Finally, the environmental and physiological factors involved in yield formation, flower types, fruit formation and physiological aspects of the product are analyzed, which must be taken into account in the harvest, transport and storage laboratories.

Key words: orthodox seeds, photoblastic, carbohydrate partitioning, phenology, storage.

INTRODUCCIÓN

En el departamento de Nariño como en otros departamentos de la zona andina colombiana, la fruticultura se desarrolla en un marco de heterogeneidad de regiones, diversidad de especies y modelos productivos, lo cual conlleva una gran cantidad de limitaciones de orden

técnico en la producción, manejo y postcosecha de cultivos como es el caso de lulo. Uno de los problemas prioritarios, común a todas las especies frutícolas, es la precaria zonificación asociada con la falta de conocimiento sobre los sistemas de producción, la oferta ambiental de los nichos actualmente utilizados y los requerimientos de los cultivos (Osorio, 2002). No todas las áreas geográficas con aparentes condiciones similares, son aptas para la siembra de todas las especies. Éstas tienen sus propias exigencias y rangos de tolerancia respecto a los diferentes factores ambientales y socioeconómicos, lo que hace, que se limite su área de distribución a aquellas zonas que presenten ventajas comparativas y competitivas.

Se deben delimitar áreas específicas para determinadas explotaciones agropecuarias, mediante el análisis de formaciones geológicas, características petrográficas y mineralógicas, formación de suelos, clasificación taxonómica, fertilidad natural, susceptibilidad a la erosión, fisiografía, clima y aspectos socioeconómicos, que son factores que definen el uso y manejo de los suelos de una región. Seguramente, el incipiente desarrollo del cultivo del lulo como especie cultivada y el poco conocimiento sobre sus requerimientos agronómicos, hacen que la información al respecto sea precaria. En el departamento de Nariño, así como en otras regiones vecinas, se han adoptado sistemas y tecnologías del cultivo propias de otras zonas productoras con características climáticas similares, pero sin considerar las particularidades del entorno propio.

Teniendo en cuenta lo anterior, es necesario reconocer y analizar los mecanismos de los procesos vegetales para entender sus interrelaciones con otras plantas y con el ambiente que las rodea (Criollo y Lagos, 2017); por lo tanto, el objetivo de este capítulo fue considerar y discutir las características asociadas a la fisiología del cultivo de lulo.

SOLANACEAS RELACIONADAS CON EL LULO

Las Solanáceas es una gran familia con cerca de 2700 especies pertenecientes a 98 géneros, distribuidas en todo el mundo, pero principalmente en América tropical; su gran valor radica en sus características alimenticias, algunas de ellas, como las papas y los

tomates, son cultivos de gran relevancia a nivel mundial y en sus características farmacéuticas y toxicológicas por el elevado contenido de alcaloides en algunas de ellas. Se caracterizan por ser plantas leñosas o herbáceas, con tallos erguidos, rastreros o trepadores, anuales o perennes, con filotaxia espiral o alterna, y hojas sin estípulas. Algunos caracteres anatómicos como la presencia constante de haces laterales, hojas con células epidermales provistas de cristales de oxalato de calcio y ausencia de tejidos secretores internos, son características de esta familia (Salinas, 2001; Olmstead y Bhos, 2007).

En cuanto a la morfología de las Solanáceas se pueden destacar las hojas glabras o pubescentes, inflorescencias terminales o con posición lateral, opuestas a las hojas, internodal o axilar, solitarias o en cimas, racimos, panículas o umbelas. Las flores son completas, la mayoría perfectas, pentámeras, actinomorfas o zigomorfas, dispuestas en racimos o en solitario; cáliz con cuatro a seis sépalos, generalmente gamosépalo, campanulado o tubular, casi siempre lobado, en algunos casos con un epicaliz y a veces acrescente que envuelve al fruto durante su madurez como en *Physalis peruviana* (Lagos *et al.*, 2005).

La corola posee de cuatro a seis pétalos soldados, que originan según la especie, diferentes formas (rotácea, tubular, campanulada), estambres epipétalos, generalmente cinco, ocasionalmente de cuatro a ocho, filamentos libres o unidos, anteras bitecas paralelas y conectadas, dehiscencia longitudinal o porosa; ovario súpero, bilocular, muchos óvulos, placentación axilar, disco hipógino basal nectarífero, estilo único, largo y simple, estigma pequeño, entero y apenas bilocado. Los frutos de esta familia son en su mayoría bayas o cápsulas, rara vez drupas, semillas numerosas, comprimidas, embrión arqueado y periférico, cilíndrico o aplanado, endospermo craso (Vargas *et al.*, 2003; Granados y Orozco, 2005).

En lo que respecta al lulo, este es originario de los bosques húmedos subtropicales de Perú, Ecuador y Colombia, localizados en las vertientes andinas entre los 1500 y los 2200 msnm. Una gran ventaja para el cultivo del lulo en el trópico es su incapacidad para producir polen fértil en zonas templadas que hace inviable su cultivo en esta zona

geográfica (Angulo *et al.*, 2006). Esta característica puede indicar que el lulo se comporta como una planta de día corto.

El lulo de Ecuador (*S. quitoense* var. *quitoense*) no posee espinas, contrario al que se encuentra en Colombia que se conoce como *S. quitoense* var. *septentrionale* (Denis *et al.*, 1985). *S. quitoense* es una especie diploide que presenta un número cromosómico de $2n=2x=24$ y un normal apareamiento cromosómico en meiosis (Vivar y Pinchinat, 1970). El lulo pertenece a la sección Lasiocarpa junto con *S. candidum* (Lindi), *S. sessiliflorum* (Dum), *S. pseudolulo* (Heiser), *S. pectinatum* (Dum), *S. vestissimum* (Dum), *S. hirtum* (Vahl), *S. lasiocarpum* (Dum), *S. repandum* (Forst), *S. felinum* (Whalen), *S. hyporhodium* (A: Braun y G. Bouché), *S. stramonifolium* (Jacq) y *S. stagnale* (Moris). Ocho de estas especies se encuentran en Colombia, lo que significa que en el país existe la mayor diversidad de especies relacionadas a nivel de taxa. Estas especies están principalmente concentradas en el noroeste de Sur América y sólo dos (*S. lasiocarpum* y *S. repandum*) se encuentran en Asia (Vivar y Pinchinat, 1970; Denis *et al.*, 1985; Heiser, 1985a; Lobo y Medina, 2000b).

En general, se puede afirmar que el lulo es una especie semisilvestre no domesticada, ya que presenta algunas características propias como una gran cantidad de semillas en el fruto, presencia de espinas en tallos, ramas y hojas, semillas con dormancia y latencia con dispersión poco eficiente, presencia de antocianinas y de tricomas en los frutos, así como la arquitectura dispuesta para una mayor captación de radiación (Lobo *et al.*, 1983; Gomez *et al.*, 1999; Angulo *et al.*, 2006).

AGROCLIMATOLOGÍA DEL CULTIVO DE LULO

Una zona productora apta para desarrollar un cultivo de lulo de alta productividad, debe contar con ciertas condiciones climáticas mínimas enmarcadas bajo una altitud entre 1500 a 2200 msnm., pluviometría de 1500 a 2000 mm/año bien distribuida, suelos ricos en materia orgánica, profundos, bien drenados, con pH entre 5,5 y 6,5, de textura franca hasta franco arenoso o franco arcilloso. Sin embargo, la existencia de

diversidad en regiones productoras del cultivo de lulo en Colombia, hacen que se conformen núcleos productivos subregionales debidos, precisamente, a la heterogeneidad geográfica presentada entre éstas. Esto podría determinar la especialización frutícola que se proponga, llevando consigo la producción irregular presentada a lo largo de las regiones productoras (CCI, 1999).

Aunque algunos autores como Muñoz *et al.* (2013) y Angulo *et al.* (2006) consideran que la adaptación del cultivo está entre los 1300 a 2200 msnm. Cultivos ubicados en altitudes menores a 1500 msnm, se tornan demasiado problemáticos debido a la producción de frutos pequeños y especialmente, por el incremento en la presencia de plagas, que como el *Neoleucinodes elegantalis* (pasador de fruto) y *Anthonomus* sp. (picudo de la flor), pueden llegar a limitar grandemente el volumen y la calidad de la producción.

La ubicación geográfica, diversidad de climas, capacidad productiva de los suelos, son condiciones óptimas para producir una amplia variedad de frutales adaptados a estas regiones, que como en el caso del cultivo de lulo, las zonas productoras están ligadas a las zonas cafeteras de los departamentos. De acuerdo con las condiciones planteadas y en comparación con las zonas donde se desarrolla el cultivo de café, estas se encuentran en alturas superiores a los 1500 msnm.

La zonificación, caracterización, tipificación y análisis de las áreas productoras y los sistemas de producción de lulo, constituyen herramientas esenciales para conocer la distribución espacial de estos sistemas productivos, para determinar y cuantificar las características de los componentes que conforman su estructura y para entender las interacciones que definen su funcionamiento. Esta información es un insumo básico para la planificación, ejecución y seguimiento de los proyectos de generación, transferencia de tecnología, capacitación, asistencia técnica y producción agroindustrial del cultivo de lulo (Romero, 1994; Suárez, 1996). Con base en este conocimiento, las entidades de los órdenes nacional, regional y local, pueden elaborar con mayor certeza sus planes de desarrollo agropecuario, orientar

mejor las políticas crediticias basadas en la zonificación de los cultivos y complementar sus planes de reordenamiento territorial.

Como un ejemplo puede mencionarse el estudio general de suelos y zonificación de tierras del departamento de Nariño realizado por el Instituto Geográfico Agustín Codazzi en el año de 2004, que permitió encontrar regiones que presentan similitudes con las características edafoclimáticas de otras zonas productoras del país. Las zonas identificadas con estas características corresponden a la zona Andina de Nariño que supone el 46% del territorio departamental, la cual sería una zona potencial para el establecimiento de cultivos de lulo.

Sin embargo, es necesario considerar que el lulo es una planta que aún está en un proceso de domesticación como cultivo (Lobo, 2004), ya que su entorno original de sotobosque, si bien es el óptimo para la planta, no lo hace competitivo como cultivo. El hombre, al igual que lo ha hecho con otras plantas cultivadas, somete al cultivo de lulo a unas condiciones de plena luminosidad incrementado sus tasas de rendimiento, pero sometiéndole a una mayor exposición de plagas y enfermedades que es necesario controlar mientras el cultivo “aprende” a convivir con ellos. Actualmente, los cultivadores de lulo se ven enfrentados a un cultivo susceptible a la mayoría de plagas y enfermedades (insectos, hongos, bacterias, nematodos, virus) explicable en que aún está desadaptado en su ambiente de cultivo. Según Angulo *et al.* (2006), el cultivo de lulo es uno de los que presentan mayores problemas de índole sanitario.

El mejoramiento de este cultivo es incipiente y los retos son grandes en la medida en que se debe ofrecer una respuesta a los productores, con cultivares mejor adaptados, que generen mayores ingresos y sustentabilidad del cultivo, especialmente mediante la reducción de aplicación de pesticidas sin detrimento de los rendimientos y calidad de la fruta.

Los estudios ecofisiológicos que relacionan la respuesta fisiológica de los cultivos a los cambios climáticos son, en el caso de lulo, de imperiosa necesidad, especialmente si se consideran los retos que éstos imponen. Los cambios de su ambiente original a que se ve enfrentado el

lulo, lo vuelven más frágil y menos elástico en su respuesta a variaciones de temperatura, humedad de suelo y aire, por lo tanto, más vulnerable y menos competitivo cuando se cultiva.

BOTÁNICA DEL LULO DE CASTILLA (Solanum quitoense Lam.)

El lulo *Solanum quitoense* Lam. pertenece a la familia Solanaceae, sección Lasiocarpa y es la especie de mayor valor comercial. Presenta dos formas conocidas como var. *quitoense*, que no posee espinas en tallos y hojas, y var. *septentrionale* con espinas en tallos y hojas (Whalen *et al.*, 1981).



Figura 3.1. Planta de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) asociada con café, en etapa productiva (Foto: Criollo, H.).

El lulo es una planta semileñosa de crecimiento espontáneo en sotobosque (Figura 3.1), que a pesar del proceso de domesticación al que se ha sometido, aún conserva características que lo definen como especie silvestre o planta primitiva con bajo grado de domesticación,

cuyos genotipos exhiben estabilidad en nichos específicos y adaptabilidad general estrecha, debido a que la planta posee varias características correspondientes a individuos del complejo maleza-silvestre, como alogamia, espinas en tallos, ramas y hojas, antocianina en diferentes órganos, frutos recubiertos por tricomas, latencia en las semillas, elevado número de semillas por baya, andromonoecia no plástica en la especie y oxidación rápida de los jugos, así como la arquitectura de hojas con ángulo de inserción hacia abajo para una mayor captación de radiación (Lobo, 2000; Miller y Diggle, 2003; Angulo *et al.*, 2006).

La planta de lulo tiene un ciclo biológico de tres a cuatro años de producción constante, aunque, generalmente los problemas sanitarios no permiten llevar el cultivo a más de dos o tres años. La planta inicia fructificación entre 10 a 12 meses de edad. En el mismo individuo se observan flores y frutos de diferentes tamaños en todo el año (Schulter y Cuatrecasas, 1985).



Figura 3.2. Distribución de las raíces de una planta de lulo (*Solanum quitoense* Lam.), en condiciones de cultivo (Foto: Criollo, H.).

Raíz. El lulo posee una raíz principal pivotante y fibrosa (Figura 3.2), que puede penetrar entre los 40 y 50 cm del suelo con abundante desarrollo de raíces laterales; en el caso de plantas obtenidas por propagación vegetativa, no existe una raíz principal, por lo cual aumenta la proporción de raíces laterales. En campo se debe tener especial cuidado en el desarrollo de las labores de mantenimiento y fertilización, ya que, por la superficialidad de las raíces laterales, éstas pueden ser lastimadas con facilidad (Angulo *et al.*, 2006).

Periodos de anegamiento prolongado afectan a las raíces debido a la hipoxia. En estos casos, la recuperación de la planta es difícil, con tendencia al agravamiento del problema. Los efectos del estrés se observan sobre el diámetro del cuello radical, la longitud de raíz, el volumen y el peso seco (Cardona *et al.*, 2016). Según Khondaker y Ozawa (2007) y Yamauchi *et al.* (2013), los sistemas radicales son los órganos más vulnerables y más afectados por las condiciones de anegamiento de los suelos, debido al suministro deficitario de oxígeno. Además, las consecuencias de la hipoxia causada por el anegamiento del suelo se traducen en formación de sustancias tóxicas para la planta como el etanol, acetaldehído y ácido láctico, originados en los procesos de respiración anaeróbica (Kozłowski, 1997; Jiménez *et al.*, 2012). Además, este déficit en la producción energética de la respiración anaeróbica, conlleva a problemas severos de absorción mineral.

Tallo. Las plantas de lulo pueden alcanzar hasta 3 m de altura, al poseer un tallo robusto y cilíndrico, con ramas laterales, que, por lo general se ramifican desde el suelo en una distribución radial, debido a los chupones basales que la planta posee. La presencia o ausencia de espinas está determinada por la variedad, *septentrionale* o *quitoense* (Figura 3.3). Las ramas jóvenes presentan una tonalidad verde, de carácter suculento, pero en adultas, se tornan de color café y de apariencia leñosa. Cuando la planta presenta una elevada producción de frutos, es necesario el uso de tutorados, para evitar volcamiento de la planta o rupturas en las ramas primarias y secundarias.

En el caso de *S. septentrionale* la aparición de tallos es escalonada. Este patrón implica que deben desarrollarse seis hojas antes de la formación de un nuevo tallo. La acumulación de materia seca en esta estructura asume un crecimiento exponencial en la primera fase para todos los tallos y una lineal en la segunda, para los tallos 1 y 2. Sin embargo, se han observado diferencias en las curvas de crecimiento entre estos, de ahí que se asumen dos curvas diferentes, una para el tallo principal y otra para los demás (Cruz *et al.*, 2007). La velocidad en la aparición de nodos se ha utilizado como una forma de medir el crecimiento de la planta de lulo. Evaluaciones hechas en condición de campo y bajo invernadero en la sabana de Bogotá a una altitud 1850 m, indican que el lulo es una especie de baja velocidad en la aparición de nodos (crecimiento) con valores de 0,062, 0,095 y 0,113 nodos.día⁻¹, respectivamente (Pulido *et al.*, 2008). Angulo *et al.* (2006) reporta valores inferiores a 0,17 nodos.día⁻¹. En otras especies, los valores son superiores, tal es el caso de la grosella (0,35 nodos.día⁻¹; Salazar, 2006) y el tomate (0,62 nodos.día⁻¹; Cooman, 2002).

Hojas. Las hojas son de gran tamaño, palmeadas, elípticas y alternas, con el ángulo de inserción hacia abajo y en diferentes tamaños, para el mejor aprovechamiento de la luz y mejor capacidad fotosintética. Su color varía entre verde oscuro a medio con nervaduras gruesas y púrpuras en el haz y blanquecinas o púrpuras en el envés. Las hojas jóvenes poseen abundante cantidad de tricomas de color morado o crema, el peciolo es carnoso, cubierto de vellosidades y de una longitud de 10 a 15 cm. Es importante mencionar que las hojas son los órganos más flexibles en la planta para responder a las condiciones del ambiente, por lo cual, sus características morfológicas pueden variar según el ambiente en el que se encuentren. Debido a que el lulo es una especie no completamente domesticada, es común la presencia de idioblastos en las hojas con cristales de oxalato de calcio (Medina, 2003), lo cual constituye un mecanismo natural de defensa contra los herbívoros.

En cuanto a las vías metabólicas de la fotosíntesis, Medina *et al.* (2008) obtuvieron datos sobre la densidad estomática y ausencia de tejidos con células típicas de las plantas C4, con lo cual se apoya

la clasificación del lulo en la categoría C3, característica que ocurre normalmente en plantas cuyo hábitat espontáneo es el sotobosque, como lo es el lulo.



Figura 3.3. A) Tallo de *S. quitoense* var. *septentrionale*, **B)** Tallo de *S. quitoense* var. *quitoense* (Foto: Criollo, H.; Lagos, T.C.).

El análisis de la anatomía foliar de materiales genéticos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) con espinas (CE, accesión 'NM') y sin espinas (SE, accesión 'SV80'), bajo condiciones de plena exposición solar, en hojas de los tercios superior, medio e inferior de la planta, realizado por Medina *et al.* (2008), permitió determinar la similitud de las estructuras foliares de los dos genotipos durante la etapa reproductiva y productiva. Son características de las hojas de lulo, la existencia de tricomas no glandulares, idioblastos con oxalato de calcio, densidad del parénquima de empalizada compacta, con cloroplastos en todo el mesófilo en una estructura foliar típica de plantas C-3, hojas hipoestomáticas con un valor máximo de 125 estomas.mm⁻².

Esta última característica puede ser muy variable, ya que es afectada por cambios ambientales, llegando a presentarse variaciones no sólo intraespecíficas sino a nivel de hojas de la misma planta ubicadas en diferentes rangos de altura, como respuesta a un cambio climático o factor de estrés (Esau, 1977).

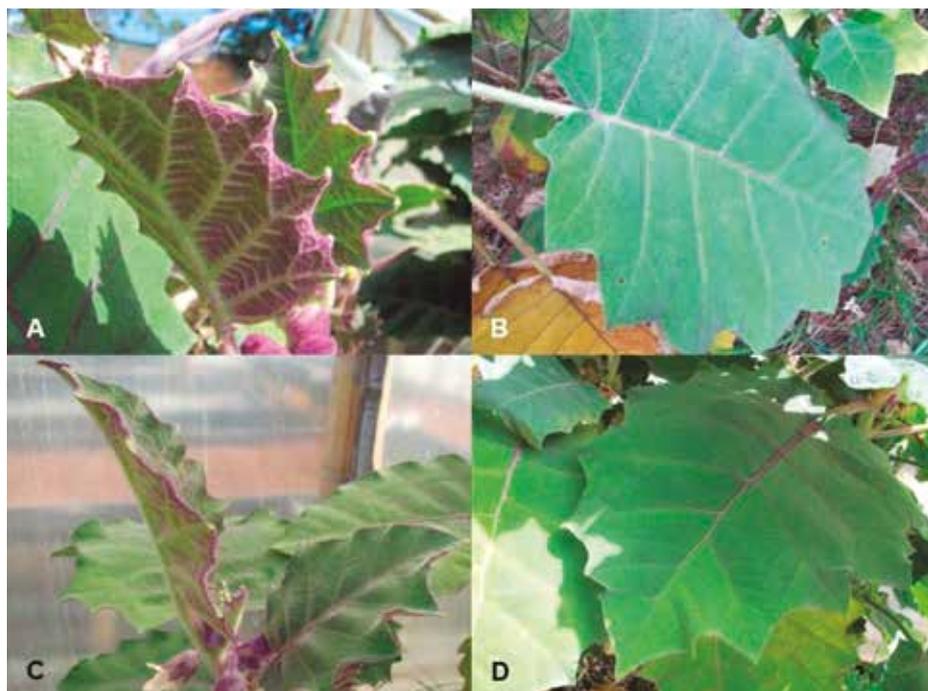


Figura 3.4. Hojas de *S. quitoense* var. *septentrionale* **A)** estado juvenil, **B)** estado maduro. Var. *quitoense*, **C)** estado juvenil, **D)** estado maduro (Foto: Lagos, T.C).

Flores. Las flores se encuentran ubicadas en una inflorescencia de racimo axilar que pueden tener hasta 20 flores blancas, actinomorfas y dispuestas de manera alterna sobre el eje principal de la inflorescencia y que se abren en secuencia. La flor es completa, gamopétala, actinomorfa y rotácea, con un cáliz que alterna con los pétalos, es gamosépalo, posee cinco sépalos con ápices agudos y con abundante pubescencia de color verde por el haz y lila por el envés (Figura 3.4) (Franco *et al.*, 2002; Angulo *et al.*, 2006).

Según Miller y Diggle (2003) y Barbosa *et al.* (2016) el lulo es una especie andromonoica con flores femeninas estériles (estaminadas) y flores hermafroditas. En este sentido, en la planta de lulo pueden observarse tres tipos de flores: las de pistilo largo, que sobresale del conjunto floral y flores con pistilo medio y corto que no sobresale de

la flor; las primeras son fecundas, mientras que las de pistilo corto son estériles, aunque funcionalmente masculinas (producen polen). Miller y Diggle (2003) y Diggle *et al.* (2013) consideran al lulo como una planta predominantemente andromonoica debido al alto porcentaje de flores de pistilo corto (estaminadas) (60%); sin embargo, esta afirmación debe considerarse en el plano de la alta plasticidad en las proporciones de los dos tipos de flores presentes, ya que en cultivos de la región cafetera de Nariño, la presencia de flores estaminadas es mínima. Es posible que en zonas donde la adaptación del cultivo es baja o predominan condiciones de estrés, la planta responda con una proporción mayor de este tipo de flores estériles.



Figura 3.5. A) Inflorescencia, **B)** Flor funcionalmente femenina (estilo largo) abierta de *Solanum quitoense* Lam. (Foto: Criollo, H).

Las flores de lulo presentan cinco estambres grandes y agudos de color amarillo que en su madurez se vuelven de color ocre, con dos poros apicales que permiten la salida del polen (Gargiullo *et al.*, 2008). El ovario es globoso, con cuatro lóculos, estilo cilíndrico y estigma capitado. No es una flor que produzca néctar, pero posee un polen rico en proteínas para los polinizadores (Roulston *et al.*, 2000; Lim, 2013).

Floración. El éxito de la floración vegetal se basa en que ocurra en el momento adecuado y en las condiciones ambientales propicias. El momento adecuado se refiere a la competencia de las células meristemáticas para poder cambiar y diferenciarse en células floríferas, las cuales son ricas en florígeno que es una hormona que induce la floración (Taiz y Zeiger, 2002). Una vez las células están competentes, las hojas pueden percibir señales, generalmente relacionadas con la duración y calidad de la luz, originando una serie de reacciones fotomorfogénicas, que se traducen en la alteración del patrón vegetativo de los meristemas cambiando a un patrón de producción de primordios florales en lugar de hojas, lo cual se conoce como *inducción floral* (Mendoza y Encina, 2017).

El siguiente paso conocido como *evocación floral* (Mendoza y Encina, 2017), implica cambios en la intensidad respiratoria, cantidad de ARN y síntesis de proteínas, consecuencia de la alteración en la expresión genética de los meristemas. Estas alteraciones están relacionadas con: a) Procesos de control interno y externo de las plantas, como la regulación interna de factores propios (ritmo circadiano, alteraciones de la relación hormonal, entre otras; b) Regulación obligada por un factor ambiental (p.e. días cortos o largos, estrés hídrico) y c) Regulación facultativa de un factor ambiental, cuando el requerimiento no es absoluto. Una vez sucede la evocación, el proceso de floración es irreversible y los meristemas están determinados para originar las flores como una expresión morfológica.

Los requerimientos de horas luz.día⁻¹ para que una planta florezca son de gran importancia en la fisiología de cultivos. De estudios realizados en Europa, se deduce que el lulo es una planta indiferente al fotoperiodo ya que la floración se presentó indistintamente bajo condiciones de día corto como día largo; sin embargo, en condiciones de día largo natural o artificial, el proceso de floración y cosecha se aceleró y la proporción de flores hermafroditas: flores estaminadas fue mayor (1,14), con un incremento en el número de frutos por planta. En condiciones de día corto se presentan dos periodos de floración donde la cosecha se prolonga y los rendimientos son superiores (Messinger y Lauerer, 2015).

Según el Consejo Nacional de Investigación (1989), el lulo requiere días cortos para la polinización. En Colombia, se adapta mejor a condiciones de sombra, cerca del agua y se comporta como una planta de día corto (Bernal *et al.*, 1998), pero para los Andes tropicales, el efecto del nivel de la luminosidad requiere de mayor investigación.

Fruto. El fruto de lulo se considera como exótico por el sabor ácido y su aroma. Es una baya globosa compuesta por cuatro lóculos, de color amarillo intenso, amarillo rojizo o naranja, con epidermis cubierta de tricomas color amarillo o rojizo. La pulpa es de color verde intenso o pálido según el cultivar, ácida y con numerosas semillas. La corteza es delgada y susceptible a daños por golpes, se debe cosechar en estado pintón (50% amarillo) para evitar la aparición de manchas. La baya alcanza un diámetro de 8 cm con un peso que oscila entre los 60 y 200 g. El jugo tiene un pH entre 3,5 y 5. El peso y tamaño del lulo varía respecto a las variedades. La variedad *septentrionale* presenta tamaños y pesos mayores. La fructificación permanece por varios años, pero en la inflorescencia se da el cuajamiento de pocos frutos de forma simultánea (Figura 3.6).

Los frutos de lulo poseen altos contenidos de fibra y ácidos orgánicos como el ácido cítrico, contenidos de fósforo, calcio, hierro, vitaminas como el niacina (B3), tiamina (B1), riboflavina (B2) y vitaminas A y C. Los frutos maduros poseen altos contenidos de azúcares y un intenso aroma (Gancel *et al.*, 2008). Los aromas encontrados corresponden en mayor proporción a 4-hidroxy-2,5-dimetil-3(2H)-furanone, metil benzoato, etil butanoato, (Z)-3-hexenal, ácido acético, ácido butanóico ácido y a un compuesto volátil, reportado por primera vez en lulo, el 3-sulfonil-hexil acetato, el cual se presenta en otras frutas tropicales como la *Psidium guajaba* L., *Passiflora mollissima* Kunt (Forero *et al.*, 2015).

Los requerimientos térmicos relacionados con la formación de los frutos son de 701°D para alcanzar la antesis, 788°D para cuajado de fruto y un total a partir de la siembra en el lote de 2464°D. La etapa entre el cuajamiento de los frutos y la madurez es la que presenta mayores requerimientos térmicos con 1674°D (Moncayo, 2016).

Semilla. Las semillas de lulo son lisas, color crema, redondas, en forma de lentejas y con tamaños de 3 a 5 mm (Figura 3.7). El peso del

fruto está relacionado con el peso de la semilla, por lo cual se debe tener cuidado con la polinización artificial, aplicar buena cantidad de polen para garantizar el tamaño de fruto. El porcentaje de germinación de las semillas es variable de acuerdo con el periodo de almacenamiento. Es mayor en los primeros días y disminuye a partir de los 60 días de almacenada. Se debe almacenar a 4°C para garantizar su conservación. La semilla expuesta al medio ambiente, pierde rápidamente su poder germinativo (Angulo *et al.*, 2006). Debido al carácter alógamo que presenta la especie, se debe evitar la propagación por semilla cuando se trabaja con genotipos que presentan características superiores o de resistencia a problemas fitosanitarios.



Figura 3.6. Frutos de *S. quitoense* y planta en su etapa productiva (Foto: Criollo, H).

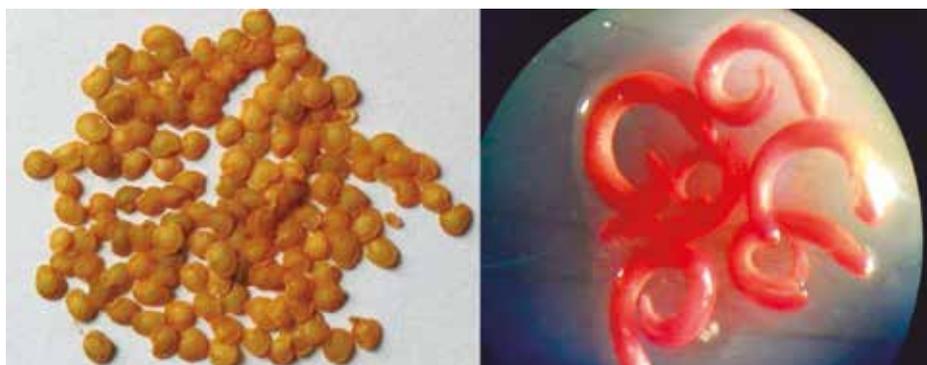


Figura 3.7. Semilla de *S. quitoense* y embriones coloreados con tetrazolio (TZ) indicando su viabilidad (Foto: Criollo, H.; Moncayo, E.M).

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

La germinación de las semillas es aproximadamente a los 30 días en temperaturas entre 21 y 26°C bajo condiciones de luz, dado que es una semilla con fotoblastia positiva. Esta es una característica de las solanáceas, como una forma de adaptación a las condiciones de su crecimiento natural (Lobo y Medina, 2000), la cual, condiciona la iluminación de las semillas para alcanzar el rompimiento de latencia.

Las semillas de lulo ubicadas en cámara climática (28°C/24h y 24°C/24h) con luz continua, alcanzan altos valores de germinación (100%) y vigor (14,0 días), mientras que semillas colocadas a igual temperatura y en oscuridad presentan una germinación del 9,1%. Las semillas de lulo requieren de irradiación con luz roja para poder germinar (Cárdenas *et al.*, 2000).

Las semillas de lulo se identifican como semillas ortodoxas. Para garantizar longevidad en almacenamiento, se pueden deshidratar a niveles bajos de humedad (hasta 6%) sin presentar pérdidas de viabilidad en el embrión. Las semillas se almacenan en cuartos fríos a -18°C, en envases herméticos con un contenido de humedad entre 3 y 7% (Hong y Ellis, 1996; Lobo *et al.*, 1983; Lobo y Medina, 2000). En la Universidad de Nariño, el grupo de investigación en Producción de Frutales Andinos, ha logrado mantener altos niveles de viabilidad y vigor germinativos en semillas de lulo con 10% de humedad, en envases herméticos y a una temperatura de 4°C, por un tiempo mínimo de seis meses, lo cual demuestra la condición ortodoxa de estas semillas.

Al cabo de cinco meses de almacenamiento en recipientes herméticos y a baja temperatura (4%), las semillas con un 16% de humedad presentan mayor germinación (82%) y vigor. El número de días a emergencia de las semillas de lulo oscila entre 20 y 30 días con temperaturas entre 22 y 25°C. La emergencia es más rápida en semillas con un menor tiempo de almacenamiento (Cabrera y Meza, 2002)

Un factor muy importante a considerar en la germinación es la dormancia, bastante común en semillas de plantas que, como el lulo,

todavía no están completamente domesticadas. “Las especies silvestre *S. amotapense* y *S. circinatum* tienen mayor latencia que la especie cultivadas *S. betaceum* y *S. quitoense*. Las primeras son ácido giberélico-obligadas para germinar mientras que las segundas responden positivamente al nitrato de potasio, especialmente en temperatura alternada. Como resultado de esta latencia superficial, la temperatura alternada sola promovió la germinación de *S. betaceum* y *S. quitoense* (25/15°C, 8/16 h) y la acción de temperatura alternada y GA3 combinada no tuvo efectos adicionales sobre la germinación” (Torres y Ellis, 2007).

Cardenas *et al.* (2000) analizaron el efecto de la madurez del fruto sobre la germinación y vigor de las semillas, teniendo en cuenta la velocidad germinativa, iniciando con frutos con un 25% de cambio de coloración hasta los completamente maduros. Las semillas de lulo se encuentran completamente desarrolladas al momento de la madurez fisiológica de los frutos, pero con un alto porcentaje de semillas latentes, característica importante en semillas de plantas no domesticadas o en proceso de domesticación (Lobo y Medina, 2000).

El valor fisiológico de la semilla está determinado por un gran número de variables que intervienen durante la formación del embrión; factores externos a la semilla y factores internos, interactúan en la inducción de los procesos germinativos. Las hormonas endógenas y aquellas producidas por bacterias de suelo pueden interactuar con genes específicos para inducir la germinación o dormancia; de igual manera, las semillas almacenan durante su formación gran cantidad de proteínas, especialmente en las etapas media y final de su formación, cuando se presenta una mayor absorción de nitrógeno. Durante la germinación se activan las enzimas y las proteínas almacenadas en las membranas celulares se desplazan hacia el eje del embrión.

Según Miransari y Smith (2014) y Zheng *et al.* (2009) las hormonas y los compuestos nitrogenados pueden mejorar la germinación de semillas bajo condiciones de estrés y no estrés, a través de la actividad de la amilasa que es la responsable de inducir la digestión de los almidones, reduciendo la producción de especies reactivas de oxígeno

(EROS) mediante el incremento de antioxidantes como la superóxido dismutasa (SOD), catalasa (CAT) y peroxidasa (POD) (Zheng *et al.*, 2009; Sajedi *et al.*, 2011).

La dormancia de semillas está muy correlacionada con los niveles de ácido abscísico (ABA) presentes en el inicio de la desecación de las semillas que es la etapa final de la embriogénesis zigótica de las plantas superiores. La disminución de los niveles de ABA permite a las semillas iniciar los procesos de germinación después de la imbibición. Esta relación del ABA con la dormancia está evidenciada por la correlación entre las bajas concentraciones de ABA y la germinación precoz, inhibición de la germinación de embriones inmaduros mediante aplicación exógena de ABA, mayor sensibilidad al ABA cuando hay altos niveles de ABA y la germinación precoz en semillas de mutantes deficientes en ABA (Azcon-Bieto y Talon, 1993; Taiz y Zeiger, 2002).

Contrario a la función del ABA como inductor de dormancia, las giberelinas activan las semillas dormantes (Miransari y Smith, 2014), lo cual resalta la importancia de las relaciones hormonales en la inhibición o inicio de la germinación. Estas relaciones hormonales pueden ser afectadas por diferentes condiciones ambientales como la luz, acidez y la salinidad, que afectan los procesos germinativos. Las giberelinas incrementan la germinación de semillas almacenadas mediante la inactivación del ABA mediada por enzimas como la nitrito y nitrato reductasa y glutamina sintetasa (Alboresi *et al.*, 2006; Atia *et al.*, 2009). La salinidad afecta el contenido de nitrógeno de las semillas y por ende, afecta la germinación ya que este mineral está relacionado con algunas respuestas de tolerancia al estrés.

Las relaciones entre el ABA y las giberelinas son las responsables de los fenómenos de dormancia y germinación. Esta relación balanceada determina la capacidad de las semillas para germinar o para completar el proceso de maduración. Las giberelinas junto con el etileno afectan igualmente el crecimiento de la radícula y a pesar de que la primera se considera como la más importante, en ausencia de giberelinas el etileno puede actuar como promotor de la germinación. Además de

este balance, los procesos germinativos pueden ser afectados por características morfológicas y estructurales como el endospermo, pericarpio, testa seminal (Kucera *et al.*, 2005; Matilla y Matilla-Vásquez, 2008).

En semillas endospermicas de solanáceas como el tabaco, pimentón y tomate, se ha propuesto que la acción de la luz radica en la inhibición de los efectos inhibitorios del ABA, mediante la síntesis de AG_3 que promueve procesos de ruptura de las cubiertas seminales y ruptura del endospermo mediante la acción de ablandamiento de enzimas hidrolasas como oxalato oxidasa, endo- β -mananasa y β -glucanasa (Kucera *et al.*, 2005). Leubner-Metzger (2001) afirma que en las especies solanáceas citadas, su germinación requiere que la resistencia del endosperma micropilar sea baja, lo cual ocurre mediante el debilitamiento de la pared celular por la acción de hidrolasas específicas (Bewley y Balck, 1982).

CICLO PRODUCTIVO DEL LULO

Según Solórzano (2007) el conocimiento de la fenología de un cultivo permite identificar las diferentes etapas ocurridas durante el proceso productivo, ubicación en el tiempo de los problemas potenciales y necesidades del cultivo. El resultado de todas las actividades realizadas y variables ambientales durante el periodo fenológico, es el producto final cosechado. Además, el conocimiento más certero de la respuesta de los cultivos a las condiciones climáticas fluctuantes que se presentan a través de las diferentes etapas del desarrollo, favorece la sostenibilidad de la producción (Flores-Gallardo *et al.*, 2013).

Medina *et al.* (2006) identifican tres periodos básicos en la ontogenia del lulo: fase vegetativa, que va desde la siembra en el campo hasta 100 días después, periodo reproductivo que inicia con la floración y termina con la primera cosecha y el periodo productivo que se inicia con la primera cosecha. Angulo *et al.* (2006) identificaron siete etapas durante el ciclo productivo del lulo: etapa de semillero (75 días), etapa de vivero (60 días), de trasplante a primera yema floral (60 días), aparición

de yema floral a antesis (7 días), antesis a formación de fruto (7 días), formación de fruto a inicio de madurez (90 días) y a madurez completa (7 días) para un total de 11 meses; cada una de estas etapas puede variar en tiempo, según las condiciones ambientales, especialmente por la temperatura (Franco *et al.*, 2002).

Los estudios fenológicos del lulo con un umbral de crecimiento por encima de 8°C a 67% de luminosidad han mostrado una disminución en la biomasa radical coincidiendo con la aparición del primer brote reproductivo a los 2828 dd (Cruz *et al.*, 2007). La aparición del botón floral requiere de 551°D contados a partir del trasplante a campo. La antesis 701°D, el cuajado de frutos 768°D y la cosecha, una acumulación térmica de 2564°D (Figura 3.8; Moncayo, 2017).

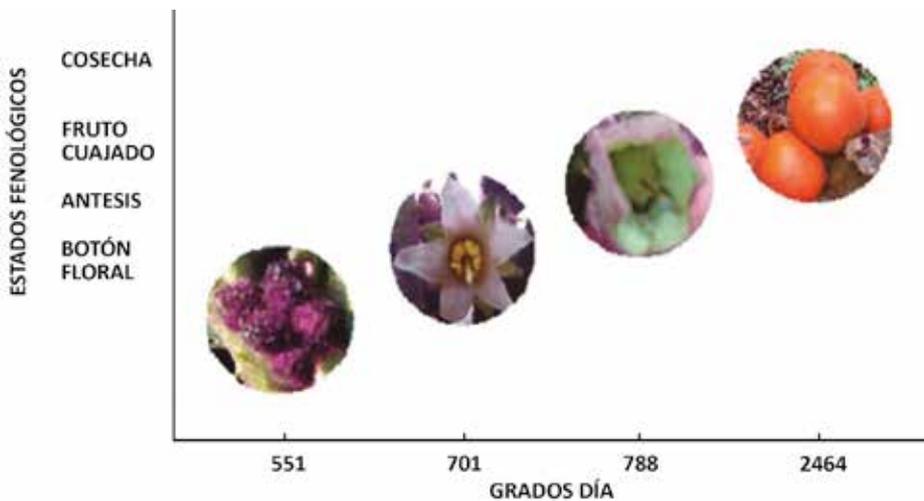


Figura 3.8. Requerimientos térmicos (°D) de los principales eventos fenológicos de plantas de lulo (*S. quitoense*) (Moncayo, 2017).

Respecto al tiempo que transcurre desde la aparición de los botones florales al estado de botón, éste aumenta según la aparición de nuevos cojines (grupos de tres); el primero dura menos tiempo y el botón 11 es el que tarda más tiempo en alcanzar este estadio. El estadio de botón tiene una duración media de 58 dd. En este estadio, el botón ya se ha diferenciado y se pueden observar estructuras independientes

de la misma coloración, la flor se encuentra totalmente cubierta por los pétalos y rodeados por los sépalos. La duración de esta fase es similar en todos los botones del racimo (Muñoz, 2010).

Una vez se completa el estadio de botón, su maduración es evidente, los sépalos inician su apertura gradualmente y aparecen los pétalos de color blanco en el haz y morado en el envés, que cubren las estructuras masculinas y femeninas, con una duración de 44 dd. Posteriormente, la flor se abre y se observan el ovario, el estigma, el filamento y las anteras (Muñoz, 2010). La acumulación de la materia seca sobre racimos es homogénea y más uniforme que en hojas y estructuras vegetativas ya que las flores y frutos presentan por lo general predominancia de las primeras (Fageria *et al.*, 2006).

NUTRICIÓN MINERAL

Debido al alto número de frutos por planta, sus requerimientos nutricionales son altos, especialmente de nitrógeno y potasio en la fase reproductiva y productiva. La absorción mineral es mayor cuando las condiciones de crecimiento son óptimas, encontrándose valores 10 veces superiores de N en lulo bajo invernadero que en lulo a campo abierto. La eficiencia fotosintética fue superior con las aplicaciones edáficas y edáficas más foliares. Con bajos contenidos de nitrógeno, se afectan los procesos fisiológicos y los contenidos de materia seca y la productividad se reduce ostensiblemente. Para una producción de 10 kg/planta, el lulo extrae alrededor de 240 g/planta de nitrógeno, 22 g/planta de fósforo, 280 g/planta de potasio, 158 g/planta de calcio, 44 g/planta de magnesio y 19 g/planta de azufre (Angulo *et al.*, 2006).

El lulo es una planta muy sensible a las deficiencias de boro, magnesio, manganeso y fósforo, este último considerado responsable del tamaño de frutos y de la maduración. Los niveles críticos de deficiencia en el cultivo de lulo son los siguientes: nitrógeno (11,0 μM), fósforo (0,82 μM), potasio (5,4 μM), calcio (2,01 μM) y magnesio (3,8 μM). Varela *et al.*, 2001-2002).

Estudios realizados por Parra-Coronado *et al.* (2015) en los que compararon el efecto de diferentes tratamientos con N-P-K y elementos menores, mostraron que aquellas plantas con fertilización al suelo y al suelo más dosis de nitrógeno foliar, fueron más altas y presentaron mayores contenidos de clorofila; la absorción vegetal de nutrientes depende de la concentración de iones en la superficie de la raíz, capacidad de absorción y demanda de la planta. La absorción radical de minerales es la más importante para la nutrición vegetal, aunque pequeñas cantidades de algunos elementos pueden ser absorbidos por las hojas. Los iones absorbidos por la raíz pueden tomar la vía apoplástica o la vía simplástica a través de los cuales se distribuyen hacia las zonas de mayor demanda (Larcher, 2003).

El fósforo es necesario para la síntesis de fosfolípidos, nucleótidos, ATP, glicofosfatos y ésteres fosfatos, así como mejorador de enraizamiento. Las plantas de lulo deficientes en fósforo presentan enanismo y, en contraste con las deficiencias de nitrógeno, muestran un color verde intenso, adquiriendo un color pardo a medida que mueren. El exceso de este elemento da lugar a un gran desarrollo de las raíces en relación con la parte aérea. El potasio es un regulador enzimático, regulador osmótico y de movimiento, síntesis de ácidos nucleicos, proteínas, fotosíntesis, y tolerancia al estrés; además, los primeros síntomas de deficiencia de potasio en lulo se manifiestan en los bordes de las hojas adultas, tornándose amarillos; posteriormente, se presenta muerte de estos tejidos. Así mismo, el crecimiento se retrasa y se produce pérdida de vigor y marchitamiento (Azcon-Bieto y Talon, 1993; Buchanam *et al.*, 2000; Taiz y Zeiger, 2002; Angulo *et al.*, 2006; Cabezas y Sanchez, 2008; Aguilera *et al.*, 2019).

Los altos contenidos de sales en el suelo causan estrés en las plantas de lulo, con afecciones severas de sus procesos fisiológicos. Plantas de lulo tratadas con 30 y 60 mM de ClNa durante diez semanas, redujeron el área foliar entre 6 y 15%, respectivamente, de ahí que se considera que el lulo posee una moderada tolerancia a la salinidad porque la reducción del crecimiento en lulo fue solamente del 15%

comparado con el 40% que presentan especies de frutales sensibles (Ebert *et al.*, 1999).

Un aspecto importante a considerar en los planes de fertilización del lulo es el empleo de micorrizas inoculadas en el suelo. Su aplicación puede inducir incrementos en la biomasa seca total de las plantas de lulo La Selva, incrementos que alcanzan hasta 4,8 veces la biomasa del testigo sin inocular, también se observa mayor superficie radical y más altos contenidos de fósforo foliar (González y Osorio, 2008). Además, la inoculación de micorrizas puede causar efectos sobre la anatomía y morfología radical afectando su arquitectura, mejorando así su capacidad de absorción mineral y una mayor condición de tolerancia o de rechazo al ataque de patógenos del suelo, especialmente de *Fusarium* sp. y nemátodos (Cano, 2011).

FORMACIÓN DEL RENDIMIENTO

Entre los pocos estudios realizados sobre la fisiología de la producción del lulo, Medina *et al.* (2006) analizaron algunos parámetros fisiológicos relacionados con el rendimiento del cultivo de lulo con espinas (*Solanum quitoense* var. *septentrionale*) y sin espinas (*Solanum quitoense* var. *quitoense*). Los contenidos de proteína total y actividad de las enzimas Rubisco y PEP-carboxilasa fueron superiores en lulo con espinas, lo cual demuestra alta capacidad de aclimatación del cultivar cuando es sacado de su hábitat natural de sotobosque a una condición de plena exposición, lo que se traduce en mayor productividad durante menor tiempo (Lobo y Medina, 2000a; Medina *et al.*, 2006).

Estudios sobre la fotosíntesis del lulo muestran que la mayor intensidad fotosintética se produce durante las primeras fases de crecimiento del cultivo, con valores próximos a los $8 \mu\text{mol} \cdot \text{CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, lo cual coincide con la mayor concentración clorofílica total y relación clorofílica a/b durante esta fase; al iniciar la etapa reproductiva, la fotosíntesis cayó a $2 \mu\text{mol} \cdot \text{CO}_2 \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, debido al envejecimiento foliar y por el autosombreamiento de las hojas ubicadas en las capas media e inferior del dosel (Taiz y Zeiger, 2002; Medina *et al.*, 2006).

Debido al gran tamaño de las hojas (fuente), el cultivo de lulo tiene altos niveles de interceptación de luz, su posición es de tipo horizontal, lo cual facilita la interceptación lumínica por las hojas superiores, sombreando las inferiores; esto justifica la poda de hojas bajas, viejas o enfermas, ya que elimina hojas consumidoras o no productivas. De igual manera, la alta capacidad de almacenamiento de los frutos (vertederos), determina la actividad productora de las fuentes, ya que la saturación del vertedero obligará a frenar la producción de excedentes en los órganos fuente (hojas). Desde el punto de vista agronómico, es posible potenciar los vertederos mediante prácticas como la poda de frutos y la regulación del número de frutos por racimo (Génard *et al.*, 2008).

La distribución de los carbohidratos producidos fotosintéticamente en las hojas se hace por el floema, el cual tiene un movimiento predominante basipétalo; sin embargo, las hojas superiores suplen las necesidades de los brotes apicales, las hojas inferiores las de las raíces y las intermedias aportan sus carbohidratos a los vertederos intermedios mediante un movimiento basipétalo y acropétalo. Estos movimientos se originan en los gradientes de potencial hídrico entre las células fuente y las células acompañantes del xilema. El menor potencial hídrico originado por la carga de solutos en la célula fuente, causa un movimiento de agua desde el área del xilema hacia la fuente, originándose una mayor turgencia que incrementa la velocidad en el floema.

En este sentido, es de destacar el papel que cumple la arquitectura de la planta en la distribución de carbohidratos, ya que es el soporte de las vías de distribución y determina la orientación y distribución espacial de los órganos fuente encargados de la fotosíntesis. En algunos genotipos altamente productivos seleccionados y mejorados por el hombre, la distribución de carbohidratos se hace con tanta intensidad que algunos órganos de la planta como las raíces y las ramas pueden perder partes de su biomasa en beneficio del llenado de los vertederos, dando como resultado altos y bajos rendimientos alternados, causados por el excesivo desgaste de la planta al distribuir sus reservas, necesarias para la próxima fase de producción (Vaast *et al.*, 2005; Génard *et al.*, 2008).

De igual manera, el transporte de los carbohidratos a las zonas de crecimiento está regulado por hormonas, especialmente por auxinas,

giberelinas y ácido abscísico; mientras que giberelinas y auxinas se transportan desde los vertederos hacia la fuente, de donde se activa el descargue de los carbohidratos desde la fuente gracias al ABA, que es el que permite el desplazamiento y descarga de éstos hacia los vertederos (Yu *et al.*, 2015).

La partición de los fotoasimilados producidos por las áreas fotosintéticas, es de gran importancia para el llenado de un mayor número de frutos de calidad y varía de acuerdo con el estado de desarrollo de la planta. En plantas dicotiledóneas como el lulo, la partición de fotoasimilados desde la fuente al vertedero se inicia en un tiempo muy próximo a la expansión de las hojas, y éstas comienzan a exportar fotoasimilados cuando alcanzan entre el 30 al 60% de su expansión final (Azcon-Bieto y Talon, 1993; Cabezas y Novoa, 2000; Fageria *et al.*, 2006). En conclusión, la producción del cultivo depende, en gran medida, del potencial de las hojas y de los frutos, así como de la velocidad de desplazamiento de la carga de fotosintatos regulados por una compleja red de señalizadores y acompañantes que involucra azúcares, hormonas y factores ambientales.

El análisis de la formación del rendimiento puede hacerse con base en el modelo cualitativo de crecimiento propuesto por Dogliotti (2004). La fijación diaria de CO₂ (asimilación bruta) depende de la tasa fotosintética alcanzada según la radiación interceptada por el cultivo y de la eficiencia del proceso de fotosíntesis. La interceptación de la radiación incidente depende del índice de área foliar (IAF) y de la arquitectura foliar del cultivo, mientras que la eficiencia fotosintética está determinada por la edad de la hoja, estado sanitario y nutricional del cultivo, temperatura, humedad relativa, disponibilidad de agua y concentración ambiental de CO₂. El CO₂ fijado es reducido y transformado en azúcar que, en parte, es utilizada por la planta para el mantenimiento de sus funciones metabólicas y de las estructuras celulares (respiración de mantenimiento). El azúcar sobrante o asimilación neta es lo que el cultivo puede utilizar en la producción de nuevas estructuras vegetativas o reproductivas y el sobrante, para su almacenamiento en órganos vertedero, principalmente frutos (Smith y Stitt, 2007).

Como se mencionó anteriormente, es de gran importancia que los fotoasimilados producidos por la planta sean bien distribuidos. Desde el punto de vista agronómico, la eficiencia productiva de un cultivo se fundamenta en la capacidad de transferir los excedentes fotosintéticos hacia los órganos que corresponden a la biomasa económica, en el caso del lulo, los frutos. Esta eficiencia es determinada por el índice de cosecha (IC), que en lulo es bajo comparado con otros cultivos. Moncayo (2016) en un trabajo realizado para comparar el crecimiento de lulo multiplicado por semilla sexual y por injerto, determinó un IC de 0,29 para lulo propagado por semilla y un IC de 0,33 para plantas de lulo injertadas; de esta manera, se confirma la baja eficiencia en la partición de los asimilados hacia el fruto (Figura 3.9). En general, los frutos conforman entre el 50 y 60% o más, del peso total de la planta (Ramírez *et al.*, 1988; Marcelas, 1992).

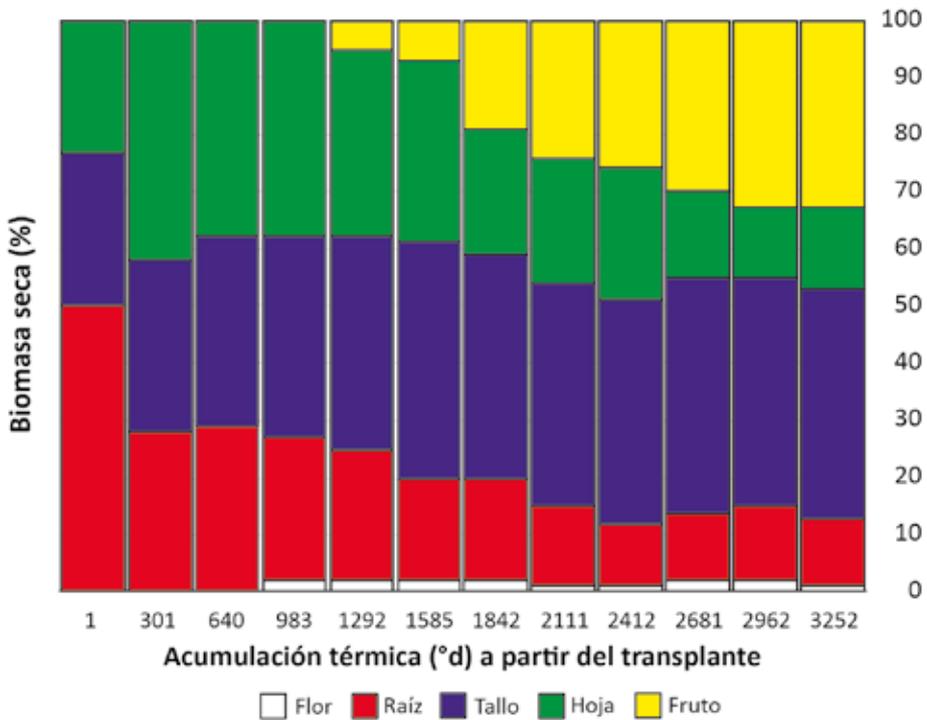


Figura 3.9. Distribución porcentual de la biomasa seca en los diferentes órganos de lulo (*Solanum quitoense* var. *quitoense*) (Moncayo, 2017).

En este sentido, se hace necesario orientar labores de mejoramiento y prácticas agronómicas hacia el fortalecimiento de los vertederos (frutos) a expensas del debilitamiento del potencial de vertedero que parecen poseer los tallos, ya que participan de un 42,8% de la biomasa total al final de la primera cosecha. Es posible que el alto potencial productivo del lulo La Selva, esté basado en la menor proporción de la biomasa de los tallos con respecto a la biomasa total. En este sentido, Portilla *et al.* (2009) analizaron la incidencia de la poda de hojas y frutos sobre el incremento de la producción de lulo, demostrando que sólo dos hojas son suficientes para garantizar el crecimiento de cuatro frutos por racimo, asegurando un mayor volumen productivo, superior al testigo sin podas, en un 59,6%.

FISIOLOGÍA DE LA FRUCTIFICACIÓN

En muchos cultivos hortícolas se han reportado altos valores de caída de flores y frutos en los cuales la proporción de flores que originan frutos maduros es muy variable. En lulo, la relación de flores convertidas en frutos oscila entre un 5 y un 10% (Paull *et al.*, 2012). Entre los factores que pueden limitar la producción de frutos pueden citarse la baja polinización, condiciones climáticas adversas y competencia por los fotoasimilados. Esta última condición, unida a la eficiencia en la polinización y fecundación, parecen ser los factores más importantes que determinan la producción de frutos en frutales como el lulo y tomate de árbol (Lewis y Considine, 1999).

Igualmente, Nourai y Harris (1983), Lewis y Considine (1999) afirman que el factor más importante para la formación de frutos se presenta en la inflorescencia. El patrón de fructificación muestra que esta, se presenta a partir de la zona basal de la inflorescencia y que la probabilidad de cuajado de frutos disminuye a medida que aumenta el número de frutos formados. Aparentemente, los frutos de la posición basal influyen sobre el cuajamiento de los frutos más distantes, haciendo que aquellas flores alejadas y polinizadas no cuajen hasta que el fruto más viejo no haya sido cosechado. Sí los frutos basales se remueven en

una inflorescencia, las flores apicales fructifican determinándose que la posición de la flor con respecto al fruto más precoz es lo que determina su cuajamiento. El mecanismo por el cual el cuajado de los frutos es afectado por la disponibilidad de los fotoasimilados, es la forma que posee la planta para controlar la competencia entre el crecimiento vegetativo y el crecimiento reproductivo para asegurar su sobrevivencia en el largo plazo (Dogliotti, 2004).

Las variaciones climáticas, así como la longitud del día, determinan la producción de flores, así como la polinización y cuajado de frutos. En lulo, se ha determinado que, bajo condiciones de día largo, el tiempo transcurrido entre el inicio de la floración y el cuajado de frutos se acorta, reduciéndose el ciclo productivo (Messinger y Lauerer, 2015). De igual manera, altas intensidades luminosas aseguraron un mayor cuajamiento de frutos, debido a la mayor disponibilidad de fotosintatos para garantizar el llenado de éstos. Bajo estas condiciones, el lulo presenta mayor cantidad de frutos en un periodo productivo más corto; sin embargo, se debe tener en cuenta que el cuajado y crecimiento de frutos está determinado por otros factores ambientales como la disponibilidad de agua, temperatura, nutrición, que pueden incidir negativamente en la producción de frutos como lo reporta Peet *et al.* (1997) en tomate, cuando la temperatura alcanzó los 25 y 29°C.

De igual manera, temperaturas superiores a los 30°C, reducen el crecimiento del lulo y hay ausencia de fructificación cuando las temperaturas nocturnas son altas (Acti *et al.*, 1989). Como ya se mencionó, el número de frutos se ve favorecido por los fotoperiodos largos, aunque se ha comprobado que una menor cantidad de frutos producidos en días cortos, puede lograr el mismo rendimiento, debido a la mejor distribución de los fotoasimilados hacia los frutos por la menor competencia entre ellos (Marcelis, 1996).

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO III

Aguilera, G.A.; Bernal, J.A.; Franco, G.; Tamayo, A. de J.; Díaz, J.; Díaz, C.A.; Saldarriaga, A. del S.; Vásquez, L.A y Henao, J.C. 2019. Prácticas de manejo sostenible para el cultivo de lulo. Palmira, Valle del Cauca, Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria Agrosavia. 78p. <https://www.researchgate.net/publication/333786404>; consulta: 14/09/2020.

Angulo, R., Cooman, A., Cuellar, J., Medina, A., y Gómez, D. 2006. Riego y fertilización. In Rafael Angulo C. (Ed.), Lulo: el cultivo. Primera ed. Bogotá: Fundación Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. pp: 25-35.

Azcón-Bieto, J. y Talón, M. 1993. Fisiología y Bioquímica Vegetal. Madrid. McGraw-Hill Interamericana de España. 581 p.

Buchanam, B., Gruissem, W., y Russel, L. 2000. Biochemistry and molecular biology of plants. Rockville, Maryland. American Society of Plants Physiologist. 1367 p.

Cabezas, M. y Novoa, L. 2000. E. Efecto de la remoción de hojas y frutos en la relación fuente demanda en lulo (*Solanum quitoense* Lam.). pp. 69-75. En: Giraldo, M.J. (ed.). Memorias III Seminario de Frutales de Clima Frío Moderado, Centro de Desarrollo Tecnológico en Frutales, Manizales.

Cabezas, M. y Sánchez, C. (2008). Efecto de las deficiencias nutricionales en la distribución de la materia seca en plantas de vivero de curuba (*Passiflora mollissima* Bailey). Agronomía Colombiana 26 [2], 197-204.

Cabrera, W. y Meza, R. 2002. Evaluación del contenido de humedad, temperatura y empaque sobre el potencial de almacenamiento de semillas de lulo (*Solanum quitoense* Lam.). Tesis de Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño, Pasto. 128 p.

Cano, M. 2011. Interacción de microorganismos benéficos en plantas: Micorrizas, *Trichoderma* spp. y *Pseudomonas* spp. Una revisión. Rev. U.D.C.A Act. & Div. Cient. 14 (2): 15-31.

Cardenas, W., Zuluaga, M., y Lobo, M. 2000. Latencia en semillas de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* (*Solanum betaceum*) Cav. Sendt) como aspecto básico para la conservación y el monitoreo de viabilidad de las colecciones. Bioersivity International - FAO, 31-41.

Cardona, W., Bautista, L., Florez, N. y Fischer, G. 2016. Desarrollo de la biomasa y raíz en plantas de lulo (*Solanum quitoense* var. *septentrionale*) en respuesta al sombrío y anegamiento. Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas, 10(1):53-65, Doi: <http://dx.doi.org/10.17584/rcch.2016v10i1.5124>.

Cooman, A. 2002. Feasibility of protected tomato cropping in the high altitude tropics using statistical and system dynamic models for plant growth and development. PhD Thesis, Katholieke Universiteit Leuven, Belgium.

Corporación Colombia Internacional - CCI. 1999. Boletín Trópico No. 5, www.cci.org.co; consulta: agosto 2010.

Cruz, P., Acosta, K., Cure, J., y Rodríguez, D. 2007. Desarrollo y fenología del lulo *Solanum quitoense* var. *septentrionale* bajo polisombra desde siembra hasta primer fructificación. *Agronomía Colombiana*. 25 (2): 288-298.

Denis, F., Herner, R. y Camacho, S. 1985. Naranja a potential cash crop for the small farmer in Latinoamerica. *Acta Horticultural* 158, 475-481.

Diggle, P. y Miller, J. 2013. Developmental plasticity, genetic assimilation, and the evolutionary diversification of sexual expression in *Solanum*. *Am. J. Bot.* 100: 1050-1060.

Dogliotti, S. 2004. Bases fisiológicas del crecimiento y desarrollo del cultivo de Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). Universidad de la República. Facultad de Agronomía. Montevideo. 18 p. Curso de Fisiología de Cultivos.

Ebert, G., Casierra, F. y Ludders, P. 1999. Influence of NaCl salinity on growth and mineral uptake of lulo (*Solanum quitoense* L.). *Journal of Applied Botany* 73, 31-33.

Esau, K. 1977. Anatomy of seed plants. John Wiley & Sons, Inc. New York. 240 p.

FAO. (2006). Fichas técnicas, productos frescos y procesados. PRODAR (Programa de Desarrollo de la Agroindustria Rural de América Latina y el Caribe. <http://www.fao.org/fileadmin/templates/inpho/documents/PRODAR.pdf>; consulta: Noviembre, 2016.

Fageria, N., Baligar, V., y Clark, R. 2006. Physiology of crop production. Bimghantom, New York. The Haworth Press Inc. 344 p.

Flores-Gallardo, H., Ojeda-Bustamante, W., Flores-Magdaleno, H., Sifuentes-Ibarra, E. y Mejía-Sáenz, E. 2013. Simulación del rendimiento de maíz (*Zea mays* L.) en el norte de Sinaloa usando el modelo AquaCrop. *Agrociencia* 47:347-359.

Forero, D., Orrego, C., Peterson, D. y Osorio, C. 2015. Chemical and sensory comparison of fresh and dried lulo (*Solanum quitoense* Lam.) fruit aroma. *Food Chemistry* 169: 85-91.

Franco, G., Bernal, J., Giraldo, M., Tamayo, A., Gallego, L. y Botero, J. 2002. El cultivo del lulo. Manizales: Asohofrucol. Corpoica.

Gancel, A., Alter, P., Dhuique-Mayer, C., Ruales, J., & Vaillant, F. 2008. Identifying carotenoids and phenolic compounds in naranja (*Solanum quitoense* Lam. var. Puyo Hybrid), an Andean fruit. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56, 11890-11899.

Gargiullo, M., Kimball, L. y Magnuson, B. 2008. A Field Guide to Plants of Costa Rica. Oxford University Press, Oxford. 485 p.

- Génard, M., Dauzat, J., Franck, N., Lescourret, F., Moitrier, N., Vaast, P. y Vercambre, G. 2008. Carbon allocation in fruit trees: from theory to modelling. *Trees*. 22: 269-282. DOI 10.1007/s00468-007-0176-5
- Gómez, L., Miranda, D., Barragán, E., Rivera, J., Ramírez, L., Caicedo, G., Sánchez, M.; Mendoza, L. e Ibarra, I. 1999. Manejo integrado del cultivo de lulo. Corpoica, Plante y Sena. 13-19.
- González, O. y Osorio, W. 2008. Determinación de la dependencia micorrizal del lulo. *Acta Biol Colomb*. 13(2):163-174.
- Granados, J., Orozco, C. 2005. Chorological and morphological novelties of *Solanum* section *Geminata* (Solanaceae). *Caldasia*. 27(1):1-16.
- Heiser, C. 1985b. Ethnobotany of the Naranjilla *Solanum quitoense* and its relatives. *Economic Botany*. 39: 4-11.
- Heiser, C. 1985a. *Of Plants and People*. Oklahoma, University of Oklahoma Press. 60-81 p.
- Hong, T. y Ellis, R. 1996. A protocol to determine seed storage behaviour. Engels, J. y Toll, J (Ed). Roma, Italia., IPGRI. Technical Bulletin, No. 1.
- Instituto Geográfico Agustín Codazzi. 2004. Estudio General de Suelos y Zonificación de Tierras Departamento de Nariño. Cap 2, 48p.
- Khondaker, N. y Ozawa, K. 2007. Papaya plant growth as affected by soil air oxygen deficiency. *Acta Horti*. 740, 225-232. Doi: 10.17660/ActaHortic. 2007.740.27
- Kozłowski, T. 1997. Responses of woody plants to flooding and salinity. *Tree Physiol. Monogr*. 1, 1-29. Doi: 10.1093/treephys/17.7.490
- Kucera, B., Cohn, M., y Leubner-Metzger, G. 2005. Plant hormone interactions during seed dormancy release and germination. *Seed Sci. Res.*, 15, 281-307.
- Lagos, T., Criollo, H., Paredes, O., Mora, A. y Vallejo, F. 2005. Estudio de la biología floral de la uchuva (*Physalis peruviana* L.). *Revista de Ciencias Agrícolas*. 22(1-2): 11p. <https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/6191422.pdf>; consulta: 12/9/2020.
- Larcher, W. 2003. *Physiological Plant Ecology. Ecophysiology and stress Physiology of Functional Groups*. Fourth Edition, Springer, Mexico. 512 p.
- Leubner-Metzger, G. 2001. Brassinosteroids and gibberelins promote tobacco seed germination by different pathways. *Planta*. 213: 758-763
- Lewis, D. y Considine, J. 1999. Pollination and fruit set in the tamarillo (*Cyphomandra betacea* (Cav) Sendt). Patterns of flowering and fruit set. *New Zealand Journal of crop and Horticultural Sciences*. 27:113-123.
- Lim, T. 2013. *Edible medicinal and non-medicinal plants*. Springer, New York. <http://dx.doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>.

Lobo, M. 2000. Papel de la variabilidad Genética en el Desarrollo de los Frutales Andinos como Alternativa Productiva. En: Memorias. 3er Seminario de Frutales de Clima Frío Moderado. Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales, Manizales, noviembre 15 al 17 de 2000. 27-36 p.

Lobo, M. 2004. Posibilidades y perspectivas del desarrollo de programas de mejoramiento en frutales andinos. Visión Conceptual. En: Memorias V Seminario Nacional e Internacional de Frutales. C.D.T.F, Universidad Nacional sede Manizales, CDC, Universidad de Caldas, Corpoica. 463-471.

Lobo, M., Girard, E., Jaramillo, J. y Jaramillo, G. 1983. El cultivo del lulo o naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.). ICA-Infoma. 17: 10-20.

Lobo, M. y Medina, C. 2000a. *Solanum septentrionale* Lam. In: Caracterização de frutas nativas da América Latina. FUNEP. Edição comemorativa do 30 Aniversario da Sociedade Brasileira de Fruticultura. 41-43 p.

Lobo, M. y Medina, C. 2000b. *Solanum quitoense* Lam. In FUNEP. (Ed.), Caracterização de frutas nativas da América Latina. Edição comemorativa do 30 Aniversario da Sociedade Brasileira de Fruticultura (pp. 41-43).

Marcelis, L. 1992. The dynamic growth and dry matter distribution in cucumber. Annual Botany. 69: 487-492.

Marcelis, L. 1996. Sink strength as a determinant of dry matter partitioning in the whole plant. J. Exp. Bot. 47: 1281–1291.

Matilla, A. y Matilla-Vazquez, M. 2008. Involvement of ethylene in seed physiology. Plant Sci. 175: 87-97.

Medina, I. 2003. Estudio de algunos aspectos fisiológicos del lulo (*Solanum Quitoense* lam.) en el bosque húmedo montano bajo del oriente antioqueño. Tesis M.Sc. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Departamento de Ciencias Agronómicas, Medellín, Colombia. 249 p.

Medina, C., Sánchez, D., Camayo, G., Lobo, M. y Martínez, E. 2008. Anatomía foliar comparativa de materiales de Lulo (*Solanum quitoense* Lam.) con y sin espinas. Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 9 (1): 5-13.

Medina-Cano, C., Martínez-Bustamante, E., Lobo-Arias, M., López-Núñez, J. y Riaño-Herrera, N. 2006. Comportamiento bioquímico y del intercambio gaseoso del lulo (*Solanum quitoense* Lam.) a plena exposición solar en el bosque húmedo montano bajo del oriente antioqueño colombiano. Revista Facultad Nacional de Agronomía. 59, No. 1, pp. 3123-3146.

Mendoza, P. y Encina, A.E. 2017. Bases moleculares de la floración. AmbioCiencias, 15, 31-42. ISBN: 1998-3021 (edición digital). 2147-8942 (edición impresa). 12p. Depósito legal: LE-903-07. <https://buleria.unileon.es/bitstream/handle/10612/7679/4-%20AbCC15.Poniendo%20en%20claro%20.pdf?sequence=1&isAllowed=y; consulta: 2/4/2020>.

- Messinger, J. y Lauerer, M. 2015. *Solanum quitoense*, a new greenhouse crop for Central Europe: Flowering and fruiting respond to photoperiod. *Scientia Horticulturae* 183: 23-30.
- Miller, J. y Diggle, P. 2003. Diversification of andromonoecy in *Solanum* section *Lasiocarpa* (Solanaceae): The roles of phenotypic plasticity and architecture. *Am. J. Bot.* 90, 707–715. <http://dx.doi.org/10.3732/ajb.90.5.707>.
- Muñoz, L., 2010. Evaluación agronómica de materiales de lulo *Solanum* sp, frutal de alto potencial para zonas tropicales. Trabajo de grado para optar al título de Magister en Ciencias Agrarias Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Palmira. 54p.
- Muñoz, J., Rodríguez, L. y Bermúdez, L. 2013. Análisis de competitividad del sistema de producción de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) en tres municipios de Nariño. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*. 7(2): 173-185.
- Nourai, A. y Harris, G. 1983. Effects of growth retardants on inflorescence development in tomato. *Scientia Horticulture* 20: 341-348. 20, 341-348.
- Olmstead, R. y Bohs, L. 2007. A summary of molecular systematic research in Solanaceae: 1982-2006. *Acta Horticulturae* (ISHS), 745: 255-268.
- Osorio, J. 2002. Plan de Investigación y Transferencia de Tecnología para la Fruticultura Colombiana. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, Corpoica. Programa Nacional de Manejo Integrado de Plagas. C.I. Tibaitatá. 14 p.
- Paull, R. y Duarte, O., International C.A.B. 2012. *Tropical Fruits*, vol 2 CABI, Wallingford.
- Peet, M., Willits, D. y Gardner, R. 1997. Response of ovule development and post-pollen production processes in male-sterile tomatoes to chronic, sub-acute hightemperature stress. *J. Exp. Bot.*, 48 (1): 101-111.
- Portilla, N., Cuaspud, M. y Criollo, H. 2009. Efecto de la poda de hojas y frutos sobre el rendimiento de lulo (*Solanum quitoense*) en el municipio de Tangua, departamento de Nariño. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad de Nariño, Pasto. 56 p.
- Ramírez, D., Wehner, T. y Miller, C. 1988. Source limitation by defoliation and its effect on dry matter production and yield of cucumber. *HortScience* 23, 704-705.
- Romero, M. 1994. Esquema integral de caracterización. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, Corpoica. Programa Nacional de Agroecosistemas. C.I. Tibaitatá. 12 p.
- Roulston, T.H., Cane, J.H. y Buchmann, S.L. 2000. What governs protein content of pollen: Pollinator preferences, pollen-pistil interactions, or phylogeny? *Ecol. Monogr.* 70: 617. <http://dx.doi.org/10.2307/2657188>.
- Sajedi, N., Ardakani, M., Madani, H., Naderi, A. y Miransari, M. 2011. The effects of selenium and other micronutrients on the antioxidant activities and yield of corn (*Zea mays* L.) under drought stress. *Physiol. Mol. Biol. Plants* 17: 215-222.
- Salinas, G. 2001. Impacto, presente y futuro de la biotecnología en el mejoramiento de Solanáceas. México. 93 p.

- Schulter, C. y Cuatrecasas, J. 1985. Note on the lulo. Harvard University Botanical Museum Leaflet. 16: 97 -105.
- Sierra, S. y Vargas, F. 2015. Inteligencia de mercados para la cadena del lulo (*Solanum quitoense*). Journal of Agriculture and Animal Sciences. 3(2): 38-47.
- Smith, A. y Stitt, M. 2007. Coordination of carbon supply and plant growth. Plant cell & environment. 30: 1126-1149.
- Solórzano, V. 2007. Guías Fenológicas para Cultivos Básicos. Ed. Trillas. México, D.F. 152 p.
- Suárez, G. 1996. La tipificación y caracterización de sistemas de producción. En: Análisis biológico y matemático de sistemas de producción. INIAP - FUNDAGRO. Quito, Ecuador, pp. 205-211.
- Taiz, L. y Zeiger, E. 2002. Plant Physiology (3rd. ed.). Sinauer Associates, Inc. Sunderland, USA. 690 p.
- Torres, A. M. y Ellis, R. 2007. Latencia de semillas de frutales andinos. Universidad del Valle, University of Reading, CIAT, Colciencias. Póster presentado en el IV Congreso Colombiano de Botánica, Medellín, Colombia, 22-27 abril 2007. http://ciat-library.ciat.cgiar.org/Articulos_Ciat/Cartel%20latencia%20semillas-A.M.%20Torres.pdf; consulta: 14/09/2020.
- Varela, J., Velásquez, J. y Mejía de Tafur, S. 2001-2002. Respuesta fisiológica del lulo (*Solanum quitoense* Lam.) a diferentes concentraciones de N, P, Ca y Mg en la solución nutritiva. Acta Agronómica. 51(112): 53-59.
- Vargas, O., Martínez, M., y Dávila, P. (2003). La familia Solanaceae en Jalisco. El género *Physalis*. Flora de Jalisco, 16: 1-127.
- Vaast, P., Angrand, J., Franck, N., Dauzat, J. y Genard, M. 2005. Fruit load and branch ring-barking affect carbon allocation and photosynthesis of leaf and fruit of *Coffea arabica* in the field. Tree Physiol, 25: 753-760.
- Vivar, H. y Pinchinat, M. 1970. Viability of Seed from Interspecific Crosses with Naranjilla (*Solanum quitoense*). Crop Sci 10, 450-452.
- Whalen, M., Costich, D. y Heiser, C. 1981. Taxonomy of *Solanum* Section Lasiocarpa. Gentes Herbarum, 12: 41-129.
- Yamauchi, T., Shimamura, S., Nakazono, M. y Mochizuki, T. 2013. Aerenchyma formation in crop species: A review. Field Crops Res. 152, 8-16. Doi: 10.1016/j.fcr.2012.12.008.
- Yu, S., Lo, S. y Ho, T. 2015. Source-Sink Communication: Regulated by Hormone, Nutrient, and Stress Cross-Signaling. Trends in Plant Science. 20 (12): 844-857. And Stress Cross-Signaling. Trends in Plant Science, 20(12): 844-857.
- Zheng, C., Jiang, D., Liub, F., Dai, T., Liu, W., Jing, Q. y Cao, W. 2009. Exogenous nitric oxide improves seed germination in wheat against mitochondrial oxidative damage induced by high salinity. Env Exp Bot. 67: 222-227.

ACERVOS GENÉTICOS Y CITOGÉNICA DEL LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

GENETIC POOLES AND CYTOGENETICS OF LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

LIZ K LAGOS-SANTANDER¹; TULIO CÉSAR LAGOS-BURBANO²

¹. Ing. Agrónoma, M.Sc., candidato a Dr. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto, Nariño, Colombia; e-mail: lklagoss@unal.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9932-0909>

². Ing. Agrónomo, Dr. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA. San Juan de Pasto, Nariño, Colombia; e-mail: tclagosb@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

RESUMEN

El mejoramiento genético de las plantas cultivadas es una de las actividades más rentables de la agricultura, no solo desde el punto de vista económico y social, sino también desde lo ambiental, dado que los productos que se obtienen de esta ciencia contribuyen a reducir el uso de pesticidas de síntesis y a salvaguardar la seguridad y soberanía alimentaria de los pueblos. Los recursos genéticos encierran la variabilidad genética que es la materia prima genética con que trabaja el fitomejoramiento; además, el análisis de la citogenética permite establecer el potencial que tienen los parentales y las diferentes formas taxonómicas de una especie de hibridarse, ya sea natural o artificialmente. El objetivo del presente trabajo fue describir los avances relacionados con los acervos genéticos de los recursos genéticos y la citogenética del lulo, *Solanum quitoense* Lam. El lulo pertenece a la sección Lasiocarpa, cuyos números cromosómicos, en su mayoría presentan una dotación de $2n=2x=24$, pero con diferentes niveles de compatibilidad. La información primaria y secundaria

acerca de la botánica y la citogenética de la especie y sus taxones relacionados, permitieron plantear los acervos genéticos primario, secundario, terciario y cuaternario de la especie cultivada, *S. quitoense*.

Palabras clave: pools genéticos, recursos genéticos, dotación cromosómica, diploide, especie.

ABSTRACT

The genetic improvement of cultivated plants is one of the most profitable activities in agriculture, not only from an economic and social point of view, but also from an environmental point of view, since the products obtained from this science contribute to reducing the use of synthetic pesticides and to safeguard the food security and sovereignty of the peoples. Genetic resources enclose genetic variability, which is the genetic raw material with which plant breeding works. Analysis of cytogenetics allows establishing the potential of parents and the different taxonomic forms of a species to hybridize, either naturally or artificially. Therefore, the objective of this work was to describe the advances related to the gene pools of genetic resources and the cytogenetics of lulo, *Solanum quitoense* Lam. The lulo belongs to the *Lasiocarpa* section, whose chromosomal numbers mostly present an endowment of $2n = 2x = 24$, but with different levels of compatibility. The primary and secondary information about the botany and cytogenetics of the species and its related taxa, allowed us to propose the primary, secondary, tertiary and quaternary gene pools of the cultivated species, *S. quitoense*.

Key words: genetic pools, genetic resources, chromosomal endowment, diploid, species.

INTRODUCCIÓN

El mejoramiento genético vegetal es una de las inversiones más rentables de los programas de investigación en términos de retorno a la investigación, el cual se refleja por los beneficios tangibles e intangibles que le aportan a la sociedad (Ceballos, 2002). “El fitomejoramiento ha recorrido un largo camino, desde lo más simple de cruzar lo mejor con lo mejor y esperar lo mejor, hasta estrategias cuidadosamente planificadas y pensadas para desarrollar cultivares de alto rendimiento. Los métodos y herramientas de fitomejoramiento siguen cambiando a medida que avanza la tecnología. En consecuencia, los enfoques

de fitomejoramiento pueden clasificarse en dos tipos generales: convencionales y no convencionales. En el enfoque convencional, el mejoramiento convencional también se conoce como mejoramiento tradicional o clásico. Este enfoque implica el uso de herramientas probadas y antiguas. La hibridación entre dos plantas es la técnica principal para crear variabilidad en las especies que florecen. Varios métodos de mejoramiento se utilizan para discriminar entre la variabilidad (selección) para identificar el recombinante más deseable. El genotipo seleccionado se aumenta y su rendimiento se evalúa antes de su lanzamiento a los productores. Los rasgos vegetales controlados por muchos genes (rasgos cuantitativos) son más difíciles de reproducir. A pesar de la edad, el enfoque convencional sigue siendo el caballo de batalla de la industria del fitomejoramiento. Es fácilmente accesible para el obtentor promedio y es relativamente fácil de realizar en comparación con el enfoque no convencional “(Acquaah, 2012).

La búsqueda de nuevas combinaciones genéticas favorables para el mejoramiento genético de una especie cultivada, es una de las actividades del fitomejoramiento para ampliar la base genética de la especie a mejorar, con el fin de obtener la variabilidad necesaria para los procesos de selección. Acorde con Castillo (2012), “el fitomejoramiento convencional se basa en el cruzamiento entre variedades y en ocasiones entre especies con características deseables. El fitomejorador no controla las combinaciones genéticas que se producen en los cromosomas, pero sí selecciona las plantas que servirán como parentales y su descendencia. Una vez escogidos los progenitores femenino y masculino, se usan sus flores para realizar el cruzamiento. El progenitor masculino proporciona el polen de las anteras que se deposita en el pistilo de la flor femenina, formando la semilla. De esta forma, se combinan sus características en la descendencia, a las cuales se practicará la selección intra e inter poblacional en distintos ambientes y con el uso de la estadística se escogen los mejores individuos o grupos de individuos (plantas). Las semillas obtenidas se siembran en invernadero o campo para iniciar la selección o realizar otros cruzamientos según los objetivos y métodos de mejoramiento”.

Entre las bases del mejoramiento genético, es necesario seleccionar las técnicas y arreglos de apareamiento, las cuales dependen de: 1) tipo predominante de polinización, directa (autopolinización) o cruzada, 2) tipo de cruzamiento utilizado, artificial o natural, 3) tipo de difusión de polen, anemófila o entomófila, 4) características únicas, como la esterilidad citoplasmática o genética, 5) propósito de proyecto de mejora genética, y 6) tamaño de la población requerida (Stuber, 1980).

Los cruzamientos dirigidos se orientan hacia el incremento de la variabilidad genética a través de la recombinación de los genes y de combinar las características de la madre y el padre. A través de los cruzamientos intraespecíficos se producen una gran cantidad de combinaciones de genes que aumentan la posibilidad de producir nuevas variantes que expresan una mayor adaptación de la planta a los sistemas productivos existentes (FIBL y SEAE, 2015).

No sólo la variabilidad genética producida por los cruzamientos, es uno de los pilares del fitomejoramiento, también es de mucha relevancia la diversidad genética contenida en los acervos genéticos de las plantas cultivadas, debido a que es la base de la obtención sostenible de variedades nuevas para afrontar los desafíos de hoy y del futuro. Desde hace siglos los agricultores de menores recursos utilizan con inteligencia la diversidad genética para obtener nuevas variedades adaptadas a las nuevas condiciones de estrés del medio ambiente. Los recursos genéticos, son la materia prima con que el fitomejoramiento crea variedades con atributos para enfrentar las variaciones climáticas debidas al calor, a la sequía y a las inundaciones, entre otros (GIPB, 2020).

Existen otros estudios que coadyuvan a las labores del mejoramiento genético de los cultivos, entre otros, el análisis de la viabilidad polínica y grado de homología y homeología de los cromosomas, permite establecer el potencial reproductivo de los parentales involucrados en un esquema de cruzamientos intra o interespecíficos. En este sentido, la comprensión de la organización de los genomas, lograda a través del análisis citogenético ha tenido

un gran impacto en la evaluación y utilización de la biodiversidad, así como en el mejoramiento genético y la ingeniería genética (Seijo *et al.*, 2020). De acuerdo con Caetano (2003), a nivel citogenético se puede evaluar la diversidad y la variabilidad genética, a través de un conjunto de técnicas que permiten el análisis de los genomas en distintos niveles de complejidad, cuyos datos representan una herramienta valiosa para la caracterización de una especie, especialmente si esta información se complementa con datos morfológicos y biogeográficos.

PogglioyNaranjo (2018) indican que los “estudios citogenéticos han permitido realizar valiosos aportes al conocimiento de los mecanismos de aislamiento reproductivo y modos de especiación en plantas. Una especie diploide con reproducción sexual para ser fértil debe poseer un comportamiento meiótico normal, es decir, que debe poseer buen apareamiento entre cromosomas homólogos y consecuentemente formación de bivalentes. Ello determina que exista buena segregación y formación de gametos balanceados y fértiles. En general, el grado de apareamiento meiótico es una medida de la homología que existe entre los cromosomas. Esto es cierto cuando son normales los genes que regulan fisiológicamente todas las etapas y procesos de la división meiótica. Estos principios han permitido realizar rápidas evaluaciones de la homología genómica entre dos entidades por medio del estudio meiótico de su híbrido F1, cuando éstos han sido posibles de obtener artificialmente o se los ha encontrado en poblaciones naturales. Si el híbrido analizado es fértil y posee formación de bivalentes se puede concluir que hay afinidad (homología) entre los genomas parentales. El grado de irregularidades meióticas es una estimación de diferencias génicas y estructurales de las entidades en estudio. Configuraciones meióticas anormales como univalentes, bivalentes heteromórficos o multivalentes en Profase-Metafase I y, en estadios posteriores (puentes, fragmentos, cromosomas con cromátidas desiguales, husos multipolares, etc.), pueden deberse a heterocigosis para distintos tipos de rearrreglos estructurales”.

Tomando en consideración los principios antes descritos, el objetivo de este capítulo fue dar a conocer los avances relacionados con los acervos genéticos y la citogenética del lulo *Solanum quitoense* Lam.

ACERVOS GENÉTICOS LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

A la familia Solanaceae pertenece un gran número de plantas utilizadas por el hombre, tales como el lulo *Solanum quitoense*, la papa *Solanum tuberosum*, el pepino dulce *Solanum muricatum*, la berenjena *Solanum melogena*, el tomate *Lycopersicon esculentum*, el tabaco *Nicotiana tabacum*, tomate de árbol *Cyphomandra betacea* y la berenjena de Etiopía *Solanum gilo*, entre otras. El género *Solanum* con aproximadamente 1.200 especies es el más grande y extensamente distribuido de la familia. Dentro del género *Solanum* se encuentra la sección Lasiocarpa, que comprende 13 especies de acuerdo con Whalen *et al.* (1981).

Entre las especies relacionadas con el lulo, se encuentran:

***S. sessiliflorum* Dum.** Se conoce como cocona (Figura 4.1). Es una planta adaptada a zonas bajas, nativa tropical cuya primera descripción técnica fue realizada en 1800 por Alexander von Humboldt. Se distribuye en los países de la cuenca amazónica como Colombia, Venezuela, Brasil y Perú (Pardo, 2004). La planta de cocona es un arbusto herbáceo muy ramificado, con tallo vellosos, ramas densamente blanco-vellosas y hojas ovales, oblicuas en la base, festoneadas en los márgenes, el fruto no es de buen sabor, por lo que se recomienda hervirlo antes de consumirse (Morton, 1987).

Respecto a su relación a nivel molecular con *S. quitoense*, Fory (2005) encontró índices de similaridad entre 84 y 100% para las dos especies, por lo cual es posible la obtención directa de híbridos entre ellas. El primer híbrido resultante del cruzamiento de *S. sessiliflorum* y *S. quitoense* se realizó en Ecuador y se denominó Puyo. Este híbrido tiene la característica de ser vigoroso, altamente productivo, pero con semilla estéril, por lo cual debe ser propagado vegetativamente. Los frutos son muy pequeños y requieren de aplicación de fitohormona, por lo cual se desarrolló un nuevo híbrido denominado “Parola”, el cual tiene frutos

de mayor tamaño y no requiere aplicación de fitohormona, la oxidación de los jugos es mucho más lenta que la del híbrido “Puyo”; sin embargo, la coloración de la pulpa de “Puyo” es más atractiva para el consumidor (Heiser, 1993; Forj, 2005).



Figura 4.1. Planta de cocona *S. sessiliflorum* (Foto: Lagos, T.C.).

Basados en las consideraciones anteriores, es importante de incluir a *S. sessiliflorum* en programas de mejoramiento del lulo comercial, no sólo por las propiedades cualitativas que pueda aportar, sino también por las propiedades nutritivas y consideraciones fitosanitarias.

***S. hirtum* Vahl** (Figura 4.2). Es una maleza originaria de América Central ampliamente conocida en México, en el norte de Colombia y en Venezuela. Es un arbusto pequeño, muy espinoso y de frutos pequeños que crece en los potreros a libre exposición solar. Es llamado lulo de perro y es una especie silvestre que se caracteriza por su resistencia a nematodos del género *Meloidogyne* sp. Tiene gran compatibilidad genética con *S. quitoense*, por lo cual se pueden cruzar fácilmente cuando se usa *S. hirtum* como progenitor femenino (Bernal *et al.*, 1996).



Figura 4.2. Planta de *Solanum hirtum* (Foto: Lagos, T. C.).

La compatibilidad genética permitió el desarrollo de un híbrido interespecífico entre *S. quitoense* var. *septentrionale* colectado en Costa Rica con una población de *S. hirtum* proveniente de Venezuela. Heiser (1972) indica que en cinco frutos examinados del cruzamiento entre *S. hirtum* x *S. quitoense*, se obtuvo un 56% de semillas formadas completamente. Seis plantas F1 que crecieron hasta la madurez tuvieron una tinción promedio del polen del 69% y un rango del 54 al 75%. El número de semillas llenas promedio fue 78% con un rango del 49 a 88%.

Con el fin de eliminar las espinas, se hicieron retrocruzamientos del híbrido *S. hirtum* x *S. quitoense* con *S. quitoense*, del cual se produjo el material mejorado La Selva, que se caracteriza por la ausencia de espinas, resistencia a la raza 2 del nematodo *Meloidogyne incognita*, mayor adaptabilidad a condiciones de plena exposición solar, frutos de buena calidad, y menor oxidación de los jugos. Sin embargo, los frutos son pequeños y presentan rajamiento al madurar (Bernal *et al.*, 1998).

Tomando como referente el hecho de que el ‘Lulo La Selva’ presenta una base genética relativamente estrecha en sus parentales, compuesta por una accesión de *Solanum hirtum* y dos de *Solanum quitoense*, actualmente se ha planteado un proceso de domesticación para producir poblaciones adaptadas a plena exposición solar con amplia diversidad. Se partió de cinco formas del taxón silvestre *Solanum hirtum* cruzados con poblaciones élite de la colección de *Solanum quitoense*, en un proceso de retrocruzamientos diseñados para eliminar espigas, obtener frutos de pulpa verde, buena calidad y suprimir el rajamiento de las bayas (Lobo, 2006).

La importancia de *S. hirtum* en los trabajos de mejoramiento de *S. quitoense* radica en que entre las especies de la sección *Lasiocarpa* es la especie más extendida y con mayor variabilidad intraespecífica (Whalen *et al.*, 1981), lo cual representa una base genética amplia que puede ser explorada en busca de características deseables para la óptima producción de lulo comercial, además, es la especie más acertada como puente genético para transferir características de otras especies relacionadas con los lulos comerciales.

***S. pseudolulo* Heiser** (Figura 4.3). Es una especie andina de la sección *Lasiocarpa*, endémica de Colombia entre los 500 y 2000 msnm. en las cordilleras oriental y central, sus frutos son de tamaño mediano y glabros en la madurez, sin embargo, su sabor es insípido. Su importancia radica en el posible uso como una especie que puede servir de puente genético en los cruzamientos con otras especies de la misma sección y puede ser exitosa si se utiliza como progenitor femenino (Whalen *et al.*, 1981); además, presenta buena variabilidad intraespecífica (Fory, 2005).

***S. vestissimum* Dunal.** Especie silvestre andina de la sección *Lasiocarpa*, conocida como lulo de tierra baja, nativa de Sur América entre Venezuela y Colombia, tiene frutos con diámetro de 6 cm aproximadamente, con pulpa ácida de color amarillo-verdoso (Heiser, 1985; Suárez y Duque, 1992). Con relación a la variabilidad de la especie, Fory (2005) encontró que esta especie tiene amplia variabilidad intraespecífica en sus caracteres morfológicos, por lo cual puede ser una fuente de caracteres importantes en los programas de mejoramiento.

S. vestissimum es muy importante porque se puede considerar como cultivo promisorio para zonas de elevaciones medias (Angulo, 2006).



Figura 4.3. Planta, flor y frutos de *Solanum pseudolulo* (Fotos: Lobo, M.).

***S. pectinatum* Dum.** Se encuentra en Colombia, Perú, Panamá, en zonas inferiores a los 1000 msnm. Esta especie no se incluyó en los trabajos a nivel morfológico desarrollados por Whalen *et al.* (1981), debido a que no posee tricomas sobre los tallos, característica común de todas las *Lasiocarpas*. Respecto a su relación filogenética con *S. quitoense* se han realizado diversos estudios a nivel citogenético, molecular y morfológico, con diferentes resultados; sin embargo, mediante cruzamientos realizados entre *Lasiocarpas*, que resultan ser los de interés para el fitomejorador, se determinó que junto con *S. stramonifolium*, son taxones aislados de la sección, por lo cual, los caracteres de interés que puedan tener estas especies con respecto al cultivo de *S. quitoense*, se deben manejar con el uso de especies más relacionadas al lulo comercial, que sirvan como puentes genéticos o por

medio de ingeniería genética (Heiser 1972; Whalen *et al.* 1981, Whalen y Caruso 1983; Heiser, 1989; Bernardello *et al.* 1994; Bohs, 2004).

***S. stramonifolium* Jacq.** Especie amazónica de las *Lasiocarpas*, es silvestre, originaria de las tierras bajas de la Amazonía, sus frutos son pequeños, pero con agradable sabor y aroma, es considerada débilmente andromonóica, producen pocas flores estaminadas, a diferencia de *S. quitoense*, que las produce en gran cantidad (Whalen *et al.*, 1981).

Entre las accesiones de *S. quitoense* se obtuvo una similaridad entre el 0,88 y 1,00, fuera de lo esperado en la investigación, dado que se trataba de una base genética más amplia, debido a la alogamia de la especie y por ser Colombia uno de los sitios de origen y diversificación de la misma; este hecho se explicó debido al origen de las accesiones, que en su mayoría fueron colectadas en fincas donde la propagación es de tipo vegetativo, lo que reduce ampliamente la posibilidad de una amplia base genética. De ahí la importancia de aprovechar el germoplasma existente en los diferentes acervos genéticos intraespecíficos e interespecíficos, ya que el enriquecimiento de la base genética de una especie parte del conocimiento de los atributos de valor que hay en otros taxa relacionados (Fory 2005; Lobo, 2006).

Mediante procesos de caracterización se ha conocido el potencial de una serie de especies relacionadas de la sección *Lasiocarpa*, de las cuales ya se mencionó algunas de sus generalidades. Sin embargo, el proceso de búsqueda de nuevas características que puedan aportar al mejoramiento del lulo comercial, debe ser detallado y constante. Por su parte, Heiser (1989) desarrolló un trabajo de hibridación, que es tal vez uno de los de mayor aporte como punto de partida en trabajos de cruzamientos interespecíficos. Los resultados le permitieron al autor afirmar que *S. quitoense* se puede hibridar con *S. vestissimum*, *S. hirtum* y *S. sessiliflorum*. Con los dos últimos ya existen híbridos de uso comercial, los que han mostrado poca reducción de la fertilidad y presentan una meiosis normal; sin embargo, con *S. vestissimum*, puede ser necesario el uso de rescate de embriones.

Independientemente de las distancias genéticas a nivel molecular, en evaluaciones realizadas en la Universidad de Nariño, se ha encontrado compatibilidad a nivel de injertos, de las dos especies de lulo comercial

con algunos de los lulos silvestres de la sección lasiocarpa como *S. sessiliflorum*, *S. hirtum* y otras como *S. mamosum* y *S. marginatum*, que no pertenecen a esta sección (Ordóñez *et al.*, 2010).

Dentro de los conceptos que atañen al uso y manejo de los recursos fitogenéticos de una especie cultivada, es necesario tener en cuenta el concepto de especie biológica, la cual ha sido definida con base en descriptores morfológicos por parte de los botánicos taxónomos. Fue el ruso Aleksandr Sergeevich Serebrovskii (Burian, 1994 y Fando, 2008), quien, en 1926 acuñó el término *gene fund* ('*genofond*'), en español *fondo de genes*, para describir a toda la información genética que se encuentra en una población ó grupo taxonómico que hace parte de los recursos genéticos de un cultivo. El concepto fondo de genes es conocido como acervo genético o gene pool, donde se encuentra toda la diversidad y la variabilidad genética de una especie biológica.

Según Harlan (1992), los límites de una especie son muy discutidos entre los taxónomos, y en general, hay poco acuerdo para definirlos, en consecuencia, los límites más importantes para el fitomejorador son aquellos que se ocupan de la compatibilidad genética. Para proporcionar un enfoque prospectivo y genético para las plantas cultivadas, Harlan y de Wet (1971) propusieron tres categorías informales: acervo genético (gene pool) primario, acervo genético secundario y acervo genético terciario, los cuales se describen así:

“Acervo genético primario (AG1). Este corresponde al concepto tradicional de especie biológica. Entre las formas de este acervo genético, el cruzamiento es fácil; los híbridos son generalmente fértiles con un buen apareamiento cromosómico; la segregación genética es aproximadamente normal y la transferencia de genes es generalmente fácil. La especie biológica casi siempre incluye razas espontáneas (silvestres y/o malas hierbas) también como razas cultivadas. Para aclarar esto, se propone que las especies se dividan en dos subespecies:

- Subespecie A para incluir las razas cultivadas.
- Subespecie B para incluir las razas espontáneas.

Acervo genético secundario (AG2). Este incluye todas las especies biológicas que se cruzarían con el cultivo y se aproximaría a una definición

experimental de especie relacionada (coeno-specie). La transferencia de genes es posible, pero hay que luchar contra barreras que separan las especies biológicas. Los híbridos tienden a ser estériles; existe un pobre o nulo apareamiento de los cromosomas; algunos híbridos pueden ser débiles y difíciles de llevar a la madurez; la recuperación de los tipos deseados en generaciones avanzadas puede ser difícil. El conjunto de genes está disponible para ser utilizado, aunque, el obtentor o el genetista debe estar dispuesto a poner el esfuerzo requerido.

Acervo genético terciario (AG3). En este nivel, se pueden hacer cruzamientos con el cultivo, pero los híbridos tienden a ser anómalos, letales o completamente estériles. La transferencia de genes no es posible con técnicas conocidas, requiere de medidas bastante extremas y radicales; por ejemplo, cultivo de embriones para obtener híbridos, duplicar el número de cromosomas o utilizar especies puente para obtener algo de fertilidad. Como muy pocas personas han trabajado a este nivel, el AG3 es probable que esté bastante mal definido, pero se conocerá mejor a medida que se acumule información”.

La mayoría de los acervos o pools genéticos (PG) de los cultivos (Harlan, 1992) son deficientes para algunas características deseables (calidad de proteína, tolerancia a estrés biótico o abiótico, etc.) que pueden estar disponibles en los AG de otros cultivos o especies inaccesibles sexualmente. La falta de una característica agronómica deseable limita seriamente la productividad y el avance genético en los programas de selección. En este caso, la transgénesis puede proveer nuevas opciones para ampliar la base fenotípica, donde las opciones corrientes de selección de caracteres o generación han perdido su eficacia o no existe. Entonces, es necesario considerar un *AC cuaternario*, el cual refleja los recientes avances tecnológicos en biología molecular. Este AG se refiere a cualquier germoplasma útil, que puede provenir de especies que son sexualmente incompatibles con las especies de cultivo (Spillane y Gepts, 2001). La transformación genética por *Agrobacterium* o biolística, por ejemplo, permiten la transferencia precisa de genes desde cualquier organismo a los genomas nuclear o cloroplástico de las plantas (Iáñez, 2005).

Acorde con lo anterior, y con base en los trabajos de D'Arcy (1972), Heiser (1972), Whalen *et al.* (1981), Whalen y Caruso (1983), Heiser (1989), Bernardello *et al.* (1994) y Bohs (2004), en la Figura 4.4, se plantea un esquema sobre los acervos genéticos (AG) del lulo, el cual puede ser de utilidad para programas de mejoramiento del cultivo.

Entre las especies que conforman los AG, se encuentran algunas especies ajenas a las Lasiocarpas, pero pertenecientes al género *Solanum*, que pueden ser útiles en los programas de mejoramiento debido a la posible compatibilidad con *S. quitoense*. En los siguientes niveles se encuentran las Lasiocarpas que como ya vimos, son la sección a la cual pertenece el lulo cultivado, y es donde se encuentra el mayor potencial en cuanto a características que permitan mejorar el cultivo de lulo. Lobo (2000) propuso algunas características deseables para el mejoramiento del lulo cultivado como son reducción del número de tricomas de los frutos en maduración, cuya fuente es la especie *S. pseudolulo*, excelente calidad de las bayas que se puede encontrar en *S. vestissimum*, *S. felinum* y *S. hyporrhodium*, rusticidad y resistencia a algunos patógenos en *S. sessiliflorum*. Queda pendiente la categorización de otras especies de la sección para el hallazgo de características de interés y estudio de las posibilidades de su transferencia posterior al taxón cultivado.

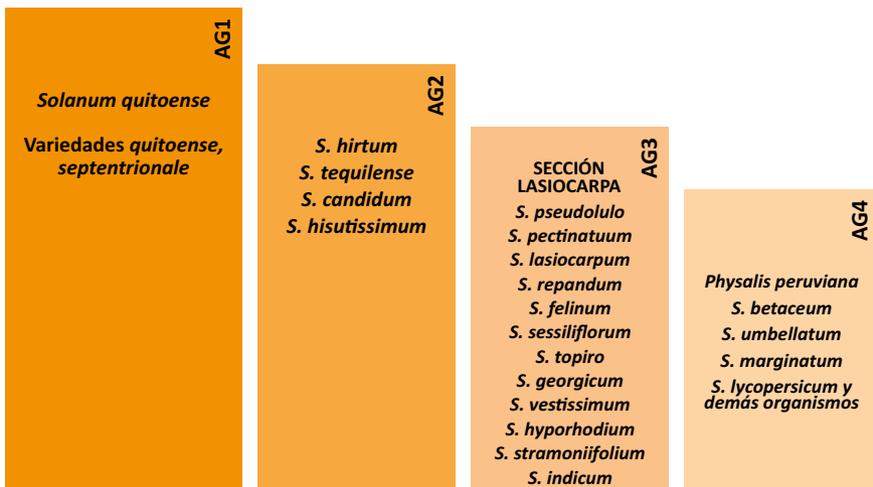


Figura 4.4. Acervos genéticos primario (AG1), secundario (AG2), terciario (AG3) y cuaternario (AG4) del lulo cultivado *Solanum quitoense*.

Finalmente, se debe tener en cuenta que las especies más próximas a *S. quitoense* en sus dos variedades, son *S. sessiliflorum*, *S. vestissimum* y *S. hirtum*; sin embargo, Heiser (1972) afirma que es *S. tequilense*, la especie más cercana al lulo cultivado, por lo cual, se debe tener en cuenta para futuros programas de investigación que permitan su conocimiento más a fondo.

CITOGENETICA DEL LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

En solanáceas relacionadas con el lulo, se destacan los estudios de citogenética hechos en uchuva *Physalis peruviana* por Rodríguez y Bueno (2006), quienes encontraron que las formas silvestres presentaron una dotación cromosómica $2n=24$, el Ecotipo Colombia $2n=32$ y Kenya $2n=48$. Los números cromosómicos más frecuentes en *P. peruviana* y *P. floridiana* han sido $2n=36$, 24 y 48 , para los cuales el juego básico x fue de 18 , 12 y 12 , respectivamente (Lagos *et al.*, 2005 Liberato *et al.* (2015). Especies del género *Lycopersicon* han mostrado una dotación cromosómica de $2n=24$ cromosomas, los tetraploides $2n=48$ (Santos de Melo, 2002). El híbrido interespecífico entre *S. melongena* var. American Wonder y la especie silvestre *S. incanum* mostró un $n=12$, y éstos se obtuvieron sólo cuando se usó *S. incanum* como hembra. El apareamiento de cromosomas en los híbridos interespecíficos ha sido valioso para determinar la relación entre dos especies de plantas. Esto ayuda a observar el grado de homología cromosómica y encontrar diferencias numéricas entre los patrones de emparejamiento, si los hay (Anis *et al.*, 1994).

Los cromosomas de los taxones de *Cyphomandra* son de gran tamaño, entre los más grandes en el Solanaceae, con un número invariable de cromosomas somáticos ($2n=2x=24$) y una gran proporción de cromosomas metacéntricos o submetacéntricos. La medición citométrica de flujo de ADN nuclear ha confirmado el tamaño extraordinario de los genomas de *Cyphomandra* (Bakshi *et al.*, 2017). Supriharti *et al.* (2007) indican que el tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) tiene un número de cromosomas de $2n=24$.

Pringle y Murray (1992) indujeron de manera exitosa tetraploides en Tamarillo (*Cyphomandra betacea* [Cav.] Sendt.) mediante aplicación

de colchicina a la semilla en germinación. Los tetraploides fueron quiméricos y sólidos. Existieron diferencias recíprocas en cruzamientos de interploides, y los triploides no fueron efectivos en los cruzamientos cuando se usaron como padres masculinos. A partir de cruzamientos interploides se produjeron triploides y aneuploides. La mayoría de los aneuploides producidos fueron trisómicos primarios ($2n=2x+1=25$) pero algunos tenían 26 cromosomas y otros dos eran hiperpoliploides. La fertilidad del polen en estas plantas varió del 10 al 90%. Los rasgos morfológicos no diferían entre los aneuploides o entre los aneuploides y diploides. El tamaño de las frutas y semillas en los aneuploides fue comparable al de los diploides y, por lo tanto, adecuado para la explotación potencial.

Currais *et al.* (2013) establecieron que, en cultivos embriogénicos a largo plazo, la capacidad para desarrollar embriones somáticos y plántulas se redujo. Los tejidos embriogénicos mantenidos durante 10 años fueron principalmente aneuploides del nivel tetraploide ($2n=4x=48$), mientras que los que se mantuvieron en cultivo de tejidos durante siete años o menos también fueron principalmente aneuploides, pero del nivel diploide ($2n=2x=24$). Los resultados obtenidos por citometría de flujo fueron, en general, consistentes con los obtenidos por recuentos de cromosomas. La alteración cromosómica observada en los tejidos embriogénicos se presentó después de un año de cultivo *in vitro* y aumentó con la edad de cultivo, lo que perjudica el mantenimiento de estos tejidos por largos períodos sin afectar la estabilidad cromosómica de las plántulas regeneradas. Sin embargo, la aparición de los triploides y tetraploides, así como los aneuploides, pueden ser útiles para fines de reproducción.

De acuerdo con lo anterior, es necesario establecer que, en todo programa de mejoramiento genético, ya sea para la selección de materiales genéticos sobresalientes y la producción de híbridos, es necesario conocer la base citogenética del germoplasma de trabajo, que también es importante en trabajos de citotaxonomía, evolución, biotecnología y en la conservación de los recursos fitogenéticos (Caetano, 2003). Así mismo, las investigaciones citogenéticas permiten caracterizar y establecer las propiedades de los genotipos desde su

estructura y comportamiento a nivel de los mecanismos que regulan la división celular. Por lo tanto, desde el punto de vista citogenético, no solo se utilizan mejor los recursos genéticos en programas de mejoramiento, sino que permiten resolver problemas evolutivos dentro de los grupos taxonómicos inherentes a un cultivo. La conducta citológica de una u otra especie refleja en gran medida la estrategia evolutiva de la misma. En este sentido, el número cromosómico y el análisis comparativo de los complementos cromosómicos de diferentes especies, así como de grupos intraespecíficos, son la base del estudio de la evolución cariotípica, los cuales pueden proporcionar criterios taxonómicos valiosos y constituyen un instrumento importante para la selección de germoplasma (Talledo y Escobar, 1994).

La mayoría de las especies de *Solanum* y todas las especies de la sección *Lasiocarpa* son diploides (Bernardello *et al.*, 1994). El lulo *S. quitoense*, presenta un número cromosómico somático de $2n=2x=24$ y un apareamiento cromosómico normal en meiosis (Vivar y Pinchinat, 1970). Aunque en Colombia no se han realizado trabajos relacionados con citogenética de lulo, el análisis del comportamiento meiótico, es muy importante para establecer el grado de homología cromosómica entre especies y definir algunos cruzamientos de tipo interespecífico, especialmente con algunas especies que poseen genes de utilidad para el lulo cultivado. Igualmente, el índice meiótico es de importancia para definir los parentales que podrían hacer parte de un esquema de cruzamientos, sin tener que gastar recursos en la siembra y establecimiento del cultivo para probar si este es apto o no para producir suficiente semilla híbrida (Lagos, 2005; Lagos, 2006).

En la Universidad de Nariño, Pareja *et al.* (2010) realizaron un estudio con el objetivo de establecer la citogenética de algunas especies del género *Solanum*, incluida *Solanum quitoense*. Los resultados más relevantes de este estudio se detallan a continuación. La relación entre la longitud de antera versus comportamiento meiótico, indicó que longitudes de antera por encima de 6,1 mm contienen microsporocitos que han terminado la fase de meiosis y entran a la fase de maduración y formación del grano polen. Entre los tamaños 1,14 y 6,1 mm, se observan las diferentes fases de la meiosis, y mostraron una relación

entre estas clases de longitud de antera y la actividad meiótica de los microsporocitos (CMPS). Después de que las anteras han alcanzado una longitud mayor a 6,1 mm, la actividad de la meiosis es nula y los esporocitos que rodean las tétradas liberan los granos de polen maduros.

Solanum quitoense mostró una normalidad meiótica del 100%. No se encontraron anomalías como ascensiones precoces de cromosomas o cromosomas retardados. Esto permite la formación de un gran número de gametos masculinos que permiten polinización y fecundación y, por ende, un gran número de semillas que garantizan la supervivencia de la especie. En la Figura 4.5, se describe la meiosis I con sus diferentes fases, que son el cigoteno (Figura 4.5a), diploteno (Figura 4.5b), diacinesis (Figura 4.5c), metafase I (Figura 4.5d), anafase I con su división reduccional (Figura 4.5e), telofase I (Figura 4.5f). La normalidad que se presentó en las diferentes fases de la Meiosis I fue del 100%.

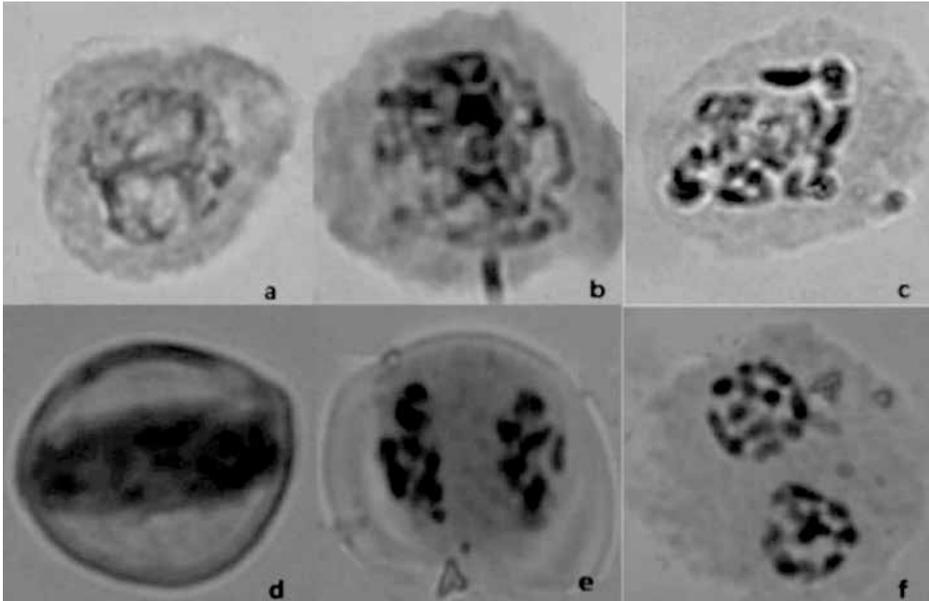


Figura 4.5. Meiosis I de lulo, *Solanum quitoense*. a. Cigoteno, b. Diploteno, c. Diacinesis, d. Metafase I, e. Anafase I, f. Telofase I (Pareja *et al.*, 2010).

En las dicotiledóneas, las dos citocinesis ocurren inmediatamente al final de la telofase II (citocinesis simultánea), formando una tétrada de microsporas dentro de la pared de calosa (Figura 4.6d). Generalmente, el resultado consiste en un arreglo tetraédrico (Figura 4.7b; Da Silva *et al*, 2001), de igual manera, se encontraron otros tipos de tétrada como tetraédrica (Figuras 4.7a y d) y entrecruzada (Figura 4.7c).

En la Figura 4.6 se presentan las diferentes fases de la Meiosis II, las cuales corresponden a profase II (Figura 4.6a), metafase II (Figura 4.6b), telofase II (Figuras 4.6c y d). Tal como sucede en la meiosis I, la normalidad en las diferentes fases de la meiosis II fue del 100%. Los resultados encontrados tanto en la meiosis I como en la meiosis II de *S. quitoense*, son corroborados por altos valores de índice meiótico (98,68-99,17%), normalidad meiótica del 100% y viabilidad polínica (91,98-97,33%).

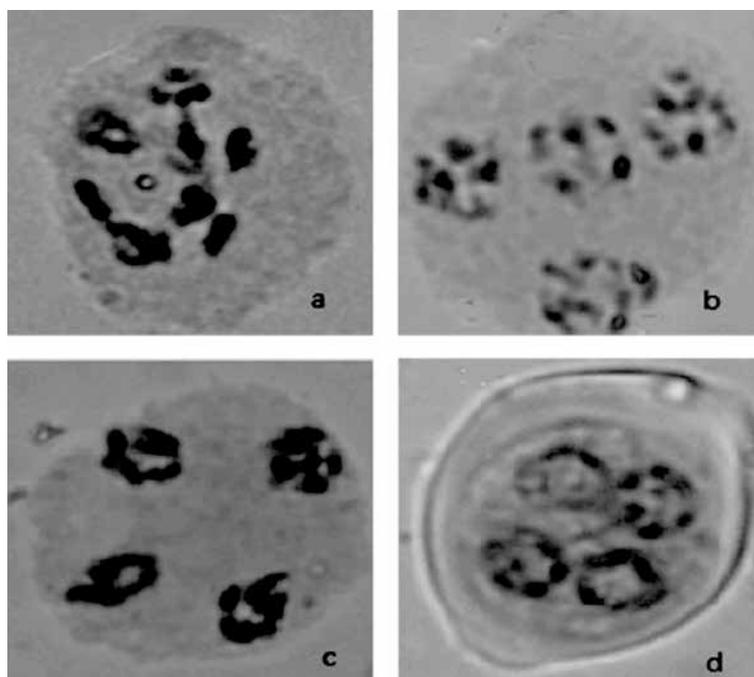


Figura 4.6. Meiosis II de lulo, *Solanum quitoense*. **a.** Profase II, **b.** Metafase II, **c.** telofase II temprana, **d.** Telofase II tardía (Pareja *et al.*, 2010).

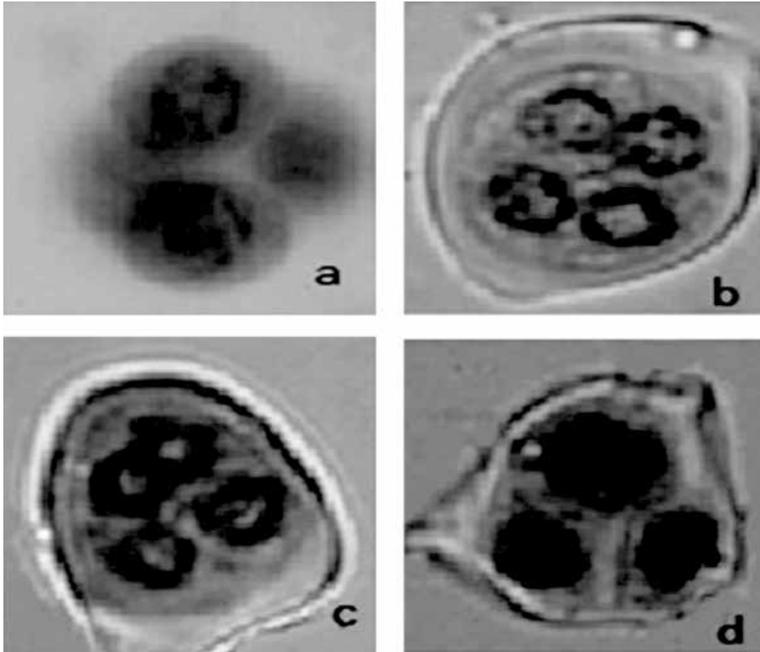


Figura 4.7. Forma de las tétradas de lulo, *Solanum quitoense*. **a. y d.** Tetraédrica, **b.** Isobilateral, **c.** Entrecruzada (Pareja *et al.*, 2010).

El índice meiótico es importante para definir si el individuo puede ser un buen parental en un programa de cruzamientos. Desde el punto de vista genético, mientras más alto sea el porcentaje de tétradas viables, mejor será el genotipo evaluado. Estos datos demuestran el buen comportamiento de todos los genotipos evaluados, los cuales no presentan barreras de cruzamiento, y son fuente de variabilidad genética, y progenitores potenciales para incluirse en programas de cruzamientos (Lagos *et al.*, 2005). En las evaluaciones de Pareja *et al.* (2010), las células en diacinesis presentaron igual número cromosómico. De 6761 células evaluadas, el 100% correspondió a $2n=2x=24$ (Figura 4.8). La viabilidad polínica (VP) se relaciona directamente con la normalidad de la microsporogénesis, que comprende la premeiosis, la meiosis y la postmeiosis. Los porcentajes de VP de *S. quitoense* alcanzaron en promedio, un 93,7% (Figura 4.9). Estos altos porcentajes de VP permiten establecer que esta especie presenta un alto grado de adaptación a las condiciones ambientales de la zona andina de Nariño.

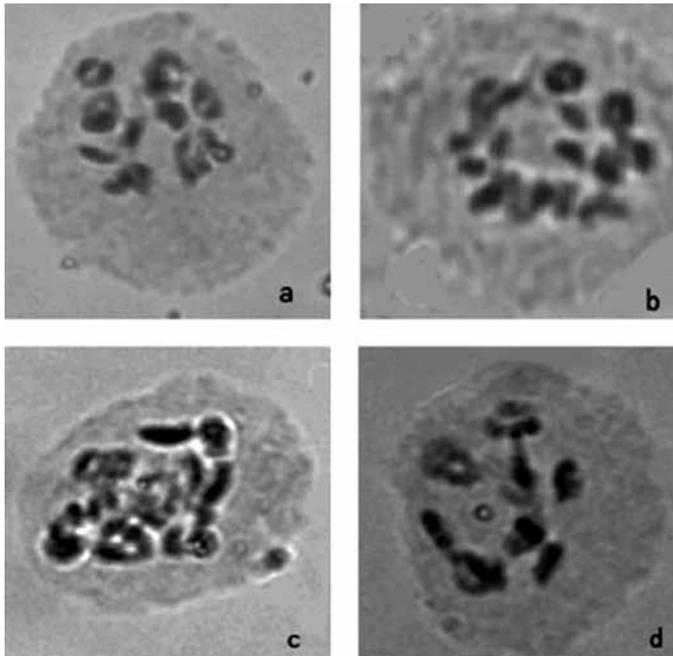


Figura 4.8. Diacinesis de lulo *Solanum quitoense* con un número cromosómico de $2n=2x=24$ (Pareja *et al.*, 2010).

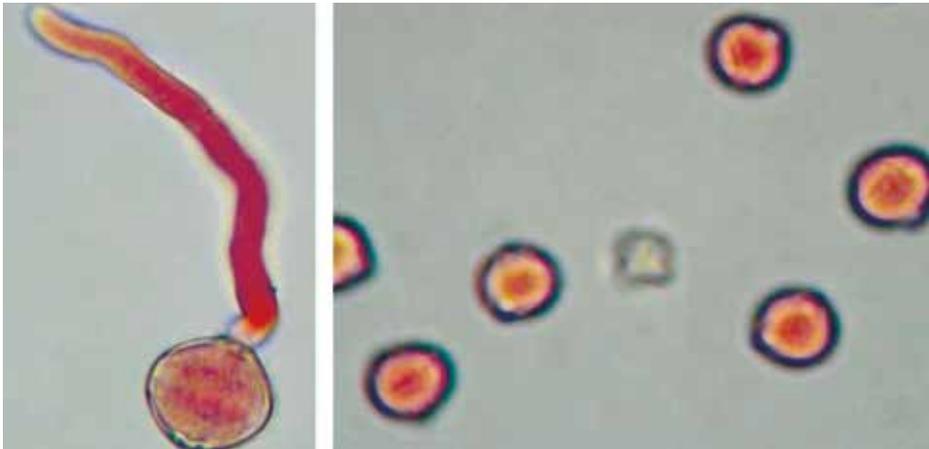


Figura 4.9. Granos de polen viables de lulo, *Solanum quitoense*. A la izquierda se muestra el desarrollo del tubo polínico, y a la derecha, granos de polen viables (Foto: Lagos, L.K.).

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO IV

Acquaah, G. 2012. Principles of plant genetics and breeding. 2nd ed. Wiley-Blackwell, Oxford. 740p. ISBN 978-0-470-66476-6 (cloth)-ISBN 978-0-470-66475-9.

Angulo, R. 2006. Lulo: El cultivo. Fundación Universidad de Bogotá, Bogotá. 99 p.

Anis, M., Baksh, Sh. e Iqbal, M. 1994. Cytogenetic Studies on the F1 Hybrid *Solanum incanum* x *S. melongena* var. American Wonder. Cytologia 59: 433-436.

Bakshi, P., Gaganpreet, K. y Ahmed, R. 2017. Tamarillo (*Cyphomandra betacea*). pp1271-1294. En: Ghosh, S.N., Singh, A. y Thakur, A. (Eds). Underutilized Fruit Crops: Importance and Cultivation. JAYA Publishing House, Delhi, India. 1420 p. https://www.researchgate.net/profile/DrParshant_Bakshi/publication/310478197_Tamarillo_Cyphomandra_betacea/links/582f3e1508ae102f072f3296/Tamarillo-Cyphomandra-betacea.pdf; consulta: 12/4/2020.

Bernardello, L., Heiser, C. y Piazzano, M. 1994. Kariotipyc studies in *Solanum* section of Lasiocarpa (Solanaceae) American Journal of Botany. 81: 95-103

Bernal, J. Córdoba, O., Franco G., Londoño, M., Rodríguez, J. y Guevara M. 1996. Cultivo del Lulo (*Solanum quitoense*) Memorias Seminario de frutales de clima frío moderado. 61-69 p.

Bernal, J., Londoño, M., Franco, G. y Lobo, M. 1998. Lulo La Selva ICA Corpoica: primer material de lulo mejorado para Colombia. Plegable divulgativo. Rio-negro, Antioquia, Corpoica. 8 p. https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/20497/39918_24467.pdf?sequence=1&isAllowed=y; consulta: 26/03/2020.

Bohs, L. 2004. Phylogeny of *Solanum* Section Lasiocarpa. Systematic Botany, 29(1): 177-18.

Burian, R. 1994. Dobzhansky on evolutionary dynamics: some Questions about Dobzhansky's Russian Background. In: Adams, M. (Ed.). The Evolution of Theodosius Dobzhansky. Princeton University Press, Princeton, pp. 129-140.

Caetano, C. 2003. La aplicabilidad de la citogenética en *Zea mays* L.: genes mutantes meióticos. Revista de Ciencias Agrícolas. 20(1, 2): 27-49.

Ceballos, H., Morante, N., Calle, F., Lenis, J.I., Jaramillo, G. y Pérez, J.C. 2002. Capítulo 18: Mejoramiento genético de la Yuca. En: Ospina, B. y Ceballos, H. (Compiladores y directores). La yuca en el tercer milenio: sistemas modernos de producción, procesamiento, utilización y comercialización. Centro Internacional de Agricultura Internacional, Consorcio Latinoamericano y del Caribe de Apoyo a la Investigación y Desarrollo de la Yuca. Cali, Colombia. 586 p.

- Castillo, R. 2012. Mejoramiento genético vegetal: convencional, mutaciones e ingeniería genética. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar, Ecuador. 8p. https://www.researchgate.net/publication/282155451_Mejoramiento_genetico_vegetal_convencional_mutaciones_e_ingenieria_genetica; consulta: 7/4/2020.
- Currais, L., Loureiro, J., Santos, C. y Canhoto, J.M. 2013. Ploidy stability in embryogenic cultures and regenerated plantlets of tamarillo. *Plant Cell Tiss Organ Cult.* 114: 149-159. DOI 10.1007/s11240-013-0311-5
- Da Silva, N., Caetano, C. y Pagliarini, S. 2001. Cytogenetic characterization of *Pedilanthus tithymaloides* (L.) Poit (*Euphorbiaceae*). *The Nucleus.* 44(2): 7-12.
- D'Arcy, W.G. 1972. Solanaceae Studies II: Typification of Subdivisions of *Solanum*. *Annals of the Missouri Botanical Garden.* 59(2): 262-278. doi:10.2307/2394758
- Fando, R.A. 2008. The unknown about a well-known biologist. *Her. Russ. Acad. Sci.* 78, 160–172. <https://doi.org/10.1134/S101933160802007X>
- FIBL & SEAE. Sociedad Española de Agricultura Ecológica. 2015. Técnicas de mejora vegetal: una valoración desde la agricultura ecológica. 48p. <https://shop.fibl.org/chde/mwdownloads/download/link/id/976/>; consulta: 07/04/2020.
- Fory, P. 2005. Caracterización y análisis molecular de la diversidad genética de la colección colombiana de lulo (*Solanum quitoense* Lam) y seis especies relacionadas de la sección Lasiocarpa. Tesis Magíster en Ciencias, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional de Colombia, Palmira. 78 p.
- GIPB. Global Partnership Initiative for Plant Breeding Capacity Building. 2020. El fitomejoramiento y una mejor utilización de los recursos fitogenéticos para hacer frente al cambio climático. <http://www.fao.org/3/a-at911s.pdf>; consulta: 8/4/2020.
- Harlan, J. 1992. *Crops and man*. Second edition. American Society of Agronomy, Crop Science Society of America, Madison, Wisconsin, USA. 284p.
- Toward a Rational Classification of Cultivated Plants.
- Harlan, J.R. y de Wet, J.M.J. 1971. Toward a Rational Classification of Cultivated Plants. *Taxon.* 20(4): 509-517. Doi: 10.2307/1218252
- Heiser, Ch. 1972. The relationships of the naranjilla, *Solanum quitoense*. *Biotropica.* 4: 77-84.
- Heiser, C. 1985. Ethnobotany of the Naranjilla (*Solanum quitoense*) and its relative. *Economic Botany.* 39(1): 4-11.
- Heiser, C. 1989. Artificial hybrids in *Solanum* sect. Lasiocarpa. *Systematic Botany.* 14: 3-6.

Heiser, C. 1993. The naranjilla (*Solanum quitoense*), the cocona (*Solanum sessiliflorum*) and their hybrid. En: Gustafson, J. Gene conservation and exploitation. Plenum Press, New York, USA. 29- 34 p.

láñez, E. 2005. Manipulación de la expresión. Universidad de Granada, Instituto de Biotecnología. <https://www.ugr.es/~eianez/Biotecnologia/expresion.htm>; consulta: 11/4/2020

Lagos, T.C., 2005. Comportamiento meiótico de algunos genotipos de *Physalis peruviana* L. Fitotecnia Colombiana. 5(1): 1-12. http://agrogestion.com.co/site/revista/no1_2005/fitotecnia_no1_2005_p1-12.pdf; consulta: 11/4/2020.

Lagos, T.C. 2006. Comportamiento citogenético de algunos genotipos de *Physalis peruviana* L. Tesis de Doctorado en Ciencias Agropecuarias. Palmira, Universidad Nacional de Colombia. 92 p.

Liberato, S.A, Sánchez-Betancourt, E., Argüelles, J.H., González, C., Núñez, V.M. y Barrero, L.S. 2015. Citogenética de genotipos de uchuva, *Physalis peruviana* L., y *Physalis floridana* Rydb., con respuesta diferencial a *Fusarium oxysporum*. Ciencia & Tecnología Agropecuaria. 15(1): 51-61. https://doi.org/10.21930/rcta.vol15_num1_art:396

Lobo, M. 2000. Papel de la variabilidad genética en el desarrollo de los frutales andinos como alternativa productiva. En: Frutales de clima frío moderado: memorias 3er Seminario de Frutales de clima frío moderado. Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales, Manizales, noviembre 15-17. pp27-36. https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/16771/40970_26568.pdf?sequence=1&isAllowed=y; consulta: 11/4/2020.

Lobo, M. 2006. Recursos Genéticos y Mejoramiento de Frutales Andinos: Una Visión Conceptual. Corpoica-Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 7(2): 40-54.

Morton, J. 1987. Cocona. In: Fruits of Warm Climates. Julia F. Morton, Miami, FL. Pp. 428-430. <https://hort.purdue.edu/newcrop/morton/cocona.html>; consulta: 8/4/2020.

Ordóñez, C., Gómez, H. y Ordóñez, K. 2010. Evaluación de un sistema de propagación vegetativa mediante esquejes en lulo silvestre *Solanum hirtum* Vahl, *S. marginatum* L., *S. sessiliflorum* Dun, *S. mammosum* L., *S. umbellatum* Mill. Tesis Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Nariño. 78 p.

Pardo, M. 2004. Efecto de *Solanum sessiliflorum* Dunal sobre el metabolismo lipídico y de la glucosa. Ciencia e Investigación 7(2): 43 -48.

Pareja, N., Santacruz, N., Ordóñez, H. y Lagos T.C. 2010. Comportamiento Meiótico de Diferentes Especies de Lulo; *Solanum* sp. Acta Agronómica. 59(4): 394-400.

Poggio, L. y Naranjo, C. 2018. II.-Capítulo 5: Citogenética. Universidad de Buenos Aires. pp. 9-79. https://www.researchgate.net/publication/324219124_II-Capitulo_5_Citogenetica; consulta: 8/4/2020.

- Pringle, G.J. y Murray, B. 1992. Polyploidy and aneuploidy in the tamarillo, *Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendt. (Solanaceae): II. Induction of tetraploidy, interploidy crosses and aneuploidy. *Plant Breeding*. 108: 139-148.
- Rodríguez, N.C. y Bueno, M.L. 2006. Estudio de la diversidad citogenética de *Physalis peruviana* L. (Solanaceae). *Acta Biológica Colombiana*. 11(2): 75-85. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/actabiol/article/view/63322>; consulta: 11/4/2020.
- Santos de Melo, M.B. 2002. Caracterização citogenética de cultivares de *Lycopersicon esculentum* Mill. e espécies afins. Dissertação (Mestrado). Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal, Universidade Federal de Pernambuco, Recife. 75p. https://repositorio.ufpe.br/bitstream/123456789/700/1/arquivo4495_1.pdf; consulta: 11/4/2020.
- Seijo, G., Lavia, G.I., Robledo, G., Fernández, A. y Solís, V.G. 2020. I - CAPÍTULO 3: La citogenética molecular e inmunocitogenética en el estudio de los genomas vegetales. Pp 34. En: Levitus, G., Echenique, V., Rubinstein, C., Hopp, E. y Singh, R.J. 2003. *Plant Cytogenetics*. 2nd ed. CRC Press LLC, Boca Raton, Florida. 463p.
- Spillane, C. y Gepts, P. 2001. Evolutionary and genetic perspectives on the dynamics of crop gene pools. In: Cooper, H.D., Spillane, S. y Hodgkin, T. (Eds). *Broadening the genetic base of crop production*. Rome, IPGRI/FAO. 25-70pp.
- Stuber, Ch. 1980. Chapter 5: Mating designs, field nursery layouts, and breeding records. En: Fehr, W.R. y Hadley, H.H. *Hybridization of Crop Plants*. Agronomy Books. 3. Iowa State University, Digital repository, Iowa. 768p. https://lib.dr.iastate.edu/agron_books/3; consulta: 7/4/2020.
- Suárez, M. y Duque, C. 1992. Change in volatile compounds during Lulo (*Solanum vestissimum* D.) fruit maturation. *J. Agriculture Food Chemical*. 40 (4). 647–649.
- Supriharti, D., Elimasni, y Sabri, dan E. 2007. Identifikasi karyotipe terung belanda (*Solanum betaceum* Cav.) kultivar berastagi sumatera utara. *Jurnal Biologi Sumatera*. 2(1): 7-11.
- Talledo, D. y Escobar, C. 1994. Análisis cariotípico comparativo de nueve especies del género *Solanum* L. *Biotempo*: 11-18.
- Whalen, M., Costich, D. y Heiser, C. 1981. Taxonomy of *Solanum* Section Lasiocarpa. *Gentes HERBARUM* 12: 41-129.
- Whalen, M. y Caruso, C. 1983. Phylogeny in *Solanum* sect. Lasiocarpa (Solanaceae): Congruence of Morphological and Molecular data. *Systematic Botany*. 8: 369-380.
- Vivar, E. y Pinchinat, M. 1970. Viability of seed from interspecific crosses with naranjilla *Solanum quitoense*. *Crop Science*. 10: 450-452.

SISTEMA REPRODUCTIVO Y POLINIZACIÓN ARTIFICIAL DEL LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

REPRODUCTIVE SYSTEM AND ARTIFICIAL POLLINATION OF LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

**LIZ K LAGOS-SANTANDER¹; DAVID DUARTE-ALVARADO²; ASTRID
VIVIANA SANTACRUZ-BENAVIDES³; WILMER LIBEY DELGADO-
GUALMATÁN⁴; TULIO CÉSAR LAGOS-BURBANO⁵**

¹ Ing. Agrónoma, M.Sc., candidata a Dr. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto - Nariño, Colombia; e-mail: lklagos@unal.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9932-0909>; ² Ing. Agrónomo, M.Sc. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto - Nariño, Colombia; e-mail: david890223@hotmail.com; <https://orcid.org/0000-0002-8896-3594>; ³ Ing. Agrónomo. M.Sc. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto - Nariño, Colombia; e-mail: astrid1027@gmail.com; <https://orcid.org/0000-0002-3306-6263>; ⁴ Ing. Agrónomo. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto - Nariño, Colombia; e-mail: libeydelgado@hotmail.com; <https://orcid.org/0000-0002-7349-0889>; ⁵ Ing. Agrónomo, Dr. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA. San Juan de Pasto - Nariño, Colombia; e-mail: tclagos@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

RESUMEN

En programas de fitomejoramiento, es necesario conocer aspectos relacionados con la biología floral y la reproducción, los cuales definen protocolos de hibridación y métodos de selección. Esto es esencial, en *Solanum quitoense*, donde el nivel de conocimiento en estos aspectos es bajo, debido a limitaciones de recursos económicos que no han permitido tener un programa de investigación que resuelva los problemas del cultivo. Los objetivos de este trabajo fueron describir algunos aspectos de la biología floral de *Solanum hirtum* y *S. quitoense*, establecer un protocolo de hibridación y evaluar la eficiencia de la hibridación (EH) bajo condiciones de una localidad del sur de Colombia, ubicada a 1.873 msnm. Se hicieron mediciones de morfología, crecimiento de

verticilos, viabilidad polínica, receptividad del pistilo y floración. La EH se estableció en polinizaciones entre el lulo La Selva por familias de medios hermanos de *S. quitoense* (FMH), PL35xFMH, *S. hirtum*xFMH y entre 10 FMH. *S. hirtum* y *S. quitoense* presentan flores completas y pentámeras. Los patrones de crecimiento de las estructuras florales se ajustaron a los modelos Lineal, Gompertz, Logístico y Richards. Las velocidades de crecimiento de las dos especies son semejantes. Los granos de polen son viables desde los 20 y 24 días después del estado cero, con altos porcentajes de viabilidad polínica. A los 30 días, los pistilos se encuentran receptivos. Se obtuvieron EH adecuadas con suficiente semilla híbrida para suplir las demandas de un programa de mejoramiento. Las polinizaciones de La Selva x FMH y *S. hirtum*xFMH produjeron una baja cantidad de semillas híbridas.

Palabras clave: hibridación, fitomejoramiento, viabilidad polínica, maduración del pistilo, eficiencia de hibridación.

ABSTRACT

In plant breeding programs, it is necessary to know aspects related to floral biology and reproduction, the specific hybridization parameters and selection methods. This is essential, in *Solanum quitoense*, where the level of knowledge in these aspects is low, due to limitations of economic resources that have not allowed to have a research program that solves the problems of cultivation. The objectives of this work were to describe some aspects of the floral biology of *Solanum hirtum* and *S. quitoense*, establish a hybridization protocol and evaluate the efficiency of hybridization (EH) under conditions of a location in southern Colombia, located at 1,873 masl. Measurements of morphology, growth of flower whorls, pollen viability, pistil receptivity and flowering were made. EH is found in pollinations in La Selva by families of half siblings of *S. quitoense* (HS), PL35xHS, *S. hirtum*xHS and among 10 HS. *S. hirtum* and *S. quitoense* present complete flowers and pentamers. The growth patterns of the floral structures are adjusted to the Lineal, Gompertz, Logistic and Richards models. The growth rates of the two species are similar. Pollen grains are viable from 20 and 24 days after the zero state, with high percentages of pollen viability. At 30 days, the pistils are receptive. Adequate EH were obtained with enough hybrid seed to supply requests for a breeding program. Pollinations of La Selva x HS and *S. hirtum*xHS produced a low quantity of hybrid seeds.

Keywords: hybridization, plant breeding, pollen viability, maturation of the pistil, hybridization efficiency.

INTRODUCCIÓN

Dentro de las actividades del mejoramiento genético de las plantas cultivadas, los cruzamientos se han empleado con el fin de

incrementar la variabilidad genética. De esta manera, la hibridación entre diferentes formas intra o interespecíficas, se ha convertido en el paso inicial en el proceso de mejoramiento, lo cual ha contribuido a acrecentar significativamente la productividad de diversos cultivos. Se han empleado diversos métodos para cruzar dos plantas divergentes genéticamente, desde la forma tradicional por emasculación (Araméndiz *et al.*, 2008; Chamorro, 2013) hasta la fusión de protoplastos, una herramienta que surge para resolver problemas de incompatibilidad precigótica (Friedrich y Polci, 2004).

Las aplicaciones de metodologías correctas en los planes de mejoramiento obligan al conocimiento de muchos aspectos, aunque uno de los más importante es el que tiene que ver con la biología floral. Las flores juegan un papel importante en el conocimiento de las plantas superiores. De su estudio se han extraído los principios de clasificación y los conceptos sobre su evolución, que permiten reconocer fenómenos fundamentales de la biología evolutiva y el funcionamiento de los sistemas naturales, aspectos que contribuyen a afrontar los problemas de conservación y aprovechamiento de los agro ecosistemas (Quinzo y Guzmán, 2010).

Los estudios de biología floral en los frutales andinos de la familia Solanaceae, son escasos. En *Physalis peruviana*, tanto el polen como el pistilo maduran a los 35 días de desarrollo, dos días antes de la apertura floral; la receptividad del pistilo se presenta dos días antes de la antesis. La polinización de la uchuva fue mixta con 54% de polinización. de Lagos *et al.* (2008). En tomate de árbol (*Cyphomandra betacea*) cultivar Manzano, el polen inicia su maduración a los 24 días, con un 61,48% de viabilidad. La receptividad del pistilo se da a los 16 días, 13 días antes de la antesis. (Lagos *et al.*, 2015)

En otras especies distintas a la familia Solanaceae, se han publicado muy pocos trabajos de biología floral. En gulupa (*Passiflora edulis* f. *edulis* Sims), predominan las flores que poseen el estilo totalmente curvo (66,4%). Los mayores porcentajes de frutos formados se presentaron con autopolinización manual y geitonogamia (82 y 86%), seguidos por la polinización cruzada (68%). La geitonogamia se refiere a la autopolinización o a la autofecundación y es equivalente a la autogamia (Rendón *et al.*, 2013; Bazo *et al.*, 2018).

Las referencias, en cuanto a la polinización del lulo, indican que esta es una especie alógama, y este proceso en forma natural, se da principalmente por el viento y por insectos polinizadores; por lo tanto, las poblaciones son altamente heterogéneas y heterocigotas. Una vez se tiene un conocimiento profundo de la biología reproductiva de la especie, es necesario establecer un protocolo que permita obtener una alta eficiencia de hibridación artificial para obtener semilla híbrida que porte la información genética de dos o más parentales involucrados en un plan de cruzamientos.

Los objetivos de este trabajo, fueron describir algunos aspectos de la biología floral de *Solanum hirtum* y *Solanum quitoense*, establecer un protocolo de hibridación artificial y evaluar la eficiencia de hibridación bajo condiciones de una localidad del municipio de La Florida, departamento de Nariño, sur de Colombia.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización. Los estudios de biología floral y eficiencia de los cruzamientos en lulo, se realizaron bajo condiciones de campo, en una localidad del municipio de La Florida, departamento de Nariño, sur de Colombia, ubicada a 1.873 msnm, 01°24'7,4" LN, 77°19'0,1" LO, con temperatura promedio de 19°C, humedad relativa del 70 al 78%, precipitación anual de 2.500 mm y el suelo con una textura arcilloso arenosa.

Material genético. Se utilizaron 13 materiales genéticos (Tabla 5.1), entre los cuales se tiene una introducción de *Solanum hirtum*, una de PL-35, La Selva y 10 familias de medios hermanos de *Solanum quitoense*, provenientes de la colección de trabajo del Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos de la Universidad de Nariño. Estos materiales genéticos se sembraron en surcos separados a 2,5 m y 2,5 m entre plantas. De cada uno de ellos se sembraron 10 plantas, bajo el criterio surco por genotipo.

Variables evaluadas. Se hicieron observaciones y mediciones de la morfología y crecimiento de los órganos reproductivos de *S. hirtum* y *S. quitoense*. Además, se determinaron los periodos de viabilidad polínica, receptividad del pistilo, días a floración y días a formación de fruto.

Tabla 5.1. Peso en g (PF), eje polar en cm (P), diámetro ecuatorial en cm (DE) y peso de semilla en g (PSF) por fruto de parentales de lulo utilizados para los estudios de biología floral y determinar la eficiencia de hibridación.

Código	Parental	Pedigrí	PF	EP	DE	PSF
PL35	PL35		38,95	3,56	3,7	1,10
<i>Sh</i>	<i>Solanum hirtum</i>		36,85	SD	SD	1,73
LS	LA SELVA		47,5	3,90	4,6	0,50
P1	FMH1	Y1113	77,61	4,67	5,08	2,30
P2	FMH4	Y1442	59,21	4,21	4,66	2,30
P3	FMH7	Y2221	72,18	5,21	5,84	2,55
P4	FMH49	Y(2)8.1	55,38	4,31	4,79	2,46
P5	FMH22	Y8111	70,56	4,53	4,90	2,55
P6	FMH25	Y8523	78,87	4,69	5,10	3,74
P7	FMH28	Y10122	77,55	4,73	5,17	3,57
P8	FMH29	Y10232	76,01	4,70	5,08	3,10
P9	FMH36	Y(1)5.17	71,41	4,45	4,89	2,14
P10	FMH45	Y(2)2.2	68,32	4,47	4,88	2,69

FMH = familia de medios hermanos de *Solanum quitoense*, SD = sin dato.

Algunos aspectos de la biología floral. Con base en la metodología de Paredes *et al.* (2005) y Lagos *et al.* (2005, 2008), tanto en *S. hirtum* como en *S. quitoense*, se marcaron 100 botones florales de una longitud entre 6 y 8 mm. Estos botones se consideraron en estado cero. En el estado cero y 8, 16, 24, 30, 32, 34, 36, 38 y 40 días después del estado cero (DDEC), en cinco botones florales se tomaron las medidas en mm de la longitud del botón floral (LB), diámetro ecuatorial del cáliz (DEC), largo de la corola (LC), diámetro base de la corola (DBC), diámetro medio de la corola (DMC), largo de la antera (LA), ancho de la antera (AA), largo del filamento (LF), largo del estilo (LE), diámetro del ovario (DO) y largo del ovario (LO). Con base en estas medidas, se calculó la velocidad de crecimiento de cada órgano de acuerdo con Lallana y Lallana (2004).

Viabilidad polínica. En cada uno de los diez periodos antes descritos, se tomaron las anteras y se maceraron sobre un portaobjetos con la adición de tres gotas de acetocarmín al 1%. Luego se eliminaron los residuos. Se cubrió con una laminilla y se observó bajo un microscopio con el objetivo 40x. En diez campos de cada placa, tomados al azar, se hizo el conteo de granos de polen viable que fueron aquellos que se tiñeron de rojo, y los no viables de color blanquecino. Con base en

estas observaciones, se determinó el porcentaje de viabilidad polínica (Barrios *et al.*, 2005).

Receptividad del pistilo. En cada uno de los diez periodos antes descritos, se evaluó la receptividad del pistilo, mediante la adición de una gota de peróxido de hidrógeno a los estigmas. Si se formaban burbujas, se consideraba que el pistilo estaba receptivo para la fecundación (Lagos *et al.*, 2008).

Días a floración. Se realizó el conteo de los días que pasaron desde el trasplante en sitio definitivo hasta el inicio de la fase reproductiva de ambas especies.

Apertura de yemas florales. En 100 yemas florales de cada una de las dos especies, se hizo el conteo de los días transcurridos entre el estado de yema floral hasta la apertura total de la flor. Se registraron los días hasta la antesis, que corresponde al periodo de maduración de las anteras y la liberación del polen.

Hibridación y eficiencia de la hibridación. Con base en la metodología de Grisales *et al.* (2009) y las observaciones de biología floral, se estandarizó un protocolo de cruzamientos para lulo, *S. quitoense*. Con base en este protocolo, se hicieron los cruzamientos directos entre las 10 FMH y los cruzamientos entre *S. hirtum* x FMH, La Selva x FMH y PL35 x FMH. Con base en los cruzamientos realizados, se evaluaron las siguientes variables:

Eficiencia de la hibridación (EH). El porcentaje de EH, se calculó teniendo en cuenta la fórmula de Campos *et al.* (1977), así:

$$EH = \frac{NCE}{NCR} \times 100$$

Donde: NCE = número de cruzamientos efectivos, NCR = número de cruzamientos realizados.

Diseño experimental. En el caso de las hibridaciones artificiales, se utilizó el Diseño Irrestrictamente al Azar (DIA), donde los tratamientos fueron las hibridaciones directas entre las 10 FMH y entre *S. hirtum* x FMH, La Selva x FMH y PL35 x FMH. Las repeticiones fueron los cruzamientos efectuados y efectivos.

Días a formación de frutos. Una vez realizados los cruzamientos artificiales entre *S. hirtum* x *S. quitoense*, se registró el número de días

transcurridos desde el día en que se realizó el cruzamiento hasta la formación del fruto, que coincide con el desprendimiento de la corola y el crecimiento del ovario junto con su cáliz, después de ocurrida la fecundación.

Peso de fruto (PF). Cuando la polinización fue efectiva, a los frutos formados se les tomó el peso en g.

Peso de semillas por fruto (PSF). De los frutos formados, se obtuvo la semilla, se secó a temperatura ambiente por siete días y se registró su peso en g.

Número de semillas por fruto (NSF). En los frutos formados se realizó el conteo de las semillas formadas.

Análisis de la información. La información de las variables LB, DEC, LC, DBC, DMC, LA, AA, LF, LE, DO y LO se sometieron al análisis de Regresión y Correlación y a los modelos Lineal, de Gompertz, Logístico y de Richards con el uso de CurveExpert (Hyams, 2018). Para PF, PSF y NSF, se realizó el Análisis de Varianza (ANDEVA) bajo el modelo DÍA y el Análisis Correlación de Pearson en el paquete SAS versión 9.4 (SAS Institute, 2013). En aquellas variables donde se rechazó la hipótesis nula se realizó la prueba de comparación de medias. En este caso, fueron significativas al nivel de 0,05, aquellas medias que superaron a la media más una desviación estándar.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Crecimiento de los verticilos florales. En las Figuras 5.1 y 5.2, se observan los patrones de crecimiento en mm de la longitud del botón floral (LB), diámetro ecuatorial del cáliz (DEC), diámetro medio de la corola (DMC) y diámetro del ovario (DO) en función de los DDEC (días después del estado cero) acorde con el modelo de Richards tanto en *S. hirtum* como en *S. quitoense*, respectivamente.

Dado los altos valores de correlaciones positivas y significativos (Tabla 5.2) que se encontraron entre todos los verticilos florales evaluados tanto en *S. hirtum* y *S. quitoense*, y con base en los criterios planteados en Espitia *et al.* (2005), para validar los modelos de crecimiento (Tabla 5.3), solo se escogieron las variables LB, DEC, DME y DO. Como puede observarse en las Figuras 5.1 y 5.2 y en la Tabla 5.3, los modelos sigmoidales son los que mejor explican el crecimiento de los

verticilos florales, aunque los R cuadrado, en todos los casos, muestran altos valores y están por encima de 0,72 y llegan hasta 0,99. En todas las variables, el modelo de Lineal presenta R cuadrados entre 0,72 y 0,98, mientras que los modelos sigmoidales de Gompertz, Logístico y de Richards exhibieron R cuadrados entre 0,81 y 0,99, con valores más frecuentes por encima de 0,93.

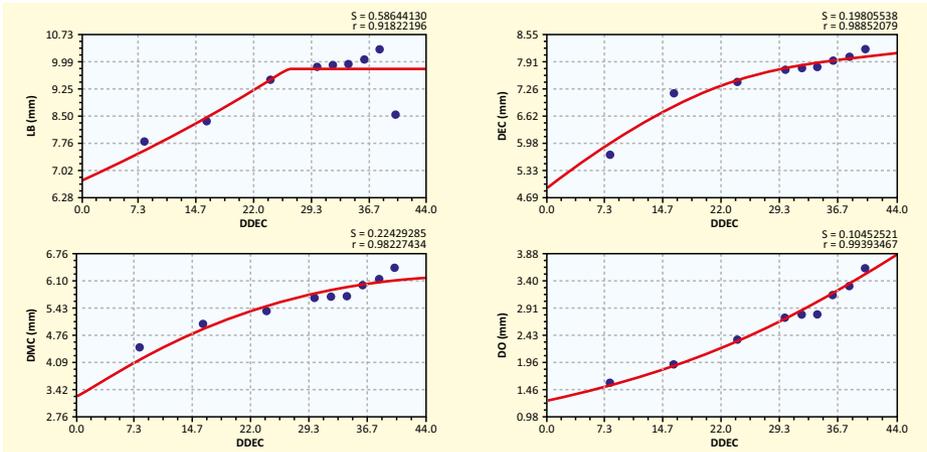


Figura 5.1. Patrones de crecimiento de la longitud del botón floral (LB), diámetro ecuatorial del cáliz (DEC), diámetro medio de la corola (DMC) y diámetro del ovario (DO) *Solanum hirtum* acorde con el modelo de Richards.

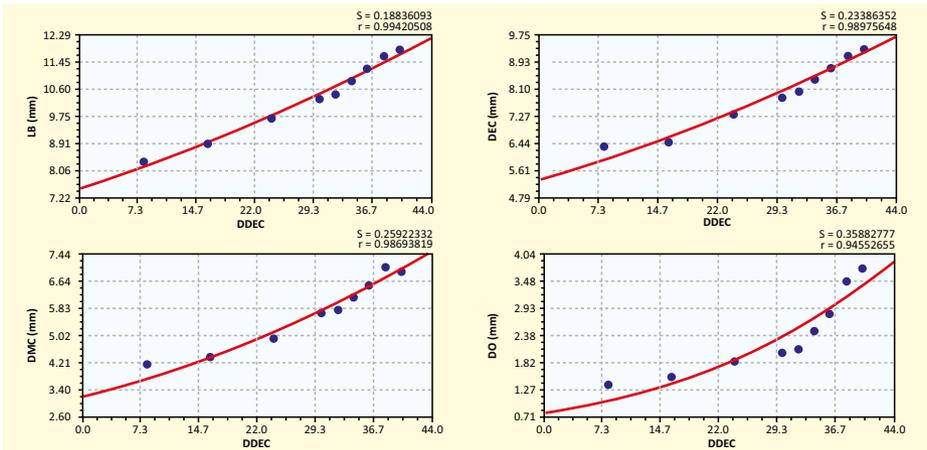


Figura 5.2. Patrones de crecimiento de la longitud del botón floral (LB), diámetro ecuatorial del cáliz (DEC), diámetro medio de la corola (DMC) y diámetro del ovario (DO) de *Solanum quitoense*, acorde con el modelo de Richards.

Tabla 5.2. Análisis de Correlación de las variables relacionadas con los verticilos florales de *Solanum hirtum* (*S. h*) y *Solanum quitoense* (*S. q*).

Variables <i>S. h</i>	LB	DEC	LC	DBC	DMC	LA	AA	LF	LE	DO
LB	1,00									
DEC	0,86	1,00								
LC	0,73	0,95	1,00							
DBC	0,89	0,99	0,95	1,00						
DMC	0,83	0,97	0,97	0,97	1,00					
LA	0,79	0,96	0,98	0,96	0,99	1,00				
AA	0,72	0,91	0,98	0,92	0,94	0,95	1,00			
LF	0,57	0,85	0,90	0,81	0,91	0,93	0,82	1,00		
LE	0,87	0,97	0,96	0,98	0,97	0,97	0,95	0,81	1,00	
DO	0,76	0,93	0,97	0,94	0,95	0,95	0,99	0,81	0,96	1,00
LO	0,71	0,91	0,96	0,90	0,96	0,96	0,96	0,90	0,91	0,97
Variables <i>S. q</i>	LB	DEC	LC	DBC	DMC	LA	AA	LF	LE	DO
LB	1									
DEC	1,00	1,00								
LC	0,96	0,97	1,00							
DBC	0,99	0,99	0,98	1,00						
DMC	0,99	1,00	0,98	0,99	1,00					
LA	0,98	0,99	0,98	0,98	0,98	1,00				
AA	0,97	0,96	0,96	0,98	0,97	0,96	1,00			
LF	0,94	0,94	0,96	0,97	0,94	0,94	0,95	1,00		
LE	0,93	0,93	0,96	0,96	0,93	0,96	0,96	0,94	1,00	
DO	0,95	0,95	0,93	0,97	0,94	0,93	0,97	0,98	0,93	1,00
LO	0,92	0,91	0,92	0,95	0,92	0,90	0,97	0,98	0,94	0,99

Longitud del botón floral (LB), diámetro ecuatorial del cáliz (DEC), largo de la corola (LC), diámetro base de la corola (DBC), diámetro medio de la corola (DMC), largo de la antera (LA), ancho de la antera (AA), largo del filamento (LF), largo del estilo (LE), diámetro del ovario (DO) y largo del ovario (LO). Todos los coeficientes de correlación fueron significativos a una alfa de 0,05.

Según Di Benedetto y Tognetti (2016), la disponibilidad de datos sucesivos en el tiempo, como son los de crecimiento, “permite el ajuste de funciones curvilíneas continuas, en lo que se denomina “análisis funcional” del crecimiento. Desde inicios del siglo XIX se han ido desarrollando ecuaciones que permiten modelar la acumulación sigmoidea de la biomasa, cuya aplicación se ha hecho cada vez más frecuente”. Entre las más empleadas están las polinómicas de diverso grado, Gompertz, Logística, Monomolecular, Richards y la función beta,

los cuales han servido para modelar con alto grado de explicación, el crecimiento de variables de interés agronómico como, por ejemplo, tamaño y peso del fruto en *Capsicum pubescens* (Rojas-Lara *et al.*, 2008), tallos y hojas en *Moringa oleífera* (Valdés-Rodríguez *et al.*, 2014) y materia seca en *Brachiaria brizantha* (Villegas *et al.*, 2019), entre otros.

Tabla 5.3. Modelos Lineal, de Gompertz, Logístico y de Richards para explicar (R^2) el crecimiento de longitud del botón floral (LB), diámetro ecuatorial del cáliz (DEC), largo de la corola (LC), diámetro medio de la corola (DMC), largo de la antera (LA) y diámetro del ovario (DO) en *Solanum hirtum* (*S. h*) y *Solanum quitoense* (*S. q*).

Variables S. h	Lineal	Gompertz	Logístico	Richards
	$Y = a + bx$	$Y = ae^{-e^{b-cx}}$	$y = \frac{a}{(1 + be^{-cx})}$	$y = \frac{a}{(1 + e^{b-cx})^{1/d}}$
LB	a=7,17; b=0,076; $R^2=0,72$	a=10,15; b=-0,83; c=0,07 $R^2=0,81$	a=10,08; b= 0,54; c=0,08; $R^2=0,81$	a=9,8; b=159,2; c=6,11; d=433,0; $R^2=0,84$
DEC	a = 5,33; b = 0,076 $R^2 = 0,93$	a = 8,6; b = -0,58; c = 0,057 $R^2 = 0,98$	a = 8,42; b = 0,71; c = 0,071; $R^2 = 0,98$	a = 8,2; b = 1,15; c = 0,98; d = 2,78; $R^2 = 0,98$
LC	a = 4,5; b = 0,071 $R^2 = 0,94$	a = 13,1; b = -0,072; c = -0,015 $R^2 = 0,93$	a = 11,3; b = 1,51; c = -0,026; $R^2 = 0,93$	a = 12,05; b = -0,31; c = 0,021; d = 0,56; $R^2 = 0,93$
DMC	a=3,57; b=0,07; $R^2=0,94$	a=6,56; b=-0,35; c=0,057; $R^2=0,97$	a=6,42; b=0,96; c=0,072; $R^2=0,96$	a=6,56; b=-6,32; c=0,058; d=0,0026; $R^2=0,97$
LA	a=3,56; b=0,09; $R^2=0,92$	a=7,41; b=-0,17; c=0,061; $R^2=0,94$	a=7,22; b=1,23; c=0,079; $R^2=0,94$	a=7,41; b=-6,60; c=0,061; d=0,0016; $R^2=0,94$
DO	a=1,11; b=0,06; $R^2=0,97$	a=336,7; b=1,73; c=0,005; $R^2=0,98$	a=-7,36; b=-6,67; c=0,019; $R^2=0,99$	a=15,11; b=23,58; c=0,27; d=10,7; $R^2=0,99$
S. q	Lineal	Gompertz	Logístico	Richards
LB	a=7,41; b=0,10; $R^2=0,98$	a=266,2; b=1,27; c=0,033 $R^2=0,99$	a=8,87+07; b=1,18+07; c=0,011; $R^2=0,99$	a=23,12; b=24,4; c=0,24; d=21,7; $R^2=0,99$
DEC	a=5,2; b=0,097; $R^2=0,97$	a=255,6; b=1,35; c=0,038 $R^2=0,98$	a=1,5+07; b=2,82+06; c=0,014; $R^2=0,98$	a=20,38; b=24,99; c=0,25; d=18,6; $R^2=0,98$
LC	a=3,7; b=0,067; $R^2=0,88$	a=274,42; b=1,46; c=0,034 $R^2=0,89$	a=1,71+07; b=4,53+06; c=0,0135; $R^2=0,90$	a=8,80; b=34,49; c=0,55; d=40,69; $R^2=0,90$
DMC	a=2,99; b=0,095; $R^2=0,96$	a=391,48; b=1,57; c=0,0045; $R^2=0,97$	a=3,63+07; b=1,14+07; c=0,0196; $R^2=0,97$	a=19,01; b=25,54; c=0,28; d=14,29; $R^2=0,97$
LA	a=2,23; b=0,089; $R^2=0,93$	a=687,39; b=1,73; c=0,0044; $R^2=0,95$	a=8,44+06; b=3,49+06; c=0,023; $R^2=0,95$	a=7,88; b=44,85; c=0,28; d=37,97; $R^2=0,95$
DO	a=0,71; b=0,059; $R^2=0,80$	a=7,39+03; b=2,22; c=0,0044; $R^2=0,88$	a=-1,46-04; b=-1,0; c=2,8-06; $R^2=0,96$	a=26,26; b=26,19; c=0,27; d=7,46; $R^2=0,89$

Los modelos de crecimiento sigmoideas describen tres fases, una inicial o exponencial, una lineal o rápida y una de senescencia o de maduración. En la fase inicial, la velocidad de crecimiento o aumento de tamaño por unidad de tiempo es lenta, aparentemente debido a la existencia de un número bajo de células en división (Corvalán y Hernández, 2009; Dumroese *et al.*, 2012). En este caso, para las dos especies (Figuras 5.1 y 5.2), la fase inicial no se nota, dado que las mediciones de crecimiento se tomaron de botones florales ya formados. De esta forma, probablemente, los verticilos ya habían pasado por esta fase.

Tabla 5.4. Velocidad de crecimiento (mm/día) de los verticilos florales de *Solanum hirtum* y *Solanum quitoense* en tres fases de crecimiento después del estado cero.

<i>Solanum hirtum</i>														
Etapa	LB	DEC	LC	DBC	DMC	LA	AA	LF	LE	DO	LO	media	min	max
8-16	0,15	0,09	0,11	0,09	0,17	0,23	0,05	0,20	0,09	0,05	0,09	0,12	0,05	0,23
16-36	0,10	0,10	0,08	0,09	0,09	0,12	0,04	0,07	0,08	0,05	0,04	0,08	0,04	0,12
38-40	0,07	0,08	0,08	0,08	0,08	0,11	0,05	0,07	0,07	0,06	0,05	0,07	0,05	0,11
<i>Solanum quitoense</i>														
Etapa	LB	DEC	LC	DBC	DMC	LA	AA	LF	LE	DO	LO	media	min	max
8-16	0,08	0,14	0,14	0,10	0,14	0,15	0,04	0,09	0,05	0,05	0,03	0,09	0,03	0,15
16-36	0,09	0,09	0,06	0,07	0,09	0,08	0,03	0,04	0,05	0,04	0,03	0,06	0,03	0,09
38-40	0,11	0,10	0,07	0,08	0,10	0,09	0,05	0,06	0,07	0,07	0,06	0,08	0,05	0,11

Longitud del botón floral (LB), diámetro ecuatorial del cáliz (DEC), largo de la corola (LC), diámetro base de la corola (DBC), diámetro medio de la corola (DMC), largo de la antera (LA), ancho de la antera (AA), largo del filamento (LF), largo del estilo (LE), diámetro del ovario (DO), largo del ovario (LO), min = mínimo y max = máximo.

Entre la etapa cero hasta los 8 DDEC, la velocidad de crecimiento promedio para todos los verticilos de *S. hirtum* fue de 0,12 mm/día, con un mínimo de 0,05 mm/día obtenido por el AA y el DO y un máximo de 0,23 mm/día exhibido por LA. En *S. quitoense*, la velocidad de crecimiento entre la etapa cero y los 8 DDEC fue más baja que *S. hirtum*. El promedio obtenido por *S. quitoense* fue de 0,09 mm/día, con un mínimo de 0,03 mm/día correspondiente a la LO y el máximo de 0,15 mm/día de LA (Tabla 5.4).

La segunda etapa en el modelo sigmoideal corresponde a la fase lineal que se caracteriza porque a periodos iguales de tiempo

corresponden aumentos iguales de crecimiento, en forma independiente del tamaño del sistema considerado. Es característica de los aumentos en longitud, volumen, peso, entre otros, de estructuras cilíndricas en las que las áreas meristemáticas permanecen constantes (UNNE, 2020). En este sentido, en *S. hirtum*, esta fase llega hasta un periodo de 26 a 30 DDEC en las variables LB, DEC y DMC mientras que en DO llega hasta los 40 DDEC. En el caso de *S. quitoense*, llega hasta los 40 DDEC para LB, DEC y DO, mientras que en DMC va hasta los 38 DDEC.

La fase de senescencia o de maduración es la última que caracteriza a un crecimiento desacelerado o finalmente decreciente de los seres vivos. “En su transcurso, el sistema se vuelve cada vez menos efectivo hasta que cesa totalmente. En los órganos de crecimiento determinado, como las hojas, puede prolongarse durante mucho tiempo, iniciando mucho antes que se noten los primeros síntomas visuales de la real senescencia del órgano. A pesar de que las curvas presentadas son representativas de numerosas especies, existen variaciones de acuerdo con la especie considerada. Algunas veces la fase lineal no se detecta, en cuyo caso las fases exponenciales y de senescencia son casi continuas” (UNNE, 2020), que es lo que sucede con DO en *S. hirtum* (Figura 5.1), y en LB, DEC, DMC y DO en *S. quitoense* (Figura 5.2). La fase de senescencia solo se observa en *S. hirtum* para LB, DEC y DMC (Figura 5.1).

Cuando los verticilos florales van alcanzando el máximo crecimiento a los 32 DDEC para *S. quitoense* y 30 DDEC para *S. hirtum*, ya ha ocurrido el proceso de antesis y polinización, momento en el cual los estambres, la corola, los pétalos y los sépalos inician a mostrar síntomas de senescencia, dando paso a la formación de semillas y frutos, proceso que tras la floración, polinización y fecundación, está asociada al envejecimiento de la planta, conocido como senescencia (Angel-Coca *et al.*, 2011).

Los patrones de crecimiento de los verticilos florales, indican que los máximos crecimientos se alcanzan entre los 36 a 40 DDEC, lo cual es semejante a lo encontrado por Cruz *et al.* (2007) en *S. quitoense* var. *septentrionale*, quienes establecieron que las estructuras reproductivas completan el estadio de botón floral en promedio a los 44 días, y luego de esta fase, la maduración de éste se hace evidente, momento en

el cual el ovario da lugar al fruto. La velocidad de crecimiento de los verticilos de *S. hirtum* es alta en comparación con *S. quitoense*. Entre los 16 y 36 DDEC, la velocidad de *S. hirtum* es de 0,08 mm/día con un mínimo de 0,04 mm/día obtenido por LA y un máximo de 0,12 mm/día de LA. En esta fase *S. quitoense* obtuvo un promedio de 0,06 mm/día, con un mínimo de 0,03 mm/día de AA y un máximo de 0,09 mm/día observado en LB, DEC y DMC (Tabla 5.4)

Entre los 36 y 40 DDEC (Tabla 5.4), en promedio, las velocidades de crecimiento de las dos especies son semejantes, pero en *S. hirtum* decrecen respecto a las dos épocas 8-16 y 16-36 DDEC, corroborando lo observado en la Figura 5.1, mientras que en *S. quitoense*, aumentan tal como se observa en la Figura 5.2. En esta fase el DBC y el DMC no presentan un crecimiento tan marcado, pero al igual que el LB y el LC, son estructuras que durante esta fase presentan una considerable disminución de la tasa de crecimiento, dado que dan paso a una importante canalización de los recursos hacia la formación de estructuras reproductivas y la acumulación de reservas en las semillas (García y Guardiola, 2008).

Hibridación artificial en lulo (*Solanum quitoense* Lam). A continuación, se describe el protocolo de hibridación artificial con base en la evaluación de la viabilidad polínica y la receptividad del pistilo, teniendo en cuenta el protocolo desarrollado por Grisales *et al.* (2009) en *Physalis peruviana* L.

La apertura floral tanto para *S. quitoense* como para *S. hirtum* se da entre los 30 y 32 DDEC, después del cual la flor abre o está lista para ser polinizada. Se observó que, al proteger flores, se presentó un 80% de aborto floral, lo que indica la presencia de algún tipo de autoincompatibilidad, que es un mecanismo que asegura la alogamia (Cubero, 2003); sin embargo, al realizar polinizaciones artificiales de polen de distinta flor en flores de un mismo individuo, se obtuvieron frutos y semilla. Es necesario, por lo tanto, definir el grado de alogamia y los mecanismos que aseguran la misma, dado que la literatura reporta solo que la especie es alógama (Franco *et al.*, 2002), sin ahondar en más detalles sobre los mecanismos reproductivos de *S. quitoense*.

Maduración del polen y viabilidad polínica (VP). Los granos de polen comienzan a ser viables desde los 20 y 24 DDEC en *S. hirtum* y *S. quitoense*, respectivamente. En esta fase, las dos especies muestran una VP del 59,9 y 68,45%, en su orden. Los estados con mayor VP (100%) ocurren a los 32 y 36 días, luego a los 40 días DDEC se observa una disminución en la VP del 28,06% en *S. hirtum* y 36,7% de *S. quitoense*. Estos datos son semejantes a los obtenidos en *Cyphomandra betacea* por Lagos *et al.* (2015), quienes encontraron que los granos de polen comienzan a ser viables desde los 24 DDEC, cuando muestran un 61,48% de VP. Los estados con mayor VP (100%) ocurren a los 34 y 36 días, luego a los 40 días se observa una disminución en la VP del 37,04%. a VP.

Madurez del pistilo. Desde los 24 días, el 76,6% de las flores evaluadas de las dos especies reaccionó positivamente a la prueba del peróxido de oxígeno. A los 30 días ya se encuentran receptivos el 100% de los pistilos. En tomate de árbol (*C. betacea*), la maduración del pistilo comienza a los 16 DDEC con un 80% y a los 24 DDEC alcanza una madurez del 100% (Lagos *et al.*, 2015).

Escogencia de plantas parentales. Las plantas con botones florales para realizar la polinización artificial y de las que se tomaron flores recién abiertas para la obtención de polen, fueron aquellas que mostraron buena sanidad, prolíficas, de buena arquitectura y, en general, buenas características agronómicas.



Figura 5.3. Secado de anteras a temperatura ambiente para extracción de polen de diferentes genotipos (Foto: Lagos, T.C.).



Figura 5.4. Proceso de extracción de polen de lulo (*Solanum quitoense*) a partir de anteras secadas al ambiente.



Figura 5.5. Proceso de empaque y almacenamiento de polen de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) (Foto: Lagos, T.C.; Lagos, L.K.).

Obtención del polen. Una vez escogidas las plantas para realizar el cruzamiento, de los parentales que actuaron como machos, se colectaron las anteras de flores recién abiertas o de botones florales que estaban próximos a abrir. Estas unidades florales se empacaron en

bolsas, se rotularon y se llevaron al laboratorio, donde se extrajeron las anteras y se colocaron a secar a temperatura ambiente (Figura 5.3). El proceso de extracción de polen se hace una vez las anteras están secas. Estas se colocan en un pedazo de papel seda, se cortan por la mitad con una tijerilla desinfectada, luego se envuelven de manera conveniente. A esta envoltura se le dan golpecitos con la ayuda de unas pinzas, y posteriormente se hace la extracción del polen, sometiendo la envoltura a vibraciones mediante el accionar de un vibrador o por las vibraciones que emite un cepillo de dientes eléctrico. Después se abre la envoltura, se eliminan los residuos de las anteras y el polen obtenido se coloca en tubos Eppendorf o en cápsulas para su conservación (Figuras 5.4 y 5.5). Es necesario desinfectar cada vez que se cambie de genotipo para evitar la contaminación, y seguidamente, secar el cepillo con toallas de papel para evitar que el polen se humedezca y pierda viabilidad.

Almacenamiento del polen. Una vez se haya depositado el polen en la capsula o en el tubo de Eppendorf, se procede a marcar para conservar la identidad de la planta donante. Después se lleva el polen a un refrigerador a 4°C, para el caso de conservación en laboratorio. Para su utilización en campo, se debe conservar en cajas de icopor con bolsas de gel refrigerante (Figura 5.5).

Prueba de viabilidad de polen. Antes de realizar la polinización es importante conocer la calidad de polen. Para ello se realiza la prueba de viabilidad mediante la tinción con acetocarmin al 1%. De esta manera, los granos que se tiñen de rojo serán viables. El porcentaje de viabilidad se determina a través de observaciones al microscopio, tomando campos al azar y contando el número de granos totales y el número de granos teñidos de rojo.

Polinización artificial. La selección de los botones florales se realiza dentro del racimo teniendo en cuenta que estén próximos a la apertura floral y en pre-antesis; en este caso, el estigma se encuentra receptivo y las anteras aún no están dehiscentes. Los botones que no cumplan con estas características se deben eliminar para que la planta realice una mayor translocación de fotoasimilados hacia el o los frutos de interés, facilitando un mejor desarrollo (Grisales *et al.*, 2009).

Emasculación. Con la ayuda de una pinza de emascular previamente desinfectada se procede cuidadosamente a cortar la parte apical de los pétalos en cada uno de los botones seleccionados. Posteriormente, viene la eliminación una a una de las anteras de la flor sin lastimar el ovario para garantizar su fecundación (Figura 5.6).



Figura 5.6. Proceso de emasculación y preparación del botón floral de *Solanum quitoense* para su posterior polinización artificial (Foto: Lagos, T.C.).

Aplicación del polen al estigma. Una vez eliminadas las anteras, con la pinza se toma el polen de la capsula y se lleva al estigma directamente. Cada aplicación requiere con anterioridad limpiar las pinzas con alcohol, para evitar la contaminación del polen. Subsiguientemente, las polinizaciones realizadas se marcan con una lámina de aluminio delgada de 1x1,5 cm, donde se anotan los datos que se consideren importantes como la fecha, y los parentales que participan en el cruzamiento. Finalmente, las polinizaciones se protegen con bolsas de papel o de glassine para evitar la llegada de polen extraño. Estas bolsas deben asegurarse con cuidado para no lastimar el tallo que sostiene los cojines florales y evitar su caída (Figuras 5.7 y 5.8).



Figura 5.7. Aplicación de polen al estigma de un botón floral de *Solanum quitoense* previamente seleccionado, preparado y emasculado (Foto: Lagos, T.C.).



Figura 5.8. Protección de flores de *Solanum quitoense* polinizadas artificialmente (Foto: Lagos, T.C.).

Evaluación de los cruzamientos. Al cabo de unos días se retiran las bolsas de protección y los frutos formados se protegen con bolsas de tul, se evalúa el número de ellos, llevando un registro claro y ordenado de los cruzamientos realizados. Al final, se cosechan los frutos provenientes de las hibridaciones para obtener la semilla híbrida (Figura 5.9).



Figura 5.9. Protección de frutos de *Solanum quitoense* con tela de tul y frutos obtenidos de hibridaciones artificiales (Foto: Lagos, T.C.).

Eficiencia de la hibridación. En la Tabla 5.5 se observan los cuadrados medios del ANDEVA para peso de fruto en g (PF), peso de semilla por fruto en g (PSF) y número de semillas por fruto (NSF) de las hibridaciones artificiales entre 10 familias de medios hermanos (FMH) y el material genético La Selva, PL 35 y *Solanum hirtum* y también entre las 10 FMH. Se obtuvieron diferencias altamente significativas entre los diferentes tipos de hibridaciones artificiales (cruzas).

Se obtuvieron coeficientes de variación (CV) altos, por encima del 27% hasta un 56%, lo cual se debe a las grandes variaciones que se observaron en la efectividad de la hibridación con la aplicación del protocolo descrito anteriormente. Aunque los R cuadrado son adecuados cuando las hibridaciones se hicieron con LS, PL35 y Sh, donde estos actuaron como hembras, no así, en las hibridaciones entre las 10 FMH, donde se tiene valores medios de R cuadrado. En NSF promedio fue mayor cuando se hicieron las hibridaciones dentro *S. quitoense* (10 FMH) que cuando estuvieron involucrados los parentales que tienen en su información genética a *S. hirtum*.

Los grados de asociación entre las variables analizadas indican una correlación media significativa entre el PF vs PSF y NSF, y alta significativa entre PSF vs NFS, lo cual indica que a medida que se tienen altos pesos de fruto se tiende a tener un mayor número y peso de semillas (Tabla 5.6). En los cruzamientos donde participaban LS, PL35 y Sh se encontraron

muchos frutos con escasa o nula presencia de semillas, lo cual se explica por el bajo grado de compatibilidad genética dada por el bajo nivel de homología y homeología cromosómica (Singh, 2003).

Tabla 5.5. Cuadrados medios del ANDEVA para el peso de fruto en g (PF), peso de semilla por fruto en g (PSF) y número de semillas por fruto (NSF) de las hibridaciones artificiales entre 10 FMH con La Selva (LS), PL35 y *S. hirtum* (Sh) y entre las FMH.

FV	Cruzas con LS, PL35 y Sh			
	GL	PF	PSF	NSF
Repetición	19	173,8**	1,09**	642448,8**
Cruzas	29	608,4**	1,18**	749437,1**
Error	165	56,58	0,06	36719,16
Media		27,01	0,52	410,0374
CV(%)		27,85	46,75	46,73
R ²		0,69	0,85	0,85

FV	Cruzas entre 10 FMH			
	GL	PF	PSF	NSF
Repetición	13	990,30	3,09**	921236,3**
Cruzas	54	4446,3**	8,38**	2026831,2**
Error	368	933,67	1,08	400829,2
Media		91,70	2,40	1122,11
CV(%)		33,32	43,33	56,42
R ²		0,42	0,55	0,45

** = diferencias altamente significativas, FMH = familias de medios hermanos.

En la Tabla 5.7 se presenta la información acerca del número de frutos evaluados (FE), peso de fruto en g (PF), peso de semillas en g por fruto (PSF), número de semillas por fruto (NSF), número de flores polinizadas (NFP), eficiencia de hibridación en porcentaje (EH) y porcentaje de semillas formadas con relación al promedio de semillas de los parentales polinizados (%SF) producto de las hibridaciones artificiales entre La Selva x FMH (LS_i, i = número de la FMH), PL35 x FMH (PL35_i, i = número de la FMH) y entre *S. hirtum* x FMH (Sh_i, i = número de la FMH). Los mayores porcentajes de EH, se obtuvieron en las polinizaciones entre PL35 x FMH con un promedio de frutos formados del 81,2+-30,1%, un mínimo de 32% y un máximo del 100% y

un porcentaje de SF del 29,35+-7,5%, con mínimo de 22,76% y máximo de 42,69. Los valores de este grupo de polinizaciones superaron a las polinizaciones de los tipos LS x FMH y Sh x FMH. El último grupo fue el que exhibió los más bajos porcentajes de EH y SF.

Tabla 5.6. Análisis de Correlación de Pearson el peso de fruto en g (PF), peso de semilla por fruto en g (PSF) y número de semillas por fruto (NSF) de las hibridaciones artificiales entre 10 FMH con La Selva (LS), PL35 y *S. hirtum* (Sh) y entre las FMH de *S. quitoense*.

Variabes	Cruzas	PF	PSF	NSF
PF	LS, PL35, Sh	1	0,44	0,44
	FMH	1	0,56	0,45
PSF	LS, PL35, Sh		1	0,97
	FMH		1	0,86

En cuanto al número de semillas por fruto (NSF), los resultados son algo parecidos, aunque en este caso, las polinizaciones hechas con LS como hembra produjo menos semillas (33,75+-48,2 NSF) que Sh (261,70+-50,77) y PL35 (386,18+-85,0); sin embargo, hay que mencionar que las polinizaciones del grupo LS y Sh produjeron un alto número de semillas vanas, que en la mayoría de los casos, llegó al 100%, lo cual, indica problemas de apareamiento cromosómico que no permitieron la formación del embrión en la semilla (Poggio y Naranjo, 2018).

Heiser (1972) indica que el cruzamiento entre *S. hirtum* de Trinidad (S358) como padre femenino y *S. quitoense* se obtuvo fácilmente, aunque los intentos de las cruzas recíprocas fracasaron. Él menciona que en cinco frutos examinados del cruzamiento *S. hirtum* x *S. quitoense*, se obtuvieron un 56% de semillas llenas. Seis plantas F1 cultivadas hasta la madurez tenían una estabilidad media del polen del 69% y un rango del 54 al 75%, donde el número de semillas llenas promedió 78% con un rango de 49 a 88%. La meiosis examinada en un híbrido parecía normal.

Por otro lado, Vivar (1970) examinó los cruzamientos *S. hirtum* x *S. quitoense* y sus recíprocos. Encontró que los datos variaban según la dirección de las cruzas. Frutas de las polinizaciones de *S. hirtum* x *S. quitoense* maduraron tres veces más rápido (45 días), produjeron

menos semillas, pero con un mayor porcentaje de semillas viables que la crucea recíproca. Las semillas híbridas no viables generalmente se veían delgadas y translúcidas, tal como se observaron en este trabajo, lo que sugiere una falta de endospermo funcional. Según este autor, se han encontrado diferencias recíprocas, anormalidades del endospermo y otras barreras citoplasmáticas o genéticas responsables de inviabilidad híbrida incluyendo incompatibilidad entre embrión y endospermo, se han reportado en cruzamientos entre otras especies de plantas, lo cual puede explicar la baja eficiencia de hibridación y el bajo número de semillas normales obtenidos en los cruzamientos que incluyen en su información genética a *S. hirtum*, como es el caso de La Selva y PL35; sin embargo, *S. hirtum* parece ser un padre más conveniente que otras especies en trabajos de premejoramiento del lulo cultivado (Heiser, 1985).

En cuanto a las polinizaciones realizadas dentro de las 10 FMH de *S. quitoense*, el ANDEVA arrojó diferencias altamente significativas entre polinizaciones artificiales (Tabla 5.5). La alta variabilidad observada en las diferentes variables, indica diferencias de tipo genético entre las FMH involucradas en las polinizaciones artificiales, lo cual se refleja en los altos porcentajes de CV y en las diferencias observadas en peso de fruto (PF), peso (PSF) y número de semillas por fruto (NSF) (Tabla 5.8). De 834 flores polinizadas (NFP) se formaron 519 frutos, que produjeron una EH de 62,19%; sin embargo, en la Tabla 5.9 se muestra la información de 334 frutos formados (FF). El porcentaje de SF en frutos formados gracias a las polinizaciones entre las FMH (LSi) en función del promedio de las características de los frutos de las FMH (LS), cuyas características se observan en la Tabla 5.8, fue del 46,29+-17,06% con un rango del 15,07 al 78,87% lo que equivale a tener un promedio de 860,32+-121,21 semillas híbridas por fruto con un rango de 280,09 a 1465,87.

De hecho, en la Tabla 5.9, se comprueban las estimaciones antes descritas, donde el NSF promedio fue de 866,15+-339,22 con un rango de 251,25 a 1488,56 semillas híbridas por fruto. Esto indica que al hacer cruzamientos en *S. quitoense*, con el protocolo descrito aquí, se obtiene un número suficiente de semillas híbridas para adelantar ensayos con repeticiones en diferentes localidades o para adelantar trabajos

complementarios de fisiología y fitopatología, entre otros, que permitan soportar los programas de fitomejoramiento de lulo cultivado.

El porcentaje de EH entre las FMH osciló 33,33 y 100%, lo cual es suficiente para obtener la semilla híbrida necesaria para los trabajos de mejora genética, lo cual es una ventaja frente a cultivos tradicionales como la arveja o el frijol. Por ejemplo, en los años 70 en el Centro Internacional de Agricultura Tropical, se probaron diversos métodos para mejorar la EH en *Phaseolus vulgaris* L., donde la aplicación de la hormona ácido P4 clorofenoxiacético obtuvo una EH del 81%, superior al testigo (EH=74%), a hormona+algodón húmedo (EH=71%) y algodón húmedo (EH=74%) (Campos *et al.*, 1977). Aunque las EH son altas, el número de semillas híbridas obtenidas por polinización en frijol es supremamente menor al valor obtenido en *S. quitoense*, donde la cruza C17, que obtuvo el valor mínimo de SF (15,07%), ofrecería 280,09 semillas híbridas para el programa de fitomejoramiento, en contraste a las tres o cuatro semillas híbridas que ofrecería una polinización efectiva en *P. vulgaris*.

Tabla 5.7. Variables de las polinizaciones de LSxFMH, PL35xFMH y SHxFMH.

Cruza/P	FE	PF(g)	PSF(g)	NSF	NFP	EH(%)	SF(%)
LS	7	53,71	0,503	451,43			
LS1	2	36,50	0,002	1,50	13	15,38	0,14
LS2	5	29,80	0,151	26,00	22	22,73	2,31
LS3	5	27,60	0,005	7,00	15	33,33	0,48
LS4	6	35,67	0,258	156,67	15	40,00	12,51
LS5	7	27,00	0,059	52,43	13	53,85	4,55
LS6	5	28,20	0,013	7,40	11	45,45	0,62
LS7	5	24,60	0,026	24,60	8	62,50	2,37
LS8	5	21,00	0,000	0,00	10	50,00	0,00
LS9	9	36,67	0,078	60,22	11	81,82	5,45
LS10	6	33,00	0,001	1,67	11	54,55	0,17
Media		30,0+-5,3	0,059+-0,09	33,75+-48,2		45,96+-19,4	2,86+-3,9

Cruza/P	FE	PF(g)	PSF(g)	NSF	NFP	EH(%)	SF(%)
PL35	20	38,95	1,096	802,80			
PL351	10	22,70	0,731	465,50	15	66,67	37,04
PL352	10	15,50	0,237	245,90	31	32,26	18,90
PL353	12	21,58	0,468	374,00	13	92,31	22,76
PL354	9	19,00	0,457	326,89	15	60,00	22,89
PL355	8	21,25	0,548	416,38	10	80,00	31,37
PL356	9	21,78	0,544	411,11	10	90,00	30,04
PL357	8	20,88	0,484	361,25	11	72,73	29,77
PL358	7	16,86	0,391	303,29	9	77,78	23,17
PL359	12,0	27,17	0,644	546,67	12	100,00	42,69
PL3510	9,0	25,67	0,559	410,78	10	90,00	34,82
Media		21,24+-3,6	0,51+-0,14	386,18+-85		81,17+-30,1	29,35+-7,5
Sh	20	36,85	1,733	1400,10			
Sh1	3	13,00	0,037	142,33	17	17,65	9,15
Sh3	2	12,00	0,015	44,00	20	10,00	2,27
Sh4	2	17,00	0,039	123,50	20	10,00	7,15
Sh6	2	9,00	0,038	84,50	22	9,09	5,07
Sh8	2	5,50	0,004	5,00	20	10,00	0,31
Sh9	4	9,75	0,029	48,00	19	21,05	3,04
Sh10	3	14,33	0,042	121,67	9	33,33	8,23
Media		15,41+-3,79	0,27+-0,014	261,7+-50,77		24,04+-9	5,03+-3,3
MG		21,96+-8,49	0,22+-0,245	176,6+-176,3		51,2+-33,98	13,23+-13,66
M+DE		30,45	0,462	352,92		85,18	26,89

P=parental, medias en negrilla presentan diferencias significativas al 0,05 de significancia, M=media, DE=desviación estándar. FE= frutos evaluados, PF=peso de fruto, PSF=peso de semillas, NSF=semillas por fruto, NFP=flores polinizadas, EH=eficiencia de hibridación, SF=semillas formadas con relación al promedio de semillas de parentales polinizados.

Tabla 5.8. Promedios de frutos evaluados (FE), peso de fruto en g (PF), peso de semillas por fruto (PSF) y número de semillas por fruto (NSF), obtenidos en las 10 FMH.

<i>Parental</i>	<i>FMH</i>	<i>Pedigrí</i>	<i>FE</i>	<i>PF</i>	<i>PSF</i>	<i>NSF</i>
P1	FMH1	Y1113	10	110,89	3,66	1710,70
P2	FMH4	Y1442	10	117,67	3,54	1798,80
P3	FMH7	Y2221	10	138,00	5,00	2483,00
P4	FMH49	Y(2)8.1	10	143,92	4,41	2053,10
P5	FMH22	Y8111	12	110,59	4,11	1851,75
P6	FMH25	Y8523	10	101,21	4,11	1934,50
P7	FMH28	Y10122	10	97,09	3,26	1623,80
P8	FMH29	Y10232	10	82,10	3,38	1815,10
P9	FMH36	Y(1)5.17	10	99,29	3,57	1758,20
P10	FMH45	Y(2)2.2	10	88,89	3,27	1556,90
Media				108,97+-19,9	3,83+-0,57	1858,59+-261,85
M+DE				128,87	4,40	2120,44

Medias en negrilla presentan diferencias significativas al 0,05 de significancia, M=media, DE=desviación estándar.

Tabla 5.9. Variables de las polinizaciones entre familias de medios hermanos.

<i>Cruza (Cij)</i>	<i>FE</i>	<i>PF</i>	<i>PSF</i>	<i>NSF</i>	<i>NFP</i>	<i>EH</i>	<i>SF</i>
C12	7	54,04	0,77	295,14	17	52,94	16,82
C13	9	61,45	1,46	1488,56	17	58,82	70,99
C14	7	73,84	1,79	714,86	13	84,62	37,99
C15	7	61,06	1,69	1004,14	10	80,00	56,37
C16	6	74,96	2,28	1185,33	23	56,52	65,04
C17	4	47,30	0,49	251,25	16	43,75	15,07
C18	10	55,39	1,11	498,00	26	53,85	28,25
C19	8	91,48	1,62	683,88	13	61,54	39,43
C110	5	59,14	0,80	316,60	10	70,00	19,38
C23	7	138,79	2,48	1073,86	8	87,50	50,16
C24	9	106,91	2,75	1212,33	12	75,00	62,95
C25	12	117,68	3,04	1439,58	34	64,71	78,87
C26	14	122,12	3,12	1404,93	30	63,33	75,26
C27	7	89,60	1,99	905,00	15	46,67	52,88
C28	6	69,69	1,10	465,67	18	38,89	25,77
C29	9	78,47	1,43	670,00	21	47,62	37,67

Cruza (Cij)	FE	PF	PSF	NSF	NFP	EH	SF
C210	6	62,13	0,87	415,17	10	90,00	24,74
C34	8	88,14	2,05	788,50	19	63,16	34,77
C35	9	107,90	2,42	1103,67	21	61,90	50,92
C36	6	107,48	3,02	1264,67	27	48,15	57,26
C37	14	91,63	2,35	1103,29	22	63,64	53,73
C38	7	65,43	1,20	437,57	17	47,06	20,36
C39	8	93,11	1,91	787,88	22	50,00	37,15
C310	9	79,17	1,64	692,33	12	75,00	34,27
C45	7	130,16	2,61	1252,43	20	45,00	64,15
C46	6	102,11	2,83	1344,00	28	53,57	67,41
C47	7	78,75	1,31	605,57	15	53,33	32,94
C48	7	99,88	1,42	552,86	15	46,67	28,58
C49	6	132,44	3,36	1459,00	21	66,67	76,56
C410	8	95,30	1,93	862,75	11	100,00	47,80
C56	8	115,65	3,39	1315,00	21	57,14	69,46
C57	7	83,45	2,25	1102,14	18	66,67	63,42
C58	5	82,60	2,83	1027,80	20	50,00	56,06
C59	6	99,57	2,15	957,33	19	52,63	53,04
C510	7	63,84	0,87	352,00	11	90,91	20,65
C67	10	73,21	1,41	733,10	19	68,42	41,21
C68	7	70,35	1,98	979,00	21	66,67	52,22
C69	9	65,74	1,54	702,44	18	55,56	38,05
C610	7	68,86	1,78	825,43	15	93,33	47,28
C78	6	86,37	2,49	1000,17	24	58,33	58,17
C79	5	78,79	2,01	904,40	24	50,00	53,48
C710	4	78,42	1,55	721,00	13	53,85	45,34
C89	5	73,52	1,84	839,20	31	51,61	46,97
C810	7	71,21	1,40	637,14	27	33,33	37,79
C910	6	63,04	1,27	601,83	10	100,00	36,31
Media		84,67	1,90	866,15	18,53	62,19	46,29
DE		22,34	0,73	339,22	6,24	16,29	17,06
M+DE		107,01	2,63	1205,37	24,77	78,47	63,34

Medias en negrilla presentan diferencias significativas al 0,05 de significancia, M=media, DE=desviación estándar, FE=frutos evaluados, PF=peso de fruto en g, PSF=peso de semilla en g por fruto, NSF=número de semillas por fruto, NFP=número de flores polinizadas, EH=eficiencia de hibridación en porcentaje, SF= porcentaje de semillas formadas con relación al promedio de semillas de los parentales de familias de medios hermanos de polinizados *Solanum quitoense*.

CONCLUSIONES

Solanum hirtum y *S. quitoense* presentan flores pentámeras típicas de las Solanáceas de la sección Lasiocarpa. Los patrones de crecimiento de las estructuras florales de las dos especies se ajustan a los modelos Lineal, de Gompertz, Logístico y de Richards y las velocidades de crecimiento de sus verticilos florales son semejantes. Los granos de polen comienzan a ser viables desde los 20 y 24 días después del estado cero en *S. hirtum* y *S. quitoense*, respectivamente, con altos porcentajes de viabilidad polínica. Desde los 24 días, el pistilo se encuentra receptivo y a los 30 días, todos los pistilos evaluados estuvieron receptivos. Con el protocolo de hibridación desarrollado en la investigación, se obtuvieron eficiencias de hibridación adecuadas y suficiente cantidad de semillas híbridas para suplir las demandas de un programa de mejoramiento de *Solanum quitoense*. Las polinizaciones de La Selva x FMH y *S. hirtum* x FMH produjeron una baja cantidad de semillas híbridas, por lo tanto, se recomienda evaluar tratamientos hormonales para mejorar el prendimiento de las hibridaciones.

BIBLIOGRAFIA CAPITULO V

Ángel-Coca, C., Nates-Parra, G., Ospina-Torres, R. y Melo, C.D. 2011. Biología floral y reproductiva de la gulupa *Passiflora edulis* Sims f. *edulis*. *Caldasia*. 33(2): 433-451. <http://www.scielo.org.co/pdf/cal/v33n2/v33n2a9.pdf>; consulta: 27/4/2020.

Barrios, L., Caetano, M., Cardoso, C.; Coppens, G., Arroyabe, A. y Olaya, C., 2005.- Caracterización del polen de especies de los géneros *Passiflora* y *Dilkea*. *Acta Agron.* 54 (3): 19-23.

Bazo, I., Espejo, R., Palomino, C., Flores, M. y Chang, M., López, C. y Mansilla, R. 2018. Estudios de biología floral, reproductiva y visitantes florales en el “loche” de lambayeque (*Cucurbita moschata* Duchesne). *Ecología Aplicada*. 17(2): 191-205. DOI: <http://dx.doi.org/10.21704/rea.v17i2.1239>

Campos, R., Flor, C. y Ospina, H.F. 1977. Cruzamiento del fríjol. Guía de estudio. Centro Internacional de Agricultura Tropical-CIAT, Cali, Colombia. 36p. http://ciat-library.ciat.cgiar.org/articulos_ciat/2015/11613.pdf; consulta: 21/04/2020.

Cruz, P., Acosta, K., Cure, J.R. y Rodríguez, D. 2007. Desarrollo y fenología del lulo *Solanum quitoense* var. *septentrionale* bajo polisombra desde siembra hasta primera fructificación. *Agronomía Colombiana*. 25(2): 288-298. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/agrocol/article/view/14132/14887>; consulta: 27/4/2020.

Cubero, J.I. 2003. Introducción a la mejora vegetal. 2da. Edición. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid. 567p.

Grisales, N., Orozco, L., Trillo, O. y Cotes, J. 2009. Manual técnico para realizar cruzamientos dirigidos en Uchuva (*P. peruviana*. L). Grupo de Mejoramiento de Frutales Andinos y Tropicales. Universidad Nacional de Colombia; Medellín, Colombia. 19p. <https://docplayer.es/73789486-Manual-tecnico-para-realizar-cruzamientos-dirigidos-en-uchuva-physalis-peruviana-l.html>; 20/4/2020.

García, A. y Guardiola, J.L. 2008. Capítulo 5: Transporte en el floema. Pp 81-102. En: Azcón-Bieto, J. y Talón, M. (Coordinadores). *Fundamentos de fisiología vegetal*. 2ª. edición. McGraw-Hill Interamericana, España. 669p. <http://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/FundamentosdeFisiologiaVegetal2008Azcon..pdf>; consulta: 20/4/2020.

Chamorro, J.G. 2013. Metodología para la hibridación de arveja: Hibridación por emasculación en *Pisum sativum* L. <https://pisum-sativum8.webnode.es/hibridacion-en-arveja-/metodologia-para-la-hibridacion-de-arveja-/>; consulta: 20/4/2020.

- Di Benedetto, A. y Tognetti, J. 2016. Técnicas de análisis de crecimiento de plantas: Su aplicación a cultivos intensivos. RIA (Argentina). 42(3): 258-282. <http://ri.agro.uba.ar/files/download/articulo/2016dibenedetto.pdf>; consulta: 25/4/2020.
- Dumroese, R.K., Jacobs, D.F. y Wilkinson, K.M. 2012. Fases de cultivo: Establecimiento y crecimiento rápido. https://www.fs.fed.us/rm/pubs_other/rmrs_2012_dumroese_k004.pdf; consulta: 26/4/2020.
- Corvalán, P. y Hernández, J. 2009. 2.4. Modelos de crecimiento. En: U de Chile. Apuntes de dendrometría. 4p. https://www.u-cursos.cl/forestal/2009/2/EF024/1/material_docente/bajar?id_material=481436; consulta: 26/4/2020.
- Espitia, M., Vallejo, F. y Baena, D. 2005. Correlaciones fenotípicas, genéticas y ambientales en *Cucúrbita moschata* Duch Ex Poir. Acta Agronómica. 54(1):1-9. https://revistas.unal.edu.co/index.php/acta_agronomica/article/download/102/222; consulta: 25/4/2020.
- Fando, R.A. 2008. The unknown about a well-known biologist. Her. Russ. Acad. Sci. 78, 160–172. <https://doi.org/10.1134/S101933160802007X>
- Franco, G., Bernal, J., Giraldo, J.M., Tamayo, P.J., Castaño, O., Tamayo, A., Gallego, J.L., Botero, M.J., Rodríguez, J.E., Guevara, N. de J., Morales, J.E., Londoño, M., Ríos, G., Rodríguez, J.L., Cardona, J.H., Zuleta, J., Castaño, J. y Ramírez, M.C. 2002. El Cultivo del Lulo: Manual técnico. Asohofrucol, Corpoica, Manizales. 103 p.
- Friedrich, P., Polci, P. 2004. Biotecnología y Mejoramiento Vegetal. Hibridación Somática, capítulo II. Ediciones Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria INTA. ARGEN-BIO - Consejo Argentino para la Información y el Desarrollo de la Biotecnología. 197 p.
- Heiser, Ch. 1972. The relationships of the naranjilla, *Solanum quitoense*. Biotropica. 4: 77-84.
- Heiser, C. 1985. Ethnobotany of the Naranjilla (*Solanum quitoense*) and its Relative. Economic Botany. 39(1): 4-11.
- Hyams, D. 2018. CurveExpert Professional Documentation. Release 2.6.5. 213p. https://docs.curveexpert.net/curveexpert/pro/_static/CurveExpertPro.pdf; consulta: 25/4/2020.
- Lagos, T.C., Criollo, H., Paredes, O., Mora, A. y Vallejo, F. 2005. Estudio de la biología floral de la uchuva (*Physalis peruviana* L.). Revista de Ciencias Agrícolas. 22(1, 2): 34-49. <https://revistas.udenar.edu.co/index.php/rfaca/article/view/507>; consulta: 23/4/2020
- Lagos, T.C., Vallejo, F.A., Criollo, H. y Muñoz, J.E. 2008. Biología reproductiva de la uchuva. ACTA AGRON (Palmira). 57 (2): 81-87.

- Lagos B., T.C., Bacca, T., Herrera P., D.M. y Delgado T., J.L. 2015. Biología reproductiva y polinización artificial del tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* (Cav.) Sendt). Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas. 19 (1): 60-73. DOI: 10.17151/bccm.2015.19.2.3
- Lallana, V. y Lallana, M. del C. 2004. Unidad Temática 7: Crecimiento. Cátedra de fisiología vegetal. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional de Entre Ríos. 21p. http://www.fca.uner.edu.ar/files/academica/deptos/catedras/WEBFV_2010/mat_did/UT7.pdf; consulta: 27/4/2020.
- Rojas-Lara, P.C., Pérez-Grajales, M., Colinas-León, M.T.B., Sahagún-Castellanos, J. y Avitia-García, E. 2008. Modelos matemáticos para estimar el crecimiento del fruto de chile manzano (*Capsicum pubescens* R y P). Revista Chapingo Serie Horticultura 14(3): 289-294. DOI: 10.5154/r.rchsh.2007.08.041, <https://www.researchgate.net/publication/306276146>; consulta: 25/4/2020.
- Poggio, L. y Naranjo, C. 2018. II.-Capítulo 5: Citogenética. Universidad de Buenos Aires. Pp. 69-79. https://www.researchgate.net/publication/324219124_II-Capitulo_5_Citogenetica; consulta: 8/4/2020.
- Quinzo, A. y Guzmán, M. 2010. Caracterización de Flores Silvestres en el Bosque y Área Aledaña a Sacha Wiwua. Guasaganda, La Mana. Trabajo de Grado Ingeniero Agropecuario. Facultad de Ingeniería en Mecánica y Ciencias de la Producción. Escuela Superior Politécnica del Litoral. Guayaquil, Ecuador. https://www.researchgate.net/publication/44841728_Caracterizacion_de_Flores_Silvestres_en_el_Bosque_y_Area_Aledana_a_Sacha_Wiwua_Guasaganda_La_Mana; consulta: 20/4/2020.
- Rendón, J.S., Ocampo, J. y Urrea, R. 2013. Estudio sobre polinización y biología floral en *Passiflora edulis* f. *edulis* Sims, como base para el premejoramiento genético. Acta Agron. 62(3): 232-241. https://revistas.unal.edu.co/index.php/acta_agronomica/article/view/32202/44230; consulta: 21/4/2020.
- SAS Institute. 2013. Base SAS® 9.4 Procedures Guide: Statistical Procedures. Second edition. SAS Institute Inc. Cary, NC, USA. 550 p.
- UNNE. 2020. Crecimiento: Generalidades. En: Fisiología-48. <http://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Crecimiento.pdf>; consulta: 27/4/2020.
- Singh, R.J. 2003. Plant Cytogenetics. 2nd ed. CRC Press LLC, Boca Ratón, Florida. 463p.
- Villegas, D., Valbuena, N. y Milla, M. 2019. Evaluación de modelos aplicados a la producción de materia seca de *Brachiaria brizantha* en el periodo lluvioso Rev. Cienc. Agr. 36(1): 33-45. DOI: <http://dx.doi.org/10.22267/rcia.193601.96>
- Vivar, E. y Pinchinat, M. 1970. Viability of seed from interspecific crosses with naranjilla *Solanum quitoense*. Crop Science. 10: 450-452.

CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA DE 50 FAMILIAS DE MEDIOS HERMANOS DE LULO *Solanum quitoense* Lam.

MORPHOLOGICAL CHARACTERIZATION OF 50 HALF SIBS FAMILIES FROM LULO *Solanum quitoense* Lam.

DAVID DUARTE-ALVARADO¹; LIZ K LAGOS-SANTANDER²; TULIO CÉSAR LAGOS-BURBANO³

¹ Ing. Agrónomo, M.Sc. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: david890223@hotmail.com; <https://orcid.org/0000-0002-8896-3594>; ² Ing. Agrónoma, M.Sc., candidata a Dr. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: lklagos@unal.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9932-0909>; ³ Ing. Agrónomo, Dr. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA. San Juan de Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: tclagosb@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

RESUMEN

La caracterización de los recursos fitogenéticos es de gran importancia en el manejo y uso de los mismos, permite conocer la potencialidad de los caracteres agronómicos presentes en una colección de germoplasma o de trabajo. El objetivo fue caracterizar morfológicamente 50 familias de medios hermanos de lulo, *Solanum quitoense* (FMH) de la colección de trabajo del Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos de la Universidad de Nariño. Se consideraron 20 variables cuantitativas, de las cuales se seleccionaron nueve por su coeficiente de variación (>20%), que correspondieron a días a cosecha (DAC), pérdidas por *Neoleucinodes elegantalis* (PNEO), rendimiento (RTO), peso, dureza, espesor interno (Ein), espesor externo, contenido de jugo y peso de semilla seca del fruto. Las FMH se sembraron en cuatro localidades del departamento de Nariño, bajo el diseño de Bloques Completos

al Azar con cuatro repeticiones. Las variables se sometieron al Análisis de Componentes Principales (ACP) y de Clasificación Jerárquica. Los dos primeros componentes principales explicaron el 93% de la varianza total. El análisis de clasificación permitió establecer cinco grupos, el primer grupo presentó mayor susceptibilidad a *N. elegantalis*; el segundo grupo se caracterizó por obtener el promedio más alto de RTO; el tercer grupo por obtener el mayor promedio de DAC; el cuatro grupo mostró el promedio más alto de (Ein) y el quinto grupo presentó menor DAC y PNEO. Se destacan Y1113 con un RTO de 9,99 t.ha⁻¹ y Y2432 con un PF de 87,76 g, las cuales pueden ser útiles en programas de fitomejoramiento.

Palabras clave: descriptores, análisis de clasificación, análisis de componentes principales, varianza, grupos.

ABSTRACT

The characterization of plant genetic resources is of great importance in the management and use of them, it allows us to know the potential of the agronomic descriptors present in a germplasm or work collection. The objective was to morphologically characterize 50 families of half siblings of lulo, *Solanum quitoense* (FHS) from the work collection of the research group on Andean Fruit Production at the University of Nariño. Twenty quantitative traits were considered, of which nine were selected for their coefficient of variation (> 20%), which corresponded to days at harvest (DAH), losses due to *Neolucinodes elegantalis* (LNEO), yield, weight, hardness, internal thickness, external thickness (ET), juice content and dry seed weight of the fruit. The FHS were planted in four locations in the department of Nariño, under the design of Complete Random Blocks with four repetitions. The traits were subjected to Principal Component Analysis (PCA) and Hierarchical Classification. The first two main principal components explain 93% of the total variance. The classification analysis allowed establishing five groups, the first group showed greater susceptibility to *N. elegantalis*; the second group was characterized by obtaining the highest average RTO; the third group for obtaining the highest DAH average; the four group presented the highest average of ET and the fifth group presented the lowest DAC and PNEO. Y1113 with an RTO of 9.99 t.ha⁻¹ and Y2432 with a PF of 87.76 g stand out, which can be useful in plant breeding programs.

Keywords: descriptors, classification analysis, principal component analysis, variance, groups.

INTRODUCCIÓN

A nivel nacional, el cultivo de lulo representa una fuente de ingresos importante para productores de diferentes departamentos como Huila, Valle del Cauca, Antioquia y Nariño, con un incremento en el área sembrada desde el año 2010 al 2018 de 25,3% (1781,65 ha) y un incremento en la producción del 50,7% (29959,26t) (MADR, 2018). Sin embargo, existen muchas limitantes a nivel de campo causadas por problemas de tipo biótico como enfermedades causadas por *Fusarium oxysporum*, *Meloidogyne incognita* y *Neoleucionodes elegantalis* que generan una reducción en el rendimiento y en muchas ocasiones la deserción del cultivo (Riascos *et al.*, 2012).

Según Cárdenas (2009), la falta de aprovechamiento de los recursos genéticos de la especie ha reducido los planes de contingencia para manejo de los problemas de índole fitosanitario, los cuales deben ser duraderos y dinámicos, con el fin de alcanzar un nivel de calidad y consistencia en el producto final para satisfacer la demanda creciente del cultivo. Por lo tanto, es necesario avanzar con investigaciones encaminadas a generar nueva variabilidad dentro de la especie y evaluar diferentes genotipos que puedan considerarse promisorios en cuanto a su potencial de rendimiento, resistencia o tolerancia a enfermedades y propiedades organolépticas.

Algunas investigaciones se han enfocado en la evaluación de colecciones de trabajo para responder a las necesidades del mercado actual y mitigar el daño causado por problemas fitosanitarios, como las realizadas por Borja (2010), Jurado *et al.* (2013) y Lagos *et al.* (2015), quienes identificaron materiales genéticos con características superiores en cuanto a producción y rendimiento, los cuales serían una alternativa para mejorar la productividad y competitividad del cultivo de lulo. Arizala *et al.* (2011), Salazar y Betancourth (2017) enfocaron sus estudios a la búsqueda de genotipos con características de buen comportamiento ante el daño del nematodo formador de nódulos o agallas en las raíces *Meloidogyne* spp. y al uso de injertos con especies silvestres como alternativa de manejo de *Fusarium oxysporum*.

Otras investigaciones, se enfocaron en estudiar la diversidad genética de la especie, utilizando descriptores morfológicos, isoenzimáticos o marcadores moleculares (Fory, 2005; Lobo *et al.*, 2007; Cárdenas, 2009; Riascos *et al.*, 2012), los cuales son de vital importancia para trabajos de mejoramiento dado que pretenden, además de caracterizar, mostrar atributos que permitan diferenciar o relacionar los genotipos evaluados con base en variables cualitativas o cuantitativas de alta heredabilidad (Checa *et al.*, 2011).

Con base en lo anterior, la caracterización de nuevas colecciones de trabajo es fundamental para la búsqueda de genotipos con buen potencial de rendimiento, calidad de fruta y resistencia a enfermedades, siendo este el objetivo de esta investigación, caracterizar morfológicamente 50 familias de medios hermanos de lulo (FMH), bajo condiciones de la región natural Andina del departamento de Nariño.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización. Esta investigación se realizó bajo condiciones de la región Andina del departamento de Nariño, en cuatro localidades ubicadas en los municipios de La Unión, San Pedro de Cartago, Arboleda y Tangua, entre los 1.700 a 2.100 msnm, con temperaturas promedio que oscilan entre los 13 y 19°C y una humedad relativa entre los 65 y 76%.

Material vegetal. El material vegetal que se utilizó correspondió a 50 familias de medios hermanos (FMH) pertenecientes a la colección de trabajo bajo el esquema de Selección Recurrente, las cuales fueron generadas por el Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos (GPFA) de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad de Nariño. En la Tabla 6.1., se muestra el pedigrí de las 50 FMH.

Diseño experimental. Las 50 FMH de lulo se sembraron en cuatro ensayos. Cada ensayo se estableció bajo un diseño de Bloques Completos al Azar, con tres repeticiones, tomando las familias como tratamientos. Cada parcela experimental estuvo conformada por cinco plantas, sembradas a una distancia entre ellas de 2,5 m y de 3,0 m entre surcos. El área de la parcela experimental fue de 37,5 m² y el área de la parcela útil de 30 m².

Tabla 6.1. Pedigrí de 50 familias de medios hermanos de lulo *Solanum quitoense* Lam.

FMH	Pedigrí	FMH	Pedigrí	FMH	Pedigrí	FMH	Pedigrí	FMH	Pedigrí
1	Y1113	11	Y3142	21	Y7442	30	Y10412	41	Y(2)13
2	Y1242	12	Y3441	22	Y8111	31	Y(1)23	42	Y(2)113
3	Y1342	13	Y4232	23	Y8222	33	Y(1)31	43	Y(2)125
4	Y1442	14	Y4412	24	Y8311	34	Y(1)34	44	Y(2)21
5	Y1512	15	Y5231	25	Y8523	35	Y(1)315	45	Y(2)22
6	Y2132	16	Y5312	26	M005	36	Y(1)517	46	Y(2)31
7	Y2221	17	Y6232	27	Y9422	37	Y(1)2221	47	Y(2)32
8	Y2311	18	M001	28	Y10122	38	Y(1)3019	48	Y(2)71
9	Y2313	19	M002	29	Y10232	39	Y(1)3119	49	Y(2)81
10	Y2432	20	M004	30	Y10331	40	Y(1)3120	50	Y(2)1117

Variables evaluadas

Días a cosecha (DAC). Son los días desde la poda de formación hasta que el 50% de la parcela experimental exhibieron, por lo menos, un fruto completamente maduro.

Pérdidas por *Neoleucinodes elegantalis* (PNEO). Las PNEO se calcularon con base en el conteo, en cada cosecha, de frutos caídos afectados por la plaga para expresarla en porcentaje.

Peso de fruto (PF). Se tomaron diez frutos. Se registró su peso y se calculó el PF promedio en g por genotipo.

Eje polar (EP) y diámetro ecuatorial (EP) del fruto. Se tomaron diez frutos para medir con un calibrador el EP y el DE del fruto. Se calculó el promedio y se expresó en cm.

Espesor interno (Ein) y Externo (EEX) del fruto. Sobre el pericarpio del fruto, se hicieron las mediciones tanto del Ein y el EEX con un calibrador y la medición se expresó en cm.

Rendimiento (RTO). El RTO en t.ha⁻¹ se determinó con base en el peso de los frutos cosechados de la parcela útil (tres plantas centrales)

durante seis meses de la fase productiva, haciendo la recolección de frutos en estado de maduración tres (ICONTEC, 2002).

Sólidos solubles totales (SST). En el jugo obtenido de diez frutos de cada colecta, se determinaron los SST en grados Brix (°Bx) utilizando un refractómetro Atago 1221. Posteriormente, se hizo la corrección de los SST con la acidez titulable a través de la fórmula: $SSTc = 0,194 \times AC + SST$ (ICONTEC, 2002).

Acidez titulable (AC). La AC se calculó con base en la metodología de titulación con NaOH a una concentración de 0,1N y fenolftaleína como indicador. Se emplearon 2 ml de jugo de lulo filtrado, que se tituló hasta que el indicador cambio de color (ICONTEC, 2002). Para el caso del lulo se expresa en porcentaje de ácido cítrico, mediante la siguiente ecuación:

$$AC = \left(\frac{V_1}{V_2} \times N \right) \times K \times 100$$

Donde: AC = ácido cítrico en porcentaje, V_1 = volumen de NaOH consumido (ml), V_2 = volumen de la muestra (2 ml), K= peso equivalente del ácido cítrico (0,064 g/meq) y N= normalidad del NaOH (0,1 meq/ml).

Índice de madurez (IM). Es la relación entre los SST y la acidez titulable.

pH. Se tomaron cinco frutos, a los cuales se les extrajo el jugo para medir el pH con ayuda de un pH-metro marca LabNet 15443.

Peso de pulpa más semilla (PPS). De forma manual se extrajo la pulpa y semilla de cada fruto para pesarla y expresarla en gramos.

Peso de semilla (PS). De cada fruto recolectado y de forma manual se extrajo la semilla para posteriormente pesarla y expresarla en gramos.

Contenido de jugo (CJ). De cada fruto recolectado se extrajo el jugo y se cuantificó en mililitros.

Peso de semilla seca (PSECA). La semilla de cada fruto se sometió a un proceso de secado a temperatura ambiente durante siete días para pesarla y expresarla en gramos.

Peso 1000 semillas (PMS). Se hizo el conteo de 1000 semillas secas de los frutos recolectados para pesarla y expresarla en gramos.

Análisis de la información. Los datos obtenidos de cada variable se sometieron al Análisis Componentes Principales, que transforma las variables cuantitativas en un conjunto de variables no correlacionadas llamadas componentes principales (CP) (Franco e Hidalgo, 2003). Una vez obtenidos los CP, para su análisis, se seleccionaron aquellos que presentaron valores propios superiores a uno, los cuales explican la mayor variabilidad de la población estudiada, y acorde con los valores de los vectores propios, permiten definir las contribuciones absolutas de los diferentes descriptores a la conformación de cada uno de los CP seleccionados. Para el Análisis de Clasificación, se utilizó el método Jerárquico bajo el criterio de Ward, el cual garantiza la obtención de clases, donde la máxima inercia o variabilidad se da a nivel interclase y la mínima inercia u homogeneidad intraclases (De la Fuente, 2011). Los grupos definidos se representaron en un dendrograma. Además, se realizó el Análisis de Correlación de Pearson entre las variables evaluadas a través del software estadístico SAS versión 9.4 (SAS, 1998).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Análisis de Componentes Principales (ACP). De las 20 variables cuantitativas evaluadas en el experimento se seleccionaron nueve para el ACP, las cuales presentaron un coeficiente de variación menor a 20%. Otro criterio de escogencia de las variables que se ingresaron en el ACP fue la prioridad entre pares de variables correlacionadas significativamente. Las variables descartadas corresponden a DP, DE, SST, AC, IM, pH, PPS, PS y PSM, las cuales son de tipo cuantitativo y según Lobo (2006) y Riascos *et al.* (2012), debido al proceso de domesticación puede generarse uniformidad genética y escasa variación, lo cual disminuye su contribución en un análisis de esta categoría.

Las nueve variables relacionadas con el rendimiento y el fruto, indican que los dos primeros componentes principales (CP) explicaron el 93% de la varianza total. El primer componente (CP1) explicó el 81% de la varianza total y estuvo formado principalmente por las variables PF, DU, Ein, EEX, CJ y PSECA, relacionadas con características físicas

del fruto y con valores de correlación variable-factor (r_{v-f}) que oscilan entre 0,178 y 0,565. El segundo componente (CP2) explicó el 13% de la varianza total y está conformado por las variables DAC, PNEO y RTO, relacionadas con el potencial productivo de las plantas y con valores r_{v-f} que oscilan entre -0,477 a 0,649 (Tabla 6.2).

El ACP (Tabla 6.2) muestra que las características físicas del fruto son la que concentran el mayor aporte a la variabilidad total, como son las variables PF y CJ (0,565 y 0,510, respectivamente) en el CP1, lo que concuerda con lo reportado por Lobo *et al.* (2007), quienes afirman que los atributos del fruto presentan una contribución importante a la diversidad total evaluada de la colección colombiana de lulo y especies de la sección *Lasiocarpa*. En el CP2, se observa una contribución importante de la variable PNEO con un valor negativo de -0,477. Esta variable es de vital importancia al momento de determinar el potencial productivo del cultivo, dado que afecta de manera directa el rendimiento y ocasiona pérdidas económicas de gran importancia para los productores (Díaz y Brochero, 2012).

Tabla 6.2. Análisis de Componentes Principales (ACP) para nueve variables relacionadas con rendimiento y características del fruto en 50 FMH de lulo *Solanum quitoense* Lam.

Variable	Descripción Variable	Componente Principal (CP)	
		1	2
DAC	Días a Cosecha	-0,069	0,423
PNEO	Perdida por <i>N. elegantalis</i>	-0,093	-0,477
RTO	Rendimiento	0,068	0,649
PF	Peso de fruto	0,565	0,066
DU	Dureza de fruto	0,373	-0,065
Ein	Espesor interno de fruto	0,178	-0,345
EEX	Espesor externo de fruto	0,393	-0,178
CJ	Contenido de jugo	0,510	0,063
PSECA	Peso de semilla seca	0,277	0,096
Autovalor		573,49	88,55
PVCP		0,81	0,13
VAC		0,81	0,93

PVCP = proporción de la varianza del componente principal, VAC = varianza acumulada.

Análisis de Clasificación. A una distancia del 0,05, el dendrograma del Análisis de Clasificación Jerárquica generado a partir del ACP, permitió dividir a las 50 FMH de lulo *Solanum quitoense* en cinco grupos (Figura 6.1). El primer grupo formado por 16 FMH representa el 33,33% de la población estudiada (Tabla 6.3), que corresponden a M001, M004, M005, Y(1)2221, Y(1)23, Y(1)3119, Y(2)1117, Y(2)125, Y(2)21, Y(2)22, Y(2)31, Y1442, Y1512, Y3441, Y8222 y Y8311. Este grupo se destaca por presentar mayor susceptibilidad a *N. elegantalis* (PNEO de 22,5%) y por ende un menor RTO (5,12 t.ha⁻¹), en comparación a la media general de 5,65 t.ha⁻¹. Otra variable que aporta a la formación de este grupo es el CJ, con un promedio por debajo de la media general de 72,33 ml (Tabla 6.4). En este grupo, se destacan las FMH Y(2)31, Y3441 y Y8222, con rendimientos que oscilan entre los 6,0 y 6,44 t.ha⁻¹, las cuales superan a la media general y al promedio del departamento de Nariño de 5,48 t.ha⁻¹ (MADR, 2018).

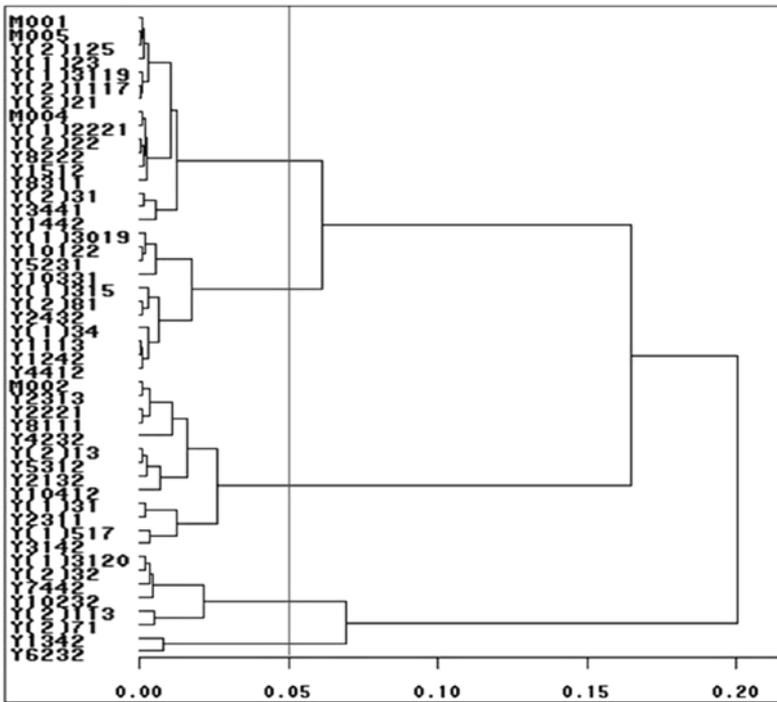


Figura 6.1. Dendrograma de 50 FMH de lulo *Solanum quitoense* Lam., con base en el Análisis de Componentes Principales de nueve variables cuantitativas evaluadas.

El segundo grupo está conformado por 11 FMH que corresponde al 22,92% de la población y se caracteriza por tener el mayor promedio de RTO (6,24 t.ha⁻¹), superando estadísticamente a la media general y al promedio departamental (Tabla 6.3). También se caracteriza por exhibir el mayor PF con 80,57 g, que es estadísticamente superior a la media general de 72,39 g. Se destacan las FMH, Y1113 con un RTO de 9,99 t.ha⁻¹ y Y2432 con un PF de 87,76 g. Otras variables que aportan a la conformación del grupo fueron DU, CJ y PSECA con promedios de 4,26 lb.cm², 83,16 ml y 3,1 g, en su orden, las cuales son estadísticamente superiores a la media general para cada variable (Tabla 6.4). Los promedios de PF para este grupo, se encuentran dentro del calibre 35 a 30 para su comercialización según la NTC5093, que establece los requisitos que debe cumplir el lulo de Castilla destinado para consumo en fresco o como materia prima para la agroindustria (ICONTEC, 2002), además, superan los promedios de PF encontrados por Álvarez *et al.* (2016), quienes evaluaron una colección de lulo con valores que oscilaron entre 52,68 y 80,88 g. Este grupo es una alternativa para los procesos de selección y de mejoramiento genético de lulo enfocado a incrementar los atributos agronómicos y organolépticos.

Tabla 6.3. Distribución de 50 FMH de lulo *Solanum quitoense* Lam. en cada uno de los cinco grupos conformados de acuerdo con el Análisis de Clasificación.

Grupo	Número	%	FMH
1	16	33,33	M001, M004, M005, Y(1)2221, Y(1)23, Y(1)3119, Y(2)1117, Y(2)125, Y(2)21, Y(2)22, Y(2)31, Y1442, Y1512, Y3441, Y8222, Y8311
2	11	22,92	Y(1)3019, Y(1)315, Y(1)34, Y(2)81, Y10122, Y10331, Y1113, Y1242, Y2432, Y4412, Y5231
3	13	27,08	M002, Y(1)31, Y(1)517, Y(2)13, Y10412, Y2132, Y2221, Y2311, Y2313, Y3142, Y4232, Y5312, Y8111
4	6	12,50	Y(1)3120, Y(2)113, Y(2)32, Y(2)71, Y10232, Y7442
5	4	8,33	Y1342, Y6232, Y8523, Y9422

El tercer grupo está conformado por 13 FMH, que corresponde al 27,08% de la población evaluada. En este grupo se encuentran las FMH M002, Y(1)31, Y(1)517, Y(2)13, Y10412, Y2132, Y2221, Y2311, Y2313,

Y3142, Y4232, Y5312 y Y8111 (Tabla 6.3). Se destacó por presentar un DAC (357,04 días) estadísticamente superior al promedio general (332,25 días), indicando que este grupo presenta un ciclo vegetativo más tardío bajo las condiciones ambientales evaluadas. Otra variable que aporta a la formación de este grupo es EEX, con un promedio de 0,07 cm, menor a la media general (0,08 cm).

El cuarto grupo lo satisfacen seis FMH, que son Y(1)3120, Y(2)113, Y(2)32, Y(2)71, Y10232 y Y7442, que forman el 12,5% de la población evaluada (Tabla 6.3). Este grupo, se caracteriza por presentar el promedio estadísticamente más alto del Ein con 6,69 cm en comparación con la media general de 4,98 cm (Tabla 6.4).

Tabla 6.4. Descripción de los cinco grupos según nueve variables relacionadas con rendimiento y el fruto en FMH de lulo *Solanum quitoense*.

Variables características	Media de Clúster	Desviación Estándar	Media General	Desviación General
Clúster 1/5	N = 16			
PNEO	22,50	3,93	20,55	4,75
RTO	5,12	1,02	5,65	1,31
CJ	72,33	4,36	77,07	7,45
Clúster 2/5	N = 11			
RTO	6,24	1,52	5,65	1,31
PF	80,57	3,48	72,39	7,21
DU	4,26	0,51	3,71	0,75
CJ	83,16	4,17	77,07	7,45
PSECA	3,10	0,70	2,91	0,68
Clúster 3/5	N = 13			
DAC	357,04	8,75	332,25	23,93
EEX	0,07	0,01	0,08	0,02
Clúster 4/5	N = 6			
EI	6,69	4,83	4,98	1,72
Clúster 4/5	N = 4			
DAC	261,84	6,34	332,25	23,93
PNEO	15,60	4,67	20,55	4,75
DU	3,25	0,27	3,71	0,75
PSECA	2,64	0,64	2,91	0,68

Por último, el grupo quinto está conformado por cuatro FMH (Y1342, Y6232, Y8523 y Y9422) con un porcentaje del 8,33% de la población evaluada (Tabla 6.3). Este grupo obtuvo el menor promedio de DAC (261,84 días), destacándose la FMH Y6232 por su precocidad con 257,35 DAC. Otra variable de interés para la formación de este grupo corresponde a PNEO, con el menor promedio entre los grupos (15,60%) y con una disminución del 4,95% con respecto a la media general. Para esta variable, la FMH Y1342 obtuvo el promedio más bajo con 12,3%. Según Narváz et al. (2014), *N. elegantalís* es la plaga de mayor impacto económico y ambiental en el cultivo, por lo tanto, buscar genotipos de lulo con características de resistencia a esta plaga se torna fundamental al momento de establecer procesos de mejoramiento genético en la especie, como la variedad La Selva reportada como resistente por Bernal et al. (1998).

De igual forma, la variable DU aporta a la formación del grupo quinto, con el promedio más bajo (3,25 lb.cm²) en comparación a la media general (3,71 lb.cm²). Esta variable es fundamental al momento de determinar la duración del fruto en anaquel o la resistencia al daño que puede generarse durante la comercialización, sin embargo, puede estar sujeta al grado de madurez de la fruta o a condiciones ambientales, además, se debe considerar al momento de escoger el mercado y las normas de calidad que este exige (Ciro et al., 2007). Por último, la variable PSECA aporta para la formación del grupo quinto, con el menor promedio (2,64 g) en comparación con la media general (2,91 g), destacándose la FMH Y1342 con una media de 2,18 g.

CONCLUSIONES

Las variables derivadas de características físicas del fruto como peso, dureza, espesor interno y externo, contenido de jugo y peso de semilla seca, fueron las que aportaron en mayor medida a la variabilidad total. El Análisis de Clasificación Jerárquica permitió determinar cinco grupos con una contribución de variables relacionadas con las características físicas del fruto y diferenciadas por las pérdidas por *N. elegantalís* y el rendimiento. Las familias de medios hermanos Y1113 y Y2432 presentaron los promedios más altos en cuanto a rendimiento y peso de fruto, por lo tanto, se recomienda su uso en programas de mejoramiento.

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO VI

Arizala, M.A., Monsalvo, C., Betancourth, C., Salazar, C. y Lagos, T.C. 2011. Evaluación de Solanáceas silvestres como patrones de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y su reacción a *Fusarium* sp. Rev. Cienc. Agríc. 28(1): 147-160.

Bernal, J., Londoño, M., Franco, G. y Lobo, M. 1998. Lulo La Selva ICA Corpoica: primer material de lulo mejorado para Colombia. Plegable divulgativo. Rionegro, Antioquia, Corpoica. 8p. https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/20497/39918_24467.pdf?sequence=1&isAllowed=y; consulta: 26/03/2020.

Borja, L. 2010. Evaluación agronómica de materiales de lulo *Solanum* sp., frutal de alto potencial para zonas tropicales. Trabajo de grado para optar al título de Magister en Ciencias Agrarias, énfasis en Fitomejoramiento. Universidad Nacional de Colombia, Palmira. 89 p.

Cárdenas, Z. 2009. Identificación de híbridos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.) mediante el uso marcadores CosII. Tesis de Maestría. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá. 101p.

Checa, O., Rosero, E. y Eraso, I. 2011. Colección y Caracterización Morfoagronómica del Subgénero Tacsonia en la zona andina del departamento de Nariño, Colombia. Revista Facultad Nacional de Agronomía. Medellín. 64(1): 5893- 5907.

Ciro, H., Buitrago, O. y Pérez, S. 2007. Estudio preliminar de la resistencia mecánica a la fractura y fuerza de firmeza para fruta de uchuva (*Physalis peruviana* L.). Rev. Fac. Nal.Agr. 60(1): 3895-3796.

Díaz, A. y Brochero, H. 2012. Parasitoides asociados al perforador del fruto de las solanáceas *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae) en Colombia. Revista Colombiana de Entomología. 38 (1): p. 50-57.

De la Fuente, S. 2011. Análisis conglomerados. Madrid, Universidad Autónoma, Facultad de Ciencias Económicas y Empresariales. UAM. 83p. http://www.estadistica.net/Master-Econometria/Análisis_Cluster.pdf; consulta: 5/05/2020.

Franco, T.L. e Hidalgo, R. (eds.). 2003. Análisis estadístico de datos de caracterización morfológica de recursos fitogenéticos. Boletín técnico No. 8. Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos (IPGRI), Cali, Colombia. 89 p.

Icontec. Instituto Colombiano de Normas Técnicas. 2002. Frutas frescas: Lulo de Castilla. Bogotá, Icontec. 19 p.

Jurado, J., Pérez, I. Lagos, T.C. y Benavides, C. 2013. Comportamiento agronómico de injertos de lulo de Castilla (*Solanum quitoense* Lam.) en patrones de *Solanum* sp. Rev. Cienc. Agríc. 30(1): 54-64.

Lagos, T.C., Apráez, J., Lagos, L.K. y Duarte, D. 2015. Comportamiento de 50 familias de medios hermanos de *Solanum quitoense* Lam. bajo selección recurrente. Temas Agrarios. 20(2): 19-29.

Lobo, M. 2006. Recursos genéticos y mejoramiento de frutales andinos, una visión conceptual. Revista Corpoica-Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 7(2):40-45.

Lobo, A.M., Medina, C.I., Delgado, P.A. y Bermeo, G.A. 2007. Variabilidad morfológica de la colección colombiana de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y especies relacionadas de la sección Lasiocarpa. Revista de la Facultad Nacional de Agronomía, Medellín. 60(2): 39393-3964.

MADR. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. 2018. Red de información y comunicación del sector agropecuario Colombia. <http://www.agronet.gov.co/www/html3b/ReportesAjax/VerReporte.aspx>; consulta: 31/03/2020.

Narváez-Martínez, E.C., Torop, H.A., León-Guevara, J.A., y Bacca, T. 2014. Evaluación de soluciones homeopáticas para controlar *Neoleucinodes elegantalis* Guenée (Lepidoptera: Crambidae) en cultivo de lulo. Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial. 12(1): 115-123.

Riascos, M., Santacruz, A., Lagos, T.C, Checa, O. 2012. Caracterización morfológica de 39 genotipos de la colección de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) de la Universidad de Nariño. Revista de Ciencias Agrícolas. 29(1): 57-69.

Salazar-González, C. y Betacourth-García, C. 2017. Reacción de genotipos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) a *Meloidogyne* spp. en condiciones de campo. Corpoica Cienc Tecnol Agropecuaria, Mosquera (Colombia). 18(2): 295-306. DOI: http://dx.doi.org/10.21930/rcta.vol18_num2_art:629

DIVERSIDAD GENÉTICA DE 50 FAMILIAS DE MEDIOS HERMANOS DE LULO *Solanum quitoense* Lam.

GENETIC DIVERSITY OF 50 HALF SIBS FAMILIES FROM LULO *Solanum quitoense* Lam.

**LIZ K LAGOS-SANTANDER¹; DAVID DUARTE-ALVARADO²;
TULIO CÉSAR LAGOS-BURBANO³**

¹ Ing. Agrónoma, M.Sc., candidata a Ph.D. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: lklagoss@unal.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9932-0909>; ² Ing. Agrónomo, M.Sc. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: david890223@hotmail.com; <https://orcid.org/0000-0002-8896-3594>; ³ Ing. Agrónomo. Ph.D. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA. San Juan de Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: tclagosb@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

RESUMEN

En los programas de fitomejoramiento, es necesario contar con un nivel de variabilidad genética adecuada para los procesos de Selección Recurrente, por lo tanto, dada la importancia que tiene el conocer el grado de diversidad genética de las colecciones de trabajo, el objetivo de este trabajo fue evaluar la diversidad genética de 50 familias de medios hermanos de lulo (*Solanum quitoense* Lam). Se utilizaron siete marcadores RAMs (Random Amplified Microsatelites), los cuales produjeron 73 loci polimórficos con pesos entre 100 y 3000pb. El porcentaje de loci polimórficos osciló entre 35,70% para CCA, 89,4% para TG y 50% para GT. La heterosis promedia insesgada (He) osciló entre 0,14 para CCA y 0,40 para CT. Dado que CT fue el de más alto valor de He, es útil para obtener mayor discriminación entre las FMH de lulo. En

los restantes, la He osciló entre 0,14 y 0,24. Según el coeficiente de similitud de Dice y el análisis de clasificación mediante el algoritmo de agrupamiento UPGMA, se formaron seis grupos con una estructura genética y un valor adecuado de diversidad genética, que será la base del siguiente ciclo de selección recurrente de la población estudiada.

Palabras clave: RAMs, marcadores moleculares, heterocigosidad, varianza, análisis de clasificación, grupos.

ABSTRACT

In plant breeding programs, it is necessary to have an adequate level of genetic variability for recurrent selection processes, therefore, given the importance of knowing the degree of genetic diversity of work collections, the objective of this work was to evaluate the genetic diversity of 50 families of half sibs (FHS) of lulo (*Solanum quitoense* Lam). Seven RAMs (Random Amplified Microsatellites) markers were used, which produced 73 polymorphic loci with weights between 100 and 3000bp. The percentage of polymorphic loci ranged between 35.70% for CCA, 89.4% for TG, and 50% for GT. The average unbiased heterosis (He) ranged from 0.14 for CCA to 0.40 for CT. Since CT was the highest value of He, it is useful to obtain greater discrimination between the FMH of lulo. In the rest, the He ranged between 0.14 and 0.24. According to the Dice coefficient of similarity and the classification analysis using the UPGMA grouping algorithm, six groups were formed with a genetic structure and an adequate value of genetic diversity, which will be the basis for the next cycle of recurrent selection of the studied population.

Keywords: RAMs, molecular markers, heterozygosity, variance, classification analysis, groups.

INTRODUCCIÓN

Dentro de los esquemas de mejoramiento genético de las especies vegetales, es necesario conocer el nivel de variabilidad o diversidad genética de las colecciones de trabajo con el fin de garantizar un eficiente progreso genético, el cual está dado por la productoria del diferencial de selección, la intensidad de selección y la heredabilidad del carácter a mejorar (Espitia *et al.*, 2010). En este sentido, para estimar la diversidad genética en colecciones de trabajo de lulo, se disponen de métodos como los marcadores morfológicos, bioquímicos

y moleculares (Morillo *et al.*, 2019). La información sobre identificación, diversidad genética y relaciones entre los individuos que componen una colección de germoplasma de un cultivo es de importancia para su conservación eficiente, su mejoramiento genético y utilización de los recursos genéticos (Onamu *et al.*, 2012).

La mayor parte de los estudios comparativos y de variabilidad en muchas especies como el lulo, que es una especie en proceso de domesticación, ha sido realizada con base en descriptores morfológicos, los cuales han explicado la relación filogenética que existe entre los componentes de una colección de germoplasma. La caracterización morfológica ha sido complementada con estudios citogenéticos y caracterización molecular. La caracterización morfológica está influenciada por las condiciones ambientales y muchos de los caracteres de importancia económica sólo pueden identificarse una vez que la planta haya comenzado su producción. Esto genera grandes costos y la necesidad de mucha mano de obra, por lo tanto, el uso de marcadores proteicos y/o moleculares permiten disminuir los tiempos de caracterización (Espósito *et al.*, 2011).

El uso de descriptores morfológicos ha sido útil para caracterizar la diversidad genética de los materiales de lulo de varias colecciones de trabajo de Colombia. Lobo *et al.* (2007) categorizaron la variabilidad morfológica de la colección colombiana de lulo *Solanum quitoense*, especies relacionadas de la sección *Lasiocarpa* y entidades biológicas Solanaceae de otras secciones, como grupo externo. En este trabajo, encontraron una amplia variabilidad morfológica cualitativa y cuantitativa en las dos variedades botánicas del lulo y las otras entidades biológicas de *Lasiocarpa*. Los 58 atributos morfológicos cualitativos fueron polimórficos en este conjunto, con presencia de 73,9% del total de estados incluidos en los descriptores y 4,2 morfoalelos por variable. En el caso de *S. quitoense* 52 de los 58 caracteres cualitativos exhibieron variabilidad, con 60% de las variantes totales de la lista de descriptores y 3,4 morfoalelos por característica. Igualmente, se encontró polimorfismo considerable en *S. hirtum*, *S. pseudolulo* y potencial de utilización, en dos materiales estudiados de *S. vestissimum*. A nivel cuantitativo se determinó diversidad en todas las variables estudiadas.

Riascos *et al.* (2012) caracterizaron morfológicamente 39 genotipos de la colección de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) de la Universidad de Nariño, los cuales provenían de los departamentos de Cauca, Nariño, Valle del Cauca, Risaralda y Antioquia. Las características que más aportaron a la variabilidad encontrada fueron color morado de pecíolo, pubescencia del tallo tipo aterciopelada, color verde de pubescencia del tallo, pubescencia en hojas de color morado, presencia de espinas en el tallo y hojas. En cuanto a los atributos cualitativos, la variabilidad se concentró en mayor proporción en los descriptores relacionados con fruto y espinas.

En otro trabajo de caracterización morfológica, se consideraron 21 materiales genéticos de lulo procedentes del municipio de Pachavita, Boyacá, Colombia. En este trabajo, se utilizaron cuatro descriptores cualitativos y 18 cuantitativos, en los cuales se encontró alta variabilidad, principalmente en variables más representativas como el eje ecuatorial del fruto, eje polar del fruto, grosor de la cascara, peso de cinco frutos, peso de 100 semillas, volumen de jugo de cinco frutos y color de la pulpa (Morillo *et al.*, 2019).

Los marcadores de ADN son útiles tanto en la investigación básica, como el análisis filogenético y búsqueda de genes útiles, como en la aplicada, especialmente en el análisis de la diversidad genética y la selección asistida por marcadores moleculares (FAO, 2019) y hoy en día la selección genómica (Poland *et al.*, 2012). La diversidad entre organismos es consecuencia de las diferencias en las secuencias de ADN y de los efectos ambientales. La variación genética es notable, y cada individuo de una especie, a excepción de los gemelos monocigóticos, posee una secuencia de ADN única. Las variaciones en el ADN son mutaciones resultantes de la sustitución de un solo nucleótido (Polimorfismos de un Solo Nucleótido – SNP), inserción o delección de fragmentos de ADN de diversas longitudes (FAO, 2019).

Entre los marcadores moleculares usados para la caracterización de germoplasma de lulo están los AFLPs, los cuales fueron utilizados por Fory *et al.* (2010) para estudiar la variabilidad genética de la colección colombiana de *Solanum quitoense* Lam y especies relacionadas de la sección Lasiocarpa. Los AFLPs permitieron la separación de grupos por

especies y entre taxa de la Amazonía y de los Andes, con aislamiento de *Solanum* de otras secciones, empleados como grupo de comparación. En el estudio no fue evidente el agrupamiento de los materiales por zonas de origen e igualmente no hubo un patrón de asociación de los materiales por *septentrionale* y *quitoense* del taxón *S. quitoense*. Se observó una menor variabilidad genética en *S. quitoense* (andina) y *S. sessiliflorum* (amazónica), con relación a las silvestres. Los híbridos interespecíficos entre *S. hirtum* y *S. quitoense* y los retrocruzamientos de éstos hacia *S. quitoense*, incluidos en el estudio, señalaron el potencial de ampliación de la base genética del taxón cultivado por esta vía, con posibilidades en este sentido, a partir de los taxa *S. pseudolulo* y *S. vestissimum* (andinos).

Morillo *et al.* (2018) caracterizaron la diversidad genética de 21 materiales genéticos de lulo a través de marcadores microsatélites RAMs. El análisis mediante el coeficiente de Nei-Li permitió la conformación de tres grupos, los cuales no mostraron una asociación directa con la zona geográfica, o la presencia o ausencia de espinas. Los parámetros de diversidad genética muestran la existencia de variabilidad genética superior a lo reportado en otros estudios de diversidad genética en lulo y especies relacionadas en el país.

Debido a la importancia que tiene el conocer el grado de diversidad genética de las colecciones de trabajo en los programas de mejoramiento genético de los cultivos, en esta investigación, se evaluó la diversidad genética de 50 familias de medios hermanos de lulo (*Solanum quitoense* Lam) utilizando con base en marcadores microsatélites amplificados al azar-RAMs.

MATERIALES Y MÉTODOS

Los protocolos para extracción de ADN, PCR y electroforesis se llevaron a cabo en el laboratorio de Biología molecular del Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos (GPFA) de la Universidad de Nariño, sede Torobajo, localizado en la ciudad de Pasto, departamento de Nariño, a una altura de 2460 msnm y una temperatura promedio anual de 13°C. Las plantas de lulo se sembraron en el municipio de Yacuanquer, a 1°06'55" LN, 77°24'04" LO y 2708 msnm y

en el municipio de La Florida, localizada a 1°18'06" LN, 77°24'38" LO y 2089 msnm.

Material genético. El material genético evaluado correspondió a 50 familias de medios hermanos (FMH) del primer ciclo de selección recurrente del programa de mejoramiento genético de lulo (*S. quitoense*) del GPFA de la Universidad de Nariño. En la Tabla 6.1 del Capítulo 6, se listan las 50 FMH.

Extracción de ADN. La extracción de ADN se realizó con base en la metodología de Dellaporta *et al.* (1983) con algunas modificaciones. De cada FMH, se escogió una planta al azar y de ella, se tomaron de tres a cuatro hojas y brotes jóvenes libres de enfermedades. Se colocaron en papel aluminio, se etiquetaron y se transportaron en nevera de icopor con hielo seco hasta el laboratorio, donde se almacenaron a -20°C hasta su maceración. La maceración de las hojas sin espinas y nervaduras se realizó en morteros de porcelana con nitrógeno líquido, hasta obtener un material pulverizado, el cual se almacenó a -20°C en tubos Falcon cónicos de 15 ml debidamente rotulados.

Del producto macerado, en tubos Eppendorf de 2 ml se colocaron 500 mg, luego se resuspendió en 800 µl de Buffer de Extracción (Tabla 7.1) y 55 µl de SDS 20%. Se incubó durante una hora en baño María a una temperatura de 65°C, agitando los tubos cada 10 minutos. A cada muestra se le adicionó 250 µl de Acetato de Amonio 5M frío, para luego incubarse en hielo por 20 minutos en agitación, seguida de centrifugación a 14000 rpm durante 10 minutos. De cada una de las muestras, se transfirieron 800 µl del sobrenadante a un tubo nuevo, agregándose 600 µl de isopropanol e incubándose a -20°C por 12 h para precipitar el ADN. Después de la incubación, las muestras se centrifugaron a 14000 rpm durante 10 minutos para recuperar los ácidos nucleicos y eliminar el isopropanol. Luego se dejó secar por una hora sobre toallas. El pellet se resuspendió en 80 µl de Buffer 1X TE (Tabla 7.2). Por último, a cada muestra, se agregó 1 µl de ARNasa, se incubó por 30 min a 37°C. Finalmente, el ADN se conservó a 4°C hasta su utilización.

Cuantificación de ADN. Para la cuantificación de ADN se preparó un gel de agarosa al 0,8%. Se adicionaron 2,5 μ l de bromuro de etidio. El gel de agarosa se colocó en una cámara de electroforesis horizontal ENDURO™ 7.10 con buffer TBE 0,5X. Se sirvieron tanto patrones de 30, 60 y 90 ng/ μ l del bacteriófago Lambda Thermo Scientific (300 ng/ μ l) como las muestras a cuantificar. De cada una de las muestras de ADN de las 50 FMH, se tomó 1 μ l y se tiñó con 3,5 μ l de Blue Juice (TE 3 μ l + 0,5 μ l de azul de bromofenol) para luego ser servida en los pozos del gel. La electroforesis se dio a 90V por 40 minutos. Al finalizar la electroforesis, se obtuvo la imagen del gel mediante el uso del fotodocumentador Enduro GDS Labnet. La concentración de ADN se determinó mediante la comparación de la banda de cada una de las muestras de ADN de las FMH con los patrones de bandas del bacteriófago Lambda. Mediante dilución en agua HPLC, el ADN de cada FMH se llevó a una concentración de 10 ng/ μ l. Este ADN se almacenó a -20°C.

Tabla 7.1. Procedimiento y soluciones para preparar el Buffer de Extracción de ADN para *Solanum quitoense*.

Reactivo	Stock	50 ml	100 ml	250 ml
Tris HCl 100 mM	1 M pH 8,0	5 ml	10 ml	25 ml
EDTA 50 mM pH 8,0	0,5 M pH 8,0	5 ml	10 ml	25 ml
NaCl 500 mM	5 M	5 ml	10 ml	25 ml

Ajustar el volumen con agua desionizada, autoclavar por 15 minutos, adicionar 1% relación P/V de polivinilpirrolidona (PVP), disolver agitando 0,5, 1 y 2,5 g, respectivamente y adicionar 2% V/V de β -mercaptoetanol (1, 2 y 5 ml, respectivamente).

Tabla 7.2. Reactivos para preparar la solución de TE 1X pH 8,0.

Reactivo	50 ml de Solución
Tris HCl (pH 8,0) 10 mM	0,5 ml
EDTA (pH) 8,0) 1 mM	0,1 ml

Amplificación de los marcadores microsátélites RAMs. Los marcadores RAMs utilizados para este estudio se observan en la Tabla 7.3, los cuales han sido sintetizados por Technologies Inc. Bioneer. Para

la amplificación por PCR de los siete marcadores RAMs, se preparó un mix de PCR con un volumen final de 25 μ l y una concentración final de Buffer 1X, el cual contenía MgCl₂ [2,5 mM], dNTPs [0,2 mM], Taq Polimerasa [1 U/ μ l], cebador [4 μ M] y ADN [1,2ng/ μ l]. Los reactivos utilizados provenían de Thermo Scientific. La amplificación se realizó en un termociclador Gentech Multigene Optimax. La denaturación inicial fue de 95°C por un minuto, 37 ciclos de denaturación a 95°C por 30 segundos. La hibridación, según el marcador, se dio entre 55 a 58°C por 45 segundos, con una extensión a 72°C por dos minutos y la extensión final a 72°C durante siete minutos.

Electroforesis. Los productos de la amplificación se sometieron a electroforesis vertical en una cámara Enduro™ E2010, en geles de poliacrilamida al 7% [37:1, acrilamida: bisacrilamida] con Buffer TBE 1X y 120V durante 1 Hora. Para establecer la longitud de los productos de amplificación, se empleó el marcador de peso GENERULER 50bp de Thermo Scientific. Los productos amplificados se observaron mediante la tinción con sales de plata (Creste *et al.*, 2001).

Tabla 7.3. Cebadores utilizados en la técnica Microsatélites RAMs para el estudio de la diversidad genética de 50 familias de medios hermanos de *Solanum quitoense* Lam.

Cebador	Secuencia	TH (°C)
GT	VHVGTGTGTGTG = VHV(GT) ₅ G	58
CT	DYDCTCTCTCTCTC = DYD(CT) ₇ C	55
CGA	DHBCGACGACGACGACGA = DHB(CGA) ₅	58
AG	HBHAGAGAGAGAGAGA = HBH(AG) ₇ A	50
TG	HVHTGTGTGTGTGTGT = HVH(TG) ₇ T	55
CCA	DDBCCACCACCACCA = DDB(CCA) ₅	55
CA	DBDACACACACACA = DBDA(CA) ₇	55

TH = temperatura de hibridación. Los sitios degenerados corresponden a: H (A ó T ó C), B (G ó T ó C), V (G ó A ó C) y D (G ó A ó T).

Análisis de la información. A la presencia de banda en un locus se le dio un valor de uno (1) y a la ausencia de banda en ese sitio un valor de cero (0). La información anterior se registró en una matriz binaria de unos y ceros. Para el análisis se eliminaron los alelos monomórficos.

A través del programa NTSYS-pc versión 2.02N, se obtuvieron la matriz de similitud genética entre las FMH con base en el coeficiente de similitud de Dice (1945), el análisis de clasificación mediante el procedimiento SAHN que utiliza el algoritmo de agrupamiento UPGMA (unweighted pair group method with arithmetic mean) y las figuras o gráficos de dispersión y clasificación a través del procedimiento TREE. Con los paquetes estadísticos Arlequín ver 3.5.2.2 (Excoffier y Lischer, 2010) y GenAEx 6.5 (Peakall y Smouse, 2006, 2012) se obtuvieron los estadísticos de diversidad genética (Nei, 1987), los loci polimórficos, frecuencias alélicas, las heterocigosidades observada, esperada e insesgada, el número de alelos efectivos e igualmente, se obtuvo el análisis de varianza molecular (AMOVA) para los grupos establecidos por el método UPGMA. El AMOVA permite estimar los componentes de varianza y el porcentaje de variación entre y dentro de grupos. Para establecer la homocedasticidad de las varianzas entre los grupos se utilizó la prueba de Bartlett (Steal y Torrie, 1985).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los marcadores RAMs produjeron 5650 datos de ceros y unos. De éstos, el 74,53% correspondieron a unos (presencias de banda) y el 25,47% a ceros (ausencia de bandas). Las bandas observadas correspondieron a marcadores cuyos pesos oscilaron entre 150 a 3000 pb. Se encontraron 113 loci, de los cuales se eliminaron del análisis el 35,4% por ser monomórficos; por lo tanto, el análisis de la diversidad genética se hizo con base en 73 loci polimórficos.

El porcentaje de loci polimórficos osciló entre 35,70% para el cebador CCA, 89,4% para TG y 50% para GT, valores bajos si se comparan con otros estudios de la misma naturaleza en especies como *Prunus* (Morillo *et al.*, 2015), donde se obtuvieron entre 85,7% (CT) y 98,7 (CCA) y con una población de *Solanum quitoense* del departamento de Boyacá con 88,6 y 100% para los primer ACA y CGA, respectivamente (Morillo *et al.*, 2019).

La heterosis efectiva o heterosis promedia insesgada (H_e) osciló entre 0,14 para CCA y 0,40 para CT. Dado que CT fue el de más alto valor de H_e , es útil para obtener mayor discriminación entre las FMH

de lulo. En los restantes, la H_e osciló entre 0,14 y 0,24 (Tabla 7.4). Estos valores son coincidentes en magnitud con los índices de información de Shannon (I). Estos niveles de heterocigosis se aproximan a los encontrados por Morillo *et al.* (2018), quienes en una población de lulo del departamento de Boyacá (Colombia, reportan una heterocigosis estimada entre 0,33 y 0,40, donde CGA fue el de mayor promedio y TG, CGA y CCA fueron los motivos repetidos que mostraron altos niveles de polimorfismo.

Otra medida de variabilidad genética es la multiplicidad alélica de un locus, definida como el número de alelos que aparecen en un locus. Es decir, la medida de la diversidad alélica promedio multilocus, es el número medio de alelos por locus, considerando tanto loci monomórfico como polimórfico. El número efectivo de alelos por locus (N_e) es una medida del número de alelos y de la uniformidad de frecuencias alélicas en un locus. Mide la similitud del alelo más común, porque los alelos raros contribuyen poco a la sumatoria de las frecuencias alélicas (Berg y Hamrick, 1997). El valor promedio de N_e para los 73 loci fue de 1,31 con un rango entre 1,19 y 1,59. Berg y Hamrick (1997) indican que los valores de N_e están entre 1,19 y 1,59. El N_e está correlacionado positivamente con la heterocigosis. Como se observa en la Tabla 7.4, a mayor valor de N_e más altos son los valores de H y H_i .

Tabla 7.4. Número de loci polimórficos (LP), porcentaje de loci polimórficos (LP), número de alelos (N_a), número de alelos efectivos (N_e), heterosis promedio (H) y heterosis esperada (H_e) e índice de información de Shannon (I) de los siete cebadores RAMs en 50 FMH de lulo de castilla (*Solanum quitoense* Lam).

Marcador	LP	LP	N_a	N_e	H	H_e	I
AG	17,00	80,90	1,39	1,21	0,13	0,15	0,20
CA	9,00	50,00	0,91	1,25	0,15	0,17	0,22
CT	5,00	45,00	1,67	1,59	0,32	0,40	0,47
TG	17,00	89,40	1,33	1,35	0,20	0,24	0,29
GT	4,00	50,00	1,46	1,28	0,16	0,21	0,25
CCA	5,00	35,70	0,77	1,19	0,11	0,14	0,17
CGA	16,00	72,70	1,44	1,34	0,20	0,23	0,30
Media	10,43	60,53	1,28	1,31	0,18	0,22	0,27

Acorde con el coeficiente de similitud de Dice (1945) y el análisis de clasificación mediante el algoritmo de agrupamiento UPGMA, se formaron seis grupos (Figura 7.1). El grupo uno formado por 19 FMH, representa el 38% de la población evaluada. Este grupo, se caracteriza por tener una alta proporción de presencias de AG (0,83), mientras que los otros marcadores se presentaron con valores entre 0,51 y 0,59 (Tabla 7.5). Los loci polimórficos se presentaron en un 82,19% y el número de alelos efectivos fue de $1,47 \pm 0,05$, medidas que fueron superiores al resto de grupos formados a excepción del grupo tres que presenta la más alta He. Los estadígrafos de heterocigosidad (H, He) e índice de información de Shannon (I) fueron los más altos en comparación con los cinco grupos restantes, lo cual significa que existe un buen nivel de diversidad genética (Tabla 7.6). La heterocigosidad esperada o insesgada (He) corresponde a la diversidad genética y es la probabilidad que dos genes sean diferentes dentro de una o más poblaciones. Es la medida más generalizada de diversidad genética (Nei, 1973).

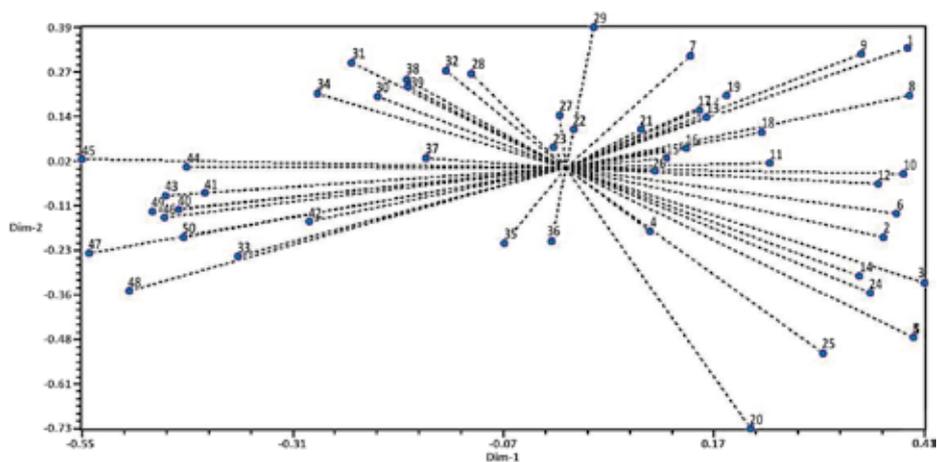


Figura 7.1. Dispersión y agrupamiento de 50 FMH de *Solanum quitoense* Lam. bajo el coeficiente de similitud de Dice (1945) obtenido con base en ocho marcadores RAMs y el método de clasificación UPGMA.

El grupo dos representa el 10% de las 50 FMH. En estas familias, los cebadores AG y TG fueron los más frecuentes con la mayor proporción de presencias (0,85). Los demás marcadores presentaron proporciones entre 0,36 y 0,60. El LP en este grupo fue del 45,21%. La He de este

grupo es similar a la del grupo cinco, menor a los de los grupos uno y tres, y mayor a la de los grupos cuatro y seis. El 8% de las 50 FMH hacen parte del grupo tres, en el cual, la mayor proporción de frecuencias corresponde a AG (0,81) seguido de CT (0,70). Los demás se encuentran en proporciones que fluctúan entre 0,53 y 0,61. Es el grupo más diverso, puesto que exhibe los más altos valores de I y He con un porcentaje de LP del 56,16%. Los indicadores de diversidad genética son más bajos en el grupo cuatro, que solo supera al grupo cinco. Este grupo corresponde al 14% de la FMH y los marcadores RAMs más frecuentes son AG, TG y CGA y el de menos proporción de presencias fue CA (Tablas 7,5 y 7.6).

Tabla 7.5. Proporción de las presencias de bandas con los siete cebadores RAMs en cada uno de los seis grupos de FMH de lulo *Solanum quitoense* Lam.

Grupo	Ind	PP	Hap	CA	AG	TG	CT	CGA	CCA	FMH
1	19	38	19	0,51	0,83	0,59	0,59	0,58	0,57	1, 2, 3, 5, 6, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 21,24
2	5	10	5	0,36	0,85	0,85	0,48	0,60	0,51	7, 22, 23, 27, 29
3	4	8	4	0,61	0,81	0,57	0,70	0,55	0,53	4, 20, 25, 26
4	7	14	7	0,06	0,77	0,79	0,43	0,71	0,54	28, 30, 31, 32, 34, 38, 39
5	13	26	13	0,09	0,66	0,60	0,49	0,63	0,55	33, 37, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 46, 47, 48, 49, 50
6	2	4	2	0,11	0,88	0,15	0,60	0,69	0,56	35, 36
M/t	50	100	50	0,29	0,8	0,59	0,55	0,63	0,54	

M/t = media o total, Ind = individuos, PP = porcentaje respecto a la población de FMH, Hap = haplotipos, FMH = familias de medios hermanos.

El grupo cinco, formado por el 13% de la población de FMH, se caracteriza por tener la mayor proporción de presencias del marcador AG, tal como se observó en los grupos uno, dos, tres y seis. Como se indicó anteriormente, AG junto con el marcador CT, son los marcadores que permiten discriminar las FMH entre individuos y dentro de los grupos. La He de este grupo, es semejante a la del grupo dos, menor a la de los grupos uno y tres, y mayor a la de los grupos cuatro y seis. El grupo menos frecuente fue el seis, formado por dos individuos. Según los indicadores de diversidad genética, estas dos FMH son duplicados, debido a los bajos niveles de I, H y He que mostraron (Tablas 7,5 y 7.6).

Tabla 7.6. Alelos efectivos (N_e), loci polimórficos (LP), índice de información de Shannon (I), heterosis (H) y heterosis insesgada (He) de los seis grupos de FMH de lulo *Solanum quitoense* Lam., derivados del análisis de clasificación con base en el coeficiente de Dice (1945) y el algoritmo UPGMA.

Grupo	# L	Alelos	N_e	LP (%)	I	H	He
1	73	2	1,47+-0,05	82,19	0,40+-0,03	0,27+-0,02	0,28+-0,02
2	73	2	1,30+-0,08	45,21	0,26+-0,02	0,18+-0,02	0,22+-0,03
3	73	2	1,39+-0,04	56,16	0,33+-0,04	0,23+-0,02	0,30+-0,03
4	73	2	1,24+-0,04	43,84	0,22+-0,03	0,15+-0,02	0,17+-0,03
5	73	2	1,36+-0,04	61,64	0,32+-0,03	0,21+-0,02	0,23+-0,03
6	73	2	1,07+-0,03	6,85	0,05+-0,02	0,03+-0,02	0,07+-0,03
Media	73,00	2,00	1,30+-0,02	49,32+-10,2	0,26+-0,01	0,18+-0,01	0,21+-0,01

#L = número de loci.

El AMOVA (Tabla 7.7) permitió rechazar la hipótesis nula de igualdad entre los grupos, cuya variación es explicada en un 24% por el modelo. El 76% de la varianza genética total se dio entre las FMH dentro de cada grupo. La diferenciación o varianza genética entre los grupos y la estructura genética de los mismos fue significativamente diferente de cero con un Φ_{PT} de 0,24 ($P < 0,001$) y un valor máximo de 0,76. El valor de Φ_{PT} es una medida que facilita la comparación entre dos haploides/binarios y no considera la variación intraindividual (Peakall y Smouse, 2012), lo que significa que hay un alto grado de variabilidad genética entre los grupos, que permite la selección entre y dentro de grupos.

La prueba de Bartlett ($X^2 = 293,57$) rechaza la hipótesis nula de homocedasticidad de las varianzas entre grupos, lo cual confirma que existen niveles significativos de variabilidad entre las FMH que conforman los diferentes grupos, tal como lo explican Restrepo y Vallejo (2008).

Los valores de identidad genética insesgada de Nei (1973) entre los grupos de FHM oscilaron entre 0,802 para Grupo 3 vs Grupo 6 y 0,977 para Grupo 1 vs. Grupo 3 con un promedio de 0,88, lo cual significa que hay un alto nivel de similitud, dado que es una población sometida a

un proceso de selección con estructura familiar obtenida de un primer ciclo de selección recurrente. Por otro lado, ésta matriz de identidad genética (Tabla 7.8) también confirma que existen diferencias entre los grupos establecidos y una estructura genética entre ellos; es decir, se identifica una diferenciación genética entre los grupos de FMH que debe ser aprovechada en los siguientes ciclos de Selección Recurrente de la población evaluada.

Tabla 7.7. Análisis de Varianza Molecular (AMOVA) para los grupos formados de FHM de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) del análisis de clasificación con base en el coeficiente de Dice (1945) y el algoritmo UPGMA.

FV	GL	SC	CM	Var. Est.	%
Entre grupos	5	150,883	30,18*	2,835	24%
Dentro grupos	44	391,657	8,901	8,901	76%
Grupo 1	18	186,421	10,36		
Grupo 2	4	32,000	8,00		
Grupo 3	3	33,000	11,00		
Grupo 4	6	37,429	6,24		
Grupo 5	12	100,308	8,36		
Grupo 6	1	2,500	2,50		
Total	49	542,540		11,736	100%

Var. Est = varianza estimada, * = diferencias significativas a un alfa de 0,05.

Tabla 7.8. Matriz de identidad genética insesgada de Nei (1973) entre los grupos de FHM de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) derivados del análisis de clasificación con base en el coeficiente de Dice (1945) y el algoritmo UPGMA.

Grupo 1	Grupo 2	Grupo 3	Grupo 4	Grupo 5	Grupo 6	Grupos
1						Grupo 1
0,976	1					Grupo 2
0,977	0,949	1				Grupo 3
0,883	0,979	0,842	1			Grupo 4
0,859	0,896	0,888	0,921	1		Grupo 5
0,816	0,803	0,802	0,819	0,840	1	Grupo 6

CONCLUSIONES

En 50 familias de medios hermanos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) manifestaron una diversidad genética que permitió agruparlos en seis grupos. Los grupos se diferencian entre ellos gracias a loci de marcadores RAMs que se manifestaron con mayor frecuencia y polimorfismo. En los seis grupos formados, se identifica una estructura genética y diversidad genética, que serán la base del siguiente ciclo de Selección Recurrente de la población estudiada.

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO VII

Berg, E.E. y Hamrick, J.J. 1997. Quantification of genetic diversity at allozyme loci. *Canadian Journal of Forest Research*. 27:415-424.

Creste, S., Neto, A.T. y Figueira, A. 2001. Detection of single sequence repeat polymorphisms in denaturing polyacrylamide sequencing gels by silver staining. *Plant Mol Biol Rep*. 19(4): 299–306. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02772828>

Dellaporta, S.L., Wood, J. y Hicks, J.B. 1983. A plant DNA minipreparation: Version II. *Plant Molecular Biology Reporter*. 1(4): 19-21.

Dice, L. R. (1945). Measures of the Amount of Ecologic Association Between Species. *Ecology*, 26(3): 297–302. Doi: 10.2307/1932409

Espitia, M., Murillo, O., Castillo, C., Araméndiz, H. y Paternina, N. 2010. Ganancia genética esperada en la selección de acacia (*Acacia mangium* Willd.) En Córdoba (Colombia). *Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica*. 13(2): 99-107. DOI: <https://doi.org/10.31910/rudca.v13.n2.2010>

Espósito, M.A., Cravero, V., Martín, E. y Cointry, E. 2011. Uso de marcadores morfológicos, bioquímicos y moleculares SRAP para diferenciar variedades de *Cynara cardunculus* L. (Asteraceae). *Rev. FCA UNCUYO*. 43(2): 35-45. https://bdigital.uncu.edu.ar/objetos_digitales/4307/esposito-usomarcadoresmorfologicos.pdf; consulta: 15/06/2020.

Excoffier, L. y Lischer, H.E.L. 2010. Arlequin suite ver 3.5: A new series of programs to perform population genetics analyses under Linux and Windows. *Molecular Ecology Resources*. 10: 564-567.

FAO. Food and Agriculture Organization. 2019. Sección C. Marcadores moleculares: una herramienta para explorar la diversidad genética. pp393-416. <http://www.fao.org/3/a1250s/a1250s17.pdf>; consulta: 15/06/2020.

Fory, P.A., Sánchez, I., Bohórquez, A., Ramírez, H., Medina, C.I., y Lobo, M. 2010. Genetic variability of the Colombian Collection of Lulo (*Solanum quitoense* Lam.) and related species of section *Lasiocarpa*. *Rev.Fac.Nal.Agr. Medellín*. 63(2): 5465-5476. <http://www.scielo.org.co/pdf/rfnam/v63n2/a01v63n01.pdf>; consulta: 15/06/2020.

Lobo, M., Medina, C.I., Delgado, O.A. y Bermeo, A. 2007. Variabilidad morfológica de la colección colombiana de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y especies relacionadas de la sección *Lasiocarpa*. *Rev.Fac.Nal.Agr.Medellín*. 60(2): 3939-3964. <http://www.scielo.org.co/pdf/rfnam/v60n2/a07v60n2.pdf>; consulta: 15/06/2020.

- Morillo, A., Rodríguez, A. y Morillo, Y. 2019. Caracterización morfológica de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) en el municipio de Pachavita, Boyacá. *Acta biol. Colomb.* 24(2):291-298. DOI: <http://dx.doi.org/10.15446/abc.v24n2.75832>
- Morillo, A.C., Morillo, Y., González, L. y Adiel, I. 2015. Variabilidad interespecífica de duraznos (*Prunus pérsica* L. Batsch.) y ciruelos (*Prunus domestica*) usando RAMs. *Rev. Colomb. Biotecnol.* 17(1): 61-69. DOI: [10.15446/rev.colomb.biote.v17n1.44644](https://doi.org/10.15446/rev.colomb.biote.v17n1.44644)
- Morillo, A., Rodríguez, A. y Morillo, Y. 2018. Caracterización morfológica y molecular de lulo (*Solanum quitoense* Lam) en Pachavita-Boyaca. *Bistua: Revista de la Facultad de Ciencias Básicas.* 16(1): 67-77. DOI: [10.24054/01204211.v1.n1.2018.2928](https://doi.org/10.24054/01204211.v1.n1.2018.2928)
- Nei, M. 1978. Estimation of average heterozygosity and genetic distance from a small number of individuals. *Genetics.* 89(3):583-590.
- Onamu, R., Legaria, J.P., Sahagún, J., Rodríguez, J.L. y Pérez, J. 2012. Análisis de marcadores morfológicos y moleculares en papa (*Solanum tuberosum* L.). *Rev. fitotec. mex.* Chapingo. 35(4): 267-277. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-73802012000400003&lng=es&nrm=iso; consulta: 15/06/2020.
- Peakall, R. y Smouse, P.E. 2012. GenALEX 6.5: genetic analysis in Excel. Population genetic software for teaching and research-an update. *Bioinformatics.* 28: 2537-2539.
- Peakall, R. y Smouse, P.E. 2006. GENALEX 6: Genetic analysis in Excel. Population genetic software for teaching and research. *Molecular Ecology Notes.* 6: 288-295.
- Poland, J., Endelman, J., Dawson, J., Rutkoski, J., Wu, S., Manes, Y., Dreisigacker, S., Crossa, J., Sánchez-Villeda, H., Sorrells, M. y Jannink, J-L. 2012. Genomic selection in wheat breeding using Genotyping-by-Sequencing. *The Plant Genome.* 5(3): 103-113. <https://doi.org/10.3835/plantgenome2012.06.0006>
- Restrepo, J. y Vallejo, F.A. 2008. Caracterización molecular de introducciones de zapallo *Cucurbita moschata*. *Acta Agronómica (Palmira).* 57(1): 9-17. <http://www.scielo.org.co/pdf/acag/v57n1/v57n1a02.pdf; consulta: 24/06/2020>.
- Riascos, R., Santacruz, A., Lagos, T.C. y Checa, O. 2012. Caracterización morfológica de 39 genotipos de la colección de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) de la Universidad de Nariño. *Revista de Ciencias Agrícolas.* 29(1): 57-69.
- Steel, R., y Torrie, J. 1985. *Bioestadística: principios y procedimientos.* 2ª ed. Trad. por Martínez, R. Bogotá, Mc-Graw-Hill Latinoamericana. 622p.

CORRELACIONES Y ANÁLISIS DE SENDERO PARA CARACTERÍSTICAS DE IMPORTANCIA AGRONÓMICA EN LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

CORRELATIONS AND PATH ANALYSIS FOR AGRONOMIC IMPORTANCE CHARACTERISTICS IN LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

**DAVID DUARTE-ALVARADO¹; LIZ K LAGOS-SANTANDER²;
TULIO CÉSAR LAGOS-BURBANO³**

¹ Ing. Agrónomo, M.Sc. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: david890223@hotmail.com; <https://orcid.org/0000-0002-8896-3594>; ² Ing. Agrónoma, M.Sc., candidata a Ph.D. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: lklagos@unal.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9932-0909>; ³ Ing. Agrónomo. Ph.D. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA. San Juan de Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: tclagosb@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

RESUMEN

El objetivo de este estudio fue estimar las correlaciones genéticas (r_G), fenotípicas (r_F) y ambientales (r_E) entre 13 caracteres relacionados con calidad de fruta y rendimiento de *Solanum quitoense*, igualmente, establecer los efectos directos e indirectos tomando al peso de fruto y al rendimiento en dos sistemas usando el análisis de sendero. Se evaluaron 45 híbridos obtenidos de cruzamientos directos entre 10 Familias de Medios Hermanos y cuatro testigos comerciales en cuatro municipios del departamento de Nariño. Se utilizó el diseño Alfa Látxice con dos repeticiones, cada repetición formada por 49 tratamientos sembrados en surcos de cinco plantas, para un total de 98 unidades experimentales. Los resultados muestran que los r_G fueron superiores a los r_F y r_E . El peso de fruto (PF), presentó r_G significativas con el eje polar (0,85), diámetro ecuatorial (0,68), rendimiento (0,45), porcentaje de cáscara (0,41) y firmeza del fruto (0,59). El rendimiento (RTO), presentó r_G significativas con número de frutos por planta (0,45), peso de fruto (0,45)

y eje polar (0,42). El análisis de sendero para las rG del PF, muestra que el efecto directo con el RTO (0,8) explica la asociación significativa entre estas dos variables. El análisis de sendero para las rG del RTO, muestra que los efectos directos de número de frutos por planta (2,04) y de peso de fruto (2,36), explican la dimensión y sentido de las correlaciones con el RTO, por lo tanto, una selección por peso de fruto da como resultado un aumento en el rendimiento.

Palabras clave: efectos directos, efectos indirectos, rendimiento, calidad de fruta.

ABSTRACT

The objective of this study was to estimate the genetic (rG), phenotypic (rF) and environmental (rE) correlations between 13 characteristics related to fruit quality and yield of *Solanum quitoense*, as well as to establish the direct and indirect effects taking into account fruit weight and yield in two systems using path analysis. We evaluated 45 hybrids obtained from direct crosses between 10 half sibling families and four commercial witnesses in four municipalities of the department of Nariño. The Alpha Lattice design was used with two replicates, each replicate consisting of 49 treatments sown in furrows of five plants, for a total of 98 experimental units. The results show that rG were superior to rF and rE. Fruit weight (FP), presented significant rG with the polar axis (0.85), equatorial diameter (0.68), yield (0.45), percentage of peel (0.41) and fruit firmness (0.59). The yield (RTO), presented significant rG with number of fruits per plant (0.45), fruit weight (0.45) and polar axis (0.42). The path analysis for the rG of FP, shows that the direct effect with the RTO (0.8) explains the significant association between these two variables. The GR path analysis of the RTO shows that the direct effects of number of fruits per plant (2.04) and fruit weight (2.36) explain the size and direction of the correlations with the RTO, therefore, a selection by fruit weight results in an increase in yield.

Keywords: direct effects, indirect effects, yield, fruit quality.

INTRODUCCIÓN

El lulo (*Solanum quitoense* Lam.) es una Solanácea nativa de los Andes Colombianos y Ecuatorianos (Whalen *et al.*, 1981; Heiser y Anderson, 1999; Lobo y Medina, 2000), el cual se cultiva de forma comercial en países como Colombia, Ecuador, Perú y América central (Acosta *et al.*, 2009). Posee características organolépticas apetecibles como alto contenido de vitaminas, proteínas y minerales que lo hacen de alto valor comercial y de importancia en la economía en los países donde lo cultivan (Gancel *et al.*, 2008; González *et al.*, 2013).

En Colombia, el cultivo de lulo para el año 2018 generó una producción de 89.050,41 ton, obtenidas principalmente en los departamentos de Huila (22,73%), Valle del Cauca (11,67%), Cauca (7,96%) y Nariño (6,90%), con un rendimiento promedio nacional de 10,09 t.ha⁻¹ y un área sembrada total de 8.821,35 has (MADR, 2018). En los departamentos de mayor participación, se cuenta con las condiciones agroecológicas óptimas para el desarrollo de la especie, sin embargo, existen diversas problemáticas que han frenado la explotación y aprovechamiento del potencial productivo del cultivo, por lo que ha sido necesario importar alrededor del 20% de la fruta de países como Ecuador (Merino *et al.*, 2014; Arias y Rendón, 2015).

Algunas investigaciones se han enfocado en la evaluación de colecciones de trabajo para la selección de genotipos con características sobresalientes, como alto rendimiento, calidad de fruta y resistencia a problemas de tipo fitopatológico, es el caso del híbrido interespecífico “La Selva”, el cual está recomendado como una alternativa productiva en la zona de Antioquia y con resistencia al marchitamiento vascular y radicular causado por *Fusarium oxysporum* (Tamayo *et al.*, 2002), sin embargo, la identificación y selección de cultivares o genotipos que reúnan simultáneamente todas estas características, requiere del conocimiento previo sobre la magnitud y dirección de las asociaciones entre las características y la herramienta estadística que permite estimar estas asociaciones es el coeficiente de correlación (Espitia *et al.*, 2005).

El conocimiento de las correlaciones es de vital importancia para la selección simultánea de caracteres o cuando un carácter posee baja heredabilidad, siendo difícil su identificación y la obtención de ganancias genéticas a través de ciclos de selección. Así mismo, la selección de caracteres que posean alta heredabilidad y correlaciones positivas con otros caracteres de interés, permitirá obtener progresos rápidos en la selección directa (Falconer y Mackay, 1996; Ceballos, 2003). Los coeficientes de correlación de interés para el fitomejorador son de tipo fenotípico, genético y ambiental. En el caso de los coeficientes fenotípicos, se estiman directamente de los valores medios tomados en campo, siendo el resultado de la interacción genotipo-ambiente; los coeficientes de tipo genético, corresponden a la porción genética de la correlación fenotípica y es empleada para orientar la selección, dado que son los únicos de naturaleza heredable; y los coeficientes de

correlación ambiental corresponden a la porción generada por el efecto ambiental donde se evaluó el genotipo o cultivar (Hallauer y Miranda, 1981; Mariotti, 1986; Vencovsky y Barriga, 1992; Falconer y Mackay, 1996; Cruz y Regazzi, 1997).

Una vez estimados los coeficientes de correlación, autores como Falconer y Mackay (1996), Cruz y Regazzi (1997) consideran que es necesario efectuar una descomposición de los coeficientes en sus efectos directos e indirectos usando el análisis de sendero. Esta descomposición es dependiente del conjunto de caracteres estudiados, los cuales son seleccionados previamente por el fitomejorador, con base en su importancia para el cultivo y posible conocimiento previo sobre asociaciones entre los caracteres (Vencovsky y Barriga, 1992).

El análisis de sendero ha sido utilizado con éxito en múltiples investigaciones enfocadas en la selección de plantas y animales (Espitia *et al.*, 2008a), sin embargo, no existe en la literatura colombiana reportes sobre estudios de correlaciones genéticas, fenotípicas y ambientales en componentes de rendimiento y calidad de fruta de lulo (*S. quitoense*), que contribuyan al proceso de mejoramiento de la especie, por lo tanto, este trabajo permitirá establecer bases conceptuales para la orientación de la selección en programas de mejoramiento del cultivo de lulo.

El objetivo de este trabajo fue estimar las correlaciones genéticas, fenotípicas y ambientales entre 13 variables asociadas a la calidad de fruto y rendimiento de 45 híbridos y cuatro testigos de lulo, y establecer la relación causa-efecto entre el peso de fruto y rendimiento en función de las demás variables a través del análisis de sendero, utilizando los coeficientes de correlación fenotípica y genética entre tales componentes.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización. La investigación se realizó en fincas de agricultores ubicadas en cuatro municipios de la región Andina del departamento de Nariño. Los municipios seleccionados fueron Tangua, Arboleda, San Pedro de Cartago y La Unión, con alturas que van desde los 1.460 hasta los 2.420 msnm y temperaturas que oscilan entre los 16 y 20°C. En Tangua, se ubicó a 1°3'44,74"LN, 77°25'12,26"LO, con una textura del suelo franco arcillo arenoso; el ensayo en Arboleda, se localizó a

1°30'45''LN, 77°08'42''LO, con un suelo de textura arcillosa; en San Pedro de Cartago, el ensayo se localizó a 1°33'21.6''LN, 77°06'39.1''LO, con suelo de textura arcillo arenosa y el ensayo en La Unión, se localizó a 1°34'12.1''LN, 77°07'36.9''LO, con una textura de suelo arcillosa.

Material vegetal. Se evaluaron cuatro testigos comerciales de lulo (*S. quitoense*) y 45 híbridos obtenidos mediante cruzamientos directos entre 10 Familias de Medios Hermanos (FMH), que pertenecen al Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos (GPFA) de la Universidad de Nariño. La procedencia de los híbridos y parentales se describen en la Tabla 8.1.

Tabla 8.1. Procedencia y codificación de 45 híbridos inter varietales y cuatro testigos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) pertenecientes a la colección de trabajo del Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos (GPFA) de la Universidad de Nariño.

Cruza	Hibrido	FMH madre	FMH padre	Cruza	Hibrido	FMH madre	FMH padre
1	1X2	Y1113	Y1442	26	4X6	Y(2)8.2	Y8523
2	1X3	Y1113	Y2221	27	4X7	Y(2)8.3	Y10122
3	1X4	Y1113	Y(2)8.1	28	4X8	Y(2)8.4	Y10232
4	1X5	Y1113	Y8111	29	4X9	Y(2)8.5	Y(1)5.17
5	1X6	Y1113	Y8523	30	4X10	Y8111	Y(2)2.2
6	1X7	Y1113	Y10122	31	5X6	Y8112	Y8523
7	1X8	Y1113	Y10232	32	5X7	Y8113	Y10122
8	1X9	Y1113	Y(1)5.17	33	5X8	Y8114	Y10232
9	1X10	Y1113	Y(2)2.2	34	5X9	Y8115	Y(1)5.17
10	2X3	Y1442	Y2221	35	5X10	Y8116	Y(2)2.2
11	2X4	Y1442	Y(2)8.1	36	6X7	Y8523	Y10122
12	2X5	Y1442	Y8111	37	6X8	Y8524	Y10232
13	2X6	Y1442	Y8523	38	6X9	Y8525	Y(1)5.17
14	2X7	Y1442	Y10122	39	6X10	Y8526	Y(2)2.2
15	2X8	Y1442	Y10232	40	7X8	Y10122	Y10232
16	2X9	Y1442	Y(1)5.17	41	7X9	Y10123	Y(1)5.17
17	2X10	Y1442	Y(2)2.2	42	7X10	Y10124	Y(2)2.2
18	3X4	Y2221	Y(2)8.1	43	8X9	Y10232	Y(1)5.17
19	3X5	Y2222	Y8111	44	8X10	Y10233	Y(2)2.2
20	3X6	Y2223	Y8523	45	9X10	Y(1)5.17	Y(2)2.2
21	3X7	Y2224	Y10122	46	Testigo 1	NA	NA
22	3X8	Y2225	Y10232	47	Testigo 2	NA	NA
23	3X9	Y2226	Y(1)5.17	48	Testigo 3	NA	NA
24	3X10	Y2227	Y(2)2.2	49	Testigo 4	NA	NA
25	4X5	Y(2)8.1	Y8111				

NA: No aplica.

Diseño experimental. Cada ensayo se estableció bajo el Diseño Alfa Látice con dos repeticiones. Cada repetición se conformó por siete bloques incompletos y cada bloque incompleto siete tratamientos para un total de 49 correspondientes a 45 híbridos de lulo más cuatro testigos. La unidad experimental estuvo formada por un surco de cinco plantas sembradas a una distancia de 2,5 m por 3,0 m entre surcos, para una superficie de 37,5 m². Se descartaron de la evaluación dos plantas, una en cada cabecera, de tal forma que la superficie de la parcela útil fue de 22,5 m².

VARIABLES EVALUADAS

Número de frutos por planta (FPP). Se realizó el conteo de frutos por planta de las parcelas útiles en cada cosecha para obtener un promedio.

Peso de fruto (PF). Se tomaron cinco frutos y se registró su peso. Se calculó el promedio por genotipo y se expresó en gramos.

Eje polar (EP) del fruto. Se tomaron cinco frutos para medir con un calibrador el EP del fruto. Se calculó el promedio y se expresó en mm.

Diámetro ecuatorial mayor (DEM). Se tomaron cinco frutos para medir con un calibrador el DEM del fruto. Se calculó el promedio y se expresó en mm.

Rendimiento (RTO). El RTO se determinó con base en el peso de los frutos cosechados de la parcela útil (tres plantas centrales) durante seis meses de la fase productiva, haciendo la recolección de frutos en estado de maduración 3 (ICONTEC, 2002) y se expresó en t.ha⁻¹.

Porcentaje de cáscara (CAS). La cáscara, botánicamente corresponde al exocarpio del fruto. Se determinó con base en el peso total del fruto y el peso de cáscara de cinco frutos, para expresarlo en porcentaje.

Porcentaje de pulpa (PULP). Se determinó con base en el peso total del fruto y el peso de la pulpa de cinco frutos de cada colecta, para expresarlo en porcentaje.

Porcentaje de semilla (SEM). De cada fruto recolectado y de forma manual se extrajo la semilla para posteriormente pesarla y expresarla en porcentaje con respecto al peso del fruto.

Peso 1000 semillas (PM). Se contaron 1000 semillas secas de los frutos recolectados para pesarla y expresarla en gramos.

Firmeza de fruto (FIR). Se estableció con un penetrómetro manual para frutas. Se midió la firmeza del fruto expresada en kilogramos fuerza por centímetro cuadrado (kgf.cm^{-2}).

Índice de respiración (IR). El IR se obtuvo con un medidor de CO_2 . Se utilizaron cinco frutos de cada colecta. El IR en $\text{mg CO}_2/\text{kgxh}$, se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$IR = \frac{1,8 \times (\text{CO}_2f - \text{CO}_2i \times 0,001 \times V}{M \times T}$$

Donde: f = final, i = inicial, V= volumen libre del recipiente (L), M= peso de la muestra (kg) y T= tiempo de evaluación (h).

Vitamina C (VC). La VC se obtuvo mediante medición reflectométrica usando un Reflectoquant calibrado para la medición de ácido ascórbico. El contenido de VC se expresa en $\text{mg}/100\text{g}$.

Sólidos solubles totales (SST). En el jugo obtenido de cinco frutos de cada colecta, se determinaron los SST en grados brix ($^{\circ}\text{Bx}$) utilizando un refractómetro Atago 1221. Posteriormente, se hizo la corrección de los SST con la acidez titulable con la fórmula: $\text{SSTc} = 0,194 \times \text{AC} + \text{SST}$ (ICONTEC, 2002).

Índice de madurez (IM). Es la relación entre los SST y la acidez titulable.

Análisis Estadístico. Para la estimación de los coeficientes de correlación fenotípicos, genéticos, ambientales y los coeficientes de sendero se aplicaron las fórmulas clásicas de correlación:

Correlación fenotípica ($r_F(\text{XY})$): $r_F(\text{XY}) = \text{COVF}(\text{XY})/\text{SF}(\text{X}) \cdot \text{SF}(\text{Y})$

Correlación genética ($r_G(\text{XY})$): $r_G(\text{XY}) = \text{COVG}(\text{XY})/\text{SG}(\text{X}) \cdot \text{SG}(\text{Y})$

Correlación ambiental ($r_E(\text{XY})$): $r_E(\text{XY}) = \text{COVE}(\text{XY})/\text{SE}(\text{X}) \cdot \text{SE}(\text{Y})$

Donde: COVF(XY) = covarianza fenotípica, COVG(XY) = covarianzas genética, COVE(XY) = covarianza ambiental, X e Y = variables X y Y, respectivamente; SF(X) y SF(Y) = desviaciones estándar fenotípicas de X y Y, SG(X) y SG(Y) = desviaciones estándar genéticas de X y Y, SE(X) y SE(Y) = desviaciones estándar ambientales de X y Y. Para este análisis se utilizó el programa GENES desarrollado por Cruz (2006).

Una vez estimados los coeficientes de correlación, se confirmó la significancia estadística para cada coeficiente de correlación (r), bajo la hipótesis nula: $H_0: r=0$ versus la hipótesis alterna $H_a: r \neq 0$, mediante una prueba de t , dada por:

$$t_c = \frac{r_{xy} \sqrt{n-2}}{\sqrt{1-r_{xy}^2}}$$

Donde: $t_c = t$ calculada, X y Y = variables, r = coeficiente de correlación, n = parejas de datos de X y Y.

La t_c se comparó con la t tabular (t_r) al nivel de significancia de 0,05 y con $(n - 2)$ grados de libertad. La regla de decisión fue: si $t_c < t_r$, entonces el valor de r es estadísticamente igual a cero, por lo tanto, no hay asociación entre las variables involucradas en el análisis de correlación (Espitia *et al.*, 2008).

Se realizaron dos análisis de sendero, uno para el sistema PF como variable efecto (Y) y otro para el RTO como variable efecto (Y) en función de las variables causa. Para cada sistema se empleó la matriz de correlaciones fenotípicas y el otro con base en el uso de la matriz de correlaciones genéticas entre tales variables. Estas matrices las origina automáticamente el programa GENES Versión 2006 en el procedimiento para el Análisis de Varianza factorial combinado genotipo por ambiente.

Para estimar los efectos directos en cada uno de los análisis, GENES Versión 2006 utiliza una matriz de correlaciones (fenotípica o genética: dependiendo del interés), la descompone y organiza en el siguiente sistema de matrices: $P = A^{-1} \times R$; donde: A^{-1} es la inversa de la matriz de correlaciones simples directas, R es el vector de coeficientes de correlaciones entre las variables causa con la variable efecto, y P es el la matriz de coeficientes de sendero (Espitia *et al.*, 2008).

La descomposición de los coeficientes de correlación de cada una de las variables causa con la variable efecto ($r_{X_i Y}$), en sus componentes efecto directo (P_{X_i}) y efecto indirecto (E_i), permite, mediante el despeje de las siguientes ecuaciones, estimar los respectivos efectos directos e indirectos de cada variable causa (E_i) (Singh y Chaudary, 1985). La correlación $r_{X_1 Y}$ está dada por efecto directo de X_1 sobre Y (P_{X_1}) más los efectos indirectos ($r_{12} P_{X_2} + \dots + r_{1k} P_{X_k}$), así:

$r_{X_1 Y} = P_{X_1} + r_{x_1 x_2} P_{X_2} + \dots + r_{x_1 x_k} P_{X_k}$, donde: $k = 1, 2, \dots, p$ variables; $P_{X_2} + \dots + P_{X_k} =$ efectos directos o coeficientes de sendero, que determina la relación entre dos varianzas o dos desviaciones estándar, donde:

$$P_{X_k} = \frac{\sigma_{X_k}}{\sigma_X}$$

Así, P_{X_k} es el coeficiente de sendero que es la proporción de la variación total del efecto que es explicada por la variación de la causa. Esto significa que, si X_1 y X_2 son variables independientes y Y la variable independiente, se tiene que:

$$Y = X_1 + X_2$$

$$\sigma_y^2 = \sigma_{(x_1 + x_2)}^2$$

$$\sigma_y^2 = \sigma_{x_1}^2 + \sigma_{x_2}^2 + 2Cov(x_1 + x_2)$$

Si, $2Cov(X_1 + X_2) = 0$, entonces:

$$\sigma_y^2 = \sigma_{x_1}^2 + \sigma_{x_2}^2$$

$$\text{Sí, } \frac{\sigma_{x_1}^2}{\sigma_y^2} = \frac{\sigma_{x_1}^2}{\sigma_y^2} + \frac{\sigma_{x_2}^2}{\sigma_y^2} = 1, \text{ entonces } p = \frac{\sigma_{x_1}^2}{\sigma_y^2} \text{ y } q = \frac{\sigma_{x_2}^2}{\sigma_y^2}$$

Por lo tanto, $1 = p^2 + q^2$, donde: $p^2 =$ porcentaje de la variación explicada por x_1 , $q^2 =$ porcentaje de la variación explicada por x_2 . Por lo tanto, p y q son los coeficientes de sendero, p^2 y q^2 son los coeficientes de determinación. El coeficiente de sendero debido a los efectos residuales o a otras variables no consideradas en el estudio (h), se estima mediante la siguiente ecuación:

$$h = \sqrt{1 - P_1 r_{X_1 Y} - P_2 r_{X_2 Y} - P_3 r_{X_3 Y} - \dots - P_k r_{X_k Y}}$$

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los coeficientes de correlaciones fenotípicas (r_F), genéticas (r_G) y ambientales (r_E) se presentan en la Tabla 8.2. Se encontró una diferenciación entre la magnitud y el sentido de las correlaciones obtenidas para las variables evaluadas. En general, los r_G presentan un mayor valor que los r_F , lo que indica que la relación entre las variables se genera por efectos de tipo aditivo presentes en los híbridos y testigos comerciales y no a la existencia de efectos ambientales significativos (Espitia *et al.*, 2008a, 2008b; Aramendiz *et al.*, 2009).

El número de FPP presentó valores de r_G negativos significativos con PF (-0,54), EP (-0,55), DEM (-0,72), CAS (-0,61) y FIR (-0,59) y un r_G positivo significativo con RTO (0,45) como se observa en la Tabla 8.2. Lo anterior señala que la selección con plantas que tengan mayor número de frutos incrementará el RTO, pero también conducirá a la reducción de la calidad de los frutos en cuanto a sus calibres (EP y DEM), a su peso (PF) y resistencia (CAS y FIR). Esto es de importancia al momento de su comercialización, dado que se prefieren frutos por encima de 125 g y de diámetros por encima de los 61 mm (ICONTEC, 2002); además, al momento de transportarlos a los sitios de clasificación y distribución, la baja resistencia de los frutos reduce su vida útil (Muñoz *et al.*, 2013).

Resultados similares fueron encontrados por diferentes autores en *Solanum melongena* (Aramendiz *et al.*, 2009) y en especies del género Cucúrbita (Mohanty, 2001; Sudhakar *et al.*, 2002; Espitia *et al.*, 2005). Con relación a los coeficientes de correlación de SEM, se obtuvo un r_F y r_G negativos significativos con PF (-0,35 y -0,41, respectivamente), lo que difiere con lo encontrado por Duarte *et al.* (2011) en *Solanum betaceum*, quienes encontraron que al aumentar el peso del fruto se aumenta el peso de semillas por fruto.

Si bien los procesos agroindustriales prefieren frutos con menor contenido de semilla para obtener un mayor porcentaje de pulpa, pueden existir factores limitantes al momento de la polinización o fecundación que afectan la formación de semilla, en algunos casos son factores de tipo genético como incompatibilidades o efectos de tipo fisiológico de la planta que actúa como madre o viabilidad del polen

del padre. Se debe tener en cuenta que la semilla es fundamental para procesos de mejoramiento y para mantener la variabilidad generada, en este caso a partir de hibridaciones (Estrada, 1992; Polverente *et al.*, 2005; Cruz *et al.*, 2007; Espitia *et al.*, 2008c).

Los rF de mayor magnitud asociados al PF fueron FPP (-0,53), EP (0,47), DEM (0,55), RTO (0,44) y SEM (-0,35) (Tabla 8.2). Estas correlaciones fenotípicas se descomponen en sus efectos directos e indirectos a través del análisis de sendero (Tabla 8.3), donde aparecen los efectos directos en la diagonal y en negrilla, y por fuera de la diagonal los efectos indirectos de las demás variables consideradas en el sistema. Se obtuvo un coeficiente de determinación (R^2) del 91%, es decir, que las variables involucradas en el análisis explican el 91% de la variabilidad de PF, indicando un buen ajuste del modelo utilizado y la importancia de las variables explicativas en la definición de PF (Espitia *et al.*, 2008a).

Para el caso de las variables FPP, EP, DEM y SEM, se observa que los rF con PF, están explicados en mayor proporción por el efecto indirecto de CAS (1,24, -0,57, -1,61 y 1,07, respectivamente) que por el efecto directo de cada variable, por lo tanto, la dimensión de los rFs para PF están explicados en mayor proporción por CAS, y para obtener frutos con mayores diámetros y menor proporción de semilla se puede seleccionar frutos con menor porcentaje de cáscara.

Para la rF entre PF y RTO (0,44), la descomposición de los efectos directos e indirectos (Tabla 8.3) muestran que el efecto directo del RTO (0,92) explica en mayor proporción la correlación, sin embargo, existen efectos indirectos de importancia como los de FPP (-0,46) que deben tenerse en cuenta al momento de realizar una selección por PF para mejorar el RTO. Ardila *et al.* (2012) determinaron que la poda de racimos florales para controlar el número de frutos por rama productiva en lulo es fundamental para mejorar la productividad en cultivos comerciales, encontrando que aquellas plantas sin podas y con alta cantidad de frutos no cumplen con los estándares de calidad para alcanzar categorías como extra o de primera (ICONTEC, 2002), confirmando el efecto indirecto negativo encontrado en este estudio de FPP sobre el PF.

Tabla 8.2. Coeficientes de correlaciones fenotípicas (rF), genéticas (rG) y ambientales (rE) entre 14 caracteres de importancia agronómica en lulo (*Solanum quitoense* Lam.).

Var	r's	PF	EP	DEM	RTO	CAS	PULP	SEM	PM	FIR	IR	VC	SST	IM
FPP	rF	-0,53*	-0,27	-0,56*	0,44*	-0,37*	0,30	0,42*	0,30	-0,41*	0,32	0,40*	0,19	0,26
	rG	-0,54*	-0,55*	-0,72*	0,45*	-0,61*	0,50*	0,52*	0,37*	-0,59*	0,94*	0,57*	0,30	0,34
	rE	0,01	0,26	0,15	0,26	-0,02	0,05	-0,23	0,20	0,07	-0,08	-0,03	-0,04	-0,12
PF	rF		0,47*	0,55*	0,44*	0,25	-0,19	-0,35*	-0,13	0,41*	-0,36*	-0,29	-0,21	-0,30
	rG		0,85*	0,68*	0,45*	0,41*	-0,32	-0,41*	-0,18	0,59*	-1,00*	-0,43*	-0,34	-0,39*
	rE		0,15	0,15	0,24	0,06	-0,06	-0,05	0,17	-0,23	-0,09	0,21	0,13	0,04
EP	rF			0,55*	0,25	0,17	-0,11	-0,35*	-0,16	0,06	0,03	-0,36*	-0,03	0,05
	rG			0,24	0,42*	-0,16	0,36*	-0,62*	-0,81*	0,49*	0,28	-0,97*	0,12	0,48*
	rE			0,86*	0,15	0,34	-0,33	-0,14	0,32	-0,23	-0,04	0,01	-0,12	-0,30
DEM	rF				0,14	0,48*	-0,40*	-0,46*	-0,33	0,51*	-0,38*	-0,21	-0,17	-0,23
	rG				0,16	0,74*	-0,61*	-0,60*	-0,71*	0,96*	-0,97*	-0,43*	-0,33	-0,25
	rE				0,18	0,25	-0,24	-0,16	0,23	-0,07	-0,18	0,06	0,00	-0,20
RTO	rF					-0,10	0,11	0,00	0,04	0,04	-0,06	0,06	0,05	-0,07
	rG					-0,19	0,20	0,03	0,02	0,05	-0,19	0,08	0,12	-0,06
	rE					0,08	-0,06	-0,20	0,21	-0,03	0,06	0,04	-0,22	-0,22
CAS	rF						-0,98*	-0,32	-0,44*	0,69*	-0,45*	-0,32	-0,16	-0,34
	rG						-0,96*	-0,39*	-0,92*	1,37*	-2,45*	-0,72*	-0,53*	-0,79*
	rE						-0,99*	-0,29	0,13	0,16	0,12	-0,02	0,08	0,07
PULP	rF							0,13	0,36*	-0,62*	0,42*	0,24	0,14	0,34
	rG							0,12	0,85*	-1,24*	2,34*	0,55*	0,59*	0,83*
	rE							0,16	-0,05	-0,18	-0,10	0,01	-0,14	-0,09
SEM	rF								0,48*	-0,45*	0,25	0,46*	0,12	0,09
	rG								0,86*	-0,79*	0,22	0,74*	-0,08	0,05
	rE								-0,60*	0,09	-0,12	0,04	0,42*	0,18
PM	rF									-0,57*	0,23	0,24	-0,28	0,04
	rG									-0,76*	0,44*	0,65*	-0,01	0,38*
	rE									-0,33	0,19	-0,24	-0,56*	-0,47*
FIR	rF										-0,50*	-0,28	-0,19	-0,36*
	rG										-0,74*	-0,40*	-0,87*	-0,92*
	rE										-0,47*	-0,15	0,42*	0,37*
IR	rF											0,11	0,22	0,47*
	rG											0,37*	2,13*	2,37*
	rE											0,02	-0,40*	-0,35*
VC	rF												0,31	0,29
	rG												0,35*	0,27
	rE												0,27	0,33
SST	rF													0,71*
	rG													0,68*
	rE													0,78*

* = significativo ($p < 0,05$).

Tabla 8.3. Análisis de sendero para coeficientes de correlación fenotípica (rF) del peso de fruto (PF) en función de 13 caracteres de importancia agronómica en lulo (*Solanum quitoense* Lam.).

Variable	Correlaciones fenotípicas													
	FPP	EP	DEM	RTO	CAS	PULP	SEM	PM	FIR	IR	VC	SST	IM	rF_{xPF}
FPP	-1,04	-0,03	0,14	0,41	1,24	-0,97	-0,27	0,03	-0,08	-0,02	0,03	-0,03	0,05	-0,53*
EP	0,28	0,11	-0,13	0,23	-0,57	0,36	0,22	-0,02	0,01	0,00	-0,03	0,01	0,01	0,47*
DEM	0,58	0,06	-0,24	0,13	-1,61	1,29	0,29	-0,04	0,09	0,02	-0,02	0,03	-0,04	0,55*
RTO	-0,46	0,03	-0,03	0,92	0,34	-0,36	0,00	0,00	0,01	0,00	0,01	-0,01	-0,01	0,44*
CAS	0,38	0,02	-0,12	-0,09	-3,36	3,17	0,20	-0,05	0,13	0,02	-0,03	0,03	-0,06	0,25
PULP	-0,31	-0,01	0,10	0,10	3,29	-3,23	-0,08	0,04	-0,11	-0,02	0,02	-0,03	0,06	-0,19
SEM	-0,44	-0,04	0,11	0,00	1,07	-0,42	-0,63	0,05	-0,08	-0,01	0,04	-0,02	0,02	-0,35*
PM	-0,31	-0,02	0,08	0,04	1,48	-1,16	-0,30	0,11	-0,11	-0,01	0,02	0,05	0,01	-0,13
FIR	0,42	0,01	-0,12	0,04	-2,32	2,00	0,28	-0,06	0,19	0,02	-0,02	0,03	-0,06	0,41
IR	-0,33	0,00	0,09	-0,06	1,51	-1,36	-0,16	0,03	-0,09	-0,05	0,01	-0,04	0,08	-0,36*
VC	-0,41	-0,04	0,05	0,06	1,07	-0,78	-0,29	0,03	-0,05	-0,01	0,09	-0,06	0,05	-0,29
SST	-0,20	0,00	0,04	0,05	0,54	-0,45	-0,08	-0,03	-0,04	-0,01	0,03	-0,18	0,13	-0,21
IM	-0,27	0,01	0,06	-0,06	1,14	-1,10	-0,06	0,00	-0,07	-0,02	0,03	-0,13	0,18	-0,30

$R^2 = 0,91$ $h = 0,3$

Los rG de mayor magnitud y de sentido positivo asociados al PF fueron EP (0,85), DEM (0,68), RTO (0,45), CAS (0,41) y FIR (0,59), evidenciando una acción genética común entre estas variables (Tabla 8.2). Estos valores de rG se consideran de mayor interés para el mejorador en comparación con los rF, dado que corresponde a la porción heredable que puede ser aprovechada en programas de mejoramiento genético de la especie (Cruz y Regazzi, 1997; Espitia *et al.*, 2008c), además, no presentan influencia de la interacción genotipo-ambiente como los rF, que conlleva a resultados sesgados o erróneos al momento de orientar el sentido de una selección a través de un carácter como el PF, en este caso (Falconer y Mackay, 1996; Cruz y Regazzi, 1997; Yadav *et al.*, 1997; Espitia *et al.*, 2005). La descomposición de los rG para PF en sus efectos directos e indirectos a través del análisis de sendero (Tabla 8.4), presentan un coeficiente de determinación (R^2) del 94%, indicando un buen ajuste del modelo utilizado y la importancia de las variables explicativas en la definición de PF (Espitia *et al.*, 2008a). Se destaca el

efecto directo positivo de RTO (0,8) sobre PF y explica, principalmente, la asociación significativa entre estas dos variables.

Tabla 8.4. Análisis de sendero para coeficientes de correlación genética (rG) del peso de fruto (PF) en función de 13 caracteres de importancia agronómica en lulo (*Solanum quitoense* Lam.).

Variable	Correlaciones genéticas													rG _{xPF}
	FPP	EP	DEM	RTO	CAS	PULP	SEM	P1000	FIR	IR	VC	SST	IM	
FPP	-0,82	-0,08	0,00	0,32	2,50	-1,77	-0,53	0,00	-0,09	0,02	0,00	-0,04	-0,07	-0,54*
EP	0,45	0,14	0,00	0,30	0,66	-1,27	0,63	-0,01	0,07	0,01	-0,01	-0,02	-0,10	0,85*
DEM	0,59	0,03	0,00	0,12	-3,03	2,16	0,61	-0,01	0,15	-0,02	0,00	0,04	0,05	0,68*
RTO	-0,37	0,06	0,00	0,80	0,70	-0,71	-0,03	0,00	0,01	0,00	0,00	-0,02	0,01	0,45*
CAS	0,50	-0,02	0,00	-0,14	-4,10	3,39	0,39	-0,01	0,21	-0,05	0,00	0,07	0,16	0,41*
PULP	-0,41	0,05	0,00	0,14	3,93	-3,53	-0,12	0,01	-0,19	0,05	0,00	-0,08	-0,17	-0,32
SEM	-0,43	-0,09	0,00	0,02	1,60	-0,42	-1,01	0,01	-0,12	0,02	0,00	0,01	-0,01	-0,41*
P1000	-0,30	-0,11	0,00	0,01	4,46	-3,00	-1,07	0,01	-0,12	0,01	0,00	0,00	-0,08	-0,18
FIR	0,48	0,07	0,00	0,04	-5,61	4,38	0,80	-0,01	0,15	-0,01	0,00	0,12	0,19	0,59*
IR	-1,77	0,04	0,00	-1,24	5,04	4,27	-2,10	0,00	-1,11	0,02	0,00	-0,29	-0,49	-1,00*
VC	-0,47	-0,13	0,00	0,06	2,95	-1,94	-0,75	0,01	-0,06	0,01	0,01	-0,05	-0,06	-0,43*
SST	-0,25	0,02	0,00	0,09	2,17	-2,09	0,08	0,00	-0,13	0,04	0,00	-0,13	-0,14	-0,34
IM	-0,28	0,07	0,00	-0,04	3,24	-2,93	-0,05	0,00	-0,14	0,05	0,00	-0,09	-0,21	-0,39*

R² = 0,94h = 0,2

Existen valores de rG en sentido negativo de PF con variables como FPP (-0,54) y SEM (-0,41) (Tabla 8.2), donde los efectos directos (-0,82 y -1,01, en su orden) explica el sentido de la correlación con PF (Tabla 8.4). Esto indica que al aumentar el número de frutos por planta y el porcentaje de semilla por fruto se reduce el PF, lo cual no es conveniente para procesos de clasificación y de comercialización como lo establece la NTC 5093 (ICONTEC, 2002), que clasifica los frutos con base en su peso y para obtener una categoría de fruto extra o de primera, el peso promedio de fruto debe estar entre los 125 g y un calibre de 26.

Otros rG de efecto negativo significativos sobre el PF se obtienen con características como IR (-1,0), VC (-0,43) e IM (-0,39), las cuales corresponden a caracteres de tipo agroindustrial (Tabla 8.2). En el caso del IR, se debe considerar que la pérdida de agua del fruto por

transpiración a través de los poros se genera hacia el ambiente, lo que genera una pérdida de peso, confirmando la dimensión y el sentido de la correlación perfecta entre estas dos variables, sin embargo, existen efectos indirectos (Tabla 8.4) a través de CAS (5,04) y PULP (4,27), variables que influyen en la dimensión de la correlación, y desde un punto de vista fisiológico están relacionadas con el IR, dado que los poros por los cuales se genera la pérdida de agua por transpiración se encuentran en la superficie del fruto y el contenido de agua está relacionado con el contenido de pulpa por fruto fresco (Guadarrama y Peña, 2013).

Para las variables VC e IM, los efectos directos fueron bajos y de poca explicación para el PF (Tabla 8.4), con un mayor efecto indirecto de variables como CAS y PULP. Estos resultados concuerdan con los encontrados por Pinzón *et al.* (2007) y Ávila *et al.* (2006), donde se correlaciona de manera negativa la acumulación de ácidos orgánicos y el aumento de sólidos solubles totales que determinan el índice de madurez sobre el peso del fruto. En cuanto a los rF y rG para la variable RTO, se encontraron asociaciones positivas significativas con el número de FPP (rF = 0,44, rG = 0,45), PF (rF=0,44, rG=0,45) y EP (rG=0,42) tal como se indica en la Tabla 8.2.

En términos generales, los coeficientes de correlación genética presentaron un mayor valor que los coeficientes de correlación fenotípica, indicando que las relaciones entre las variables se generan por efectos de tipo aditivo presentes en los híbridos y testigos comerciales y no a la existencia de efectos ambientales significativos.

Al descomponer los coeficientes en sus efectos directos e indirectos (Tabla 8.5), se observa que los efectos directos de FPP (rF=1,25 y rG=2,04) y PF (rF=0,96 y rG=2,36), explican la dimensión y sentido de las correlaciones, sin embargo, el efecto directo negativo de EP en las rG (-0,20) sobre el RTO, demuestra que no existe una relación causa efecto que deba tenerse en cuenta al momento de orientar la selección a través del EP para mejorar el RTO. Estos resultados concuerdan con Aramendiz *et al.* (2010), quienes encontraron que algunas características relacionadas con dimensiones del fruto en *Solanum melongena* no son de importancia para mejorar el rendimiento.

Tabla 8.5. Análisis de sendero para coeficientes de correlación fenotípica (r_F) del rendimiento (RTO) en función de 13 caracteres de importancia agronómica en lulo (*Solanum quitoense* Lam.).

Variable	Correlaciones fenotípicas													
	FPP	PF	EP	DEM	CAS	PULP	SEM	P1000	FIR	IR	VC	SST	IM	$r_{F_{RTO}}$
FPP	1,25	-0,45	0,01	-0,15	-1,07	1,01	0,27	-0,01	0,04	0,01	-0,04	0,05	-0,06	0,44
PF	-0,56	0,96	-0,01	0,15	0,76	-0,64	-0,23	0,01	-0,04	-0,01	0,03	-0,05	0,07	0,44
$R^2 = 0,92$ $h = 0,3$														
Variable	Correlaciones genéticas													
	FPP	PF	EP	DEM	CAS	PULP	SEM	P1000	FIR	IR	VC	SST	IM	$r_{G_{RTO}}$
FPP	2,04	-0,73	0,11	0,10	-1,94	2,76	0,82	-0,03	0,13	-0,04	0,06	0,03	0,16	0,45
PF	-0,56	2,36	-0,17	-0,09	1,65	-1,77	-0,64	0,02	-0,13	0,05	-0,04	-0,03	-0,18	0,45
EP	-0,57	1,16	-0,20	-0,03	-1,03	1,99	-0,97	0,07	-0,11	-0,01	-0,10	0,01	0,22	0,42
$R^2 = 0,89$ $h = 0,3$														

CONCLUSIONES

Los coeficientes de correlación genética de mayor magnitud y de sentido positivo asociados al peso de fruto de 45 híbridos y cuatro testigos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) fueron el eje polar del fruto, el diámetro ecuatorial de fruto, el rendimiento, el porcentaje de cáscara y la firmeza del fruto. Esto evidenció una acción genética común entre estas variables. Los valores de los coeficientes de correlación genética fueron mayores que los coeficientes de correlación fenotípica, por lo tanto, las relaciones entre las variables evaluadas se dieron por efectos de tipo aditivo presentes en la población referencia.

Se encontró una correlación genética significativa entre el rendimiento y las variables número de frutos por planta, peso de fruto y eje polar del fruto de los 49 genotipos de lulo. El análisis de sendero permitió identificar la dimensión y sentido de las correlaciones entre los componentes del rendimiento. Se encontró un efecto genético directo positivo del número de frutos por planta y el peso de fruto sobre el rendimiento. Se observó un efecto directo negativo del eje polar del fruto sobre el rendimiento. No existe una relación causa efecto entre el eje polar del fruto y el rendimiento que deba tenerse en cuenta, al momento de orientar la selección por el eje polar para mejorar rendimiento.

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO VIII

- Acosta, O., Pérez, A.M.; Vaillant, F. 2009. Chemical characterization, antioxidant properties, and volatile constituents of naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.) cultivated in Costa Rica. Arch. Latinoam. Nutr. 59(1): 88-94.
- Araméndiz, H., Cardona, C., Espitia, M. 2009. Correlaciones fenotípicas, ambientales y genéticas en berenjena. Acta Agronómica. 58(4): 285-291.
- Ardila, G., Fischer, G. y García, J. 2015. La poda de tallos y racimos florales afecta la producción de frutos de lulo (*Solanum quitoense* var. *Septentrionale*). Rev. Colomb. Cienc. Hortic. 9(1): 24-37.
- Arias, F. y Rendón, S. 2015. Inteligencia de mercados para la cadena del lulo (*Solanum quitoense*). Journal of Agriculture and Animal Sciences. 3(2): 38-47.
- Avila, J., Moreno, P, Fischer, G., Miranda, D. 2006. Influencia de la madurez del fruto y del secado del cáliz en uchuva (*Physalis peruviana* L.), almacenada a 18°C. Acta Agron. 55(4): 29-38.
- Cruz, C.D. y Regazzi, A.J. 1997. Modelos biométricos aplicados al mejoramiento genético. 2ª ed. Editorial UFV, Brasil. 390 p.
- Cruz, P., Acosta, K., Cure, J., Rodríguez, D. 2007. Desarrollo y fenología del lulo *Solanum quitoense* var. *septentrionale* bajo polisombra desde siembra hasta primera fructificación. Agronomía Colombiana. 25(2): 288-298.
- Cruz, C.D. 2004. Programa Genes. Versao Windows. Aplicativo computacional em genética e estatística. Editora UFV, Universidade Federal de Viçosa (Brasil). En: www.ufv.br/dbg/genes/genes.htm; consulta: 16 de abril de 2020.
- Duarte, D., Lagos, T.C., Lagos, L.K. 2012. Correlaciones genéticas, fenotípicas y ambientales en 81 genotipos de tomate de árbol (*Cyphomandra betacea* Cav. Sendt.). Revista de Ciencias Agrícolas. 29(2): 67-80.
- Estrada I. 1992. Potencial genético del lulo (*Solanum quitoense*) y factores que limitan su expresión. Acta Hort. 310, 171-182 p.
- Espitia, M., Vallejo, F.A. y Baena, D. 2005. Correlaciones fenotípicas, genéticas y ambientales en *Cucurbita moschata* Duch. Ex Poir. Revista Acta Agronómica. 54(1): 1-9.
- Espitia, M., Aramendiz, H. y Cadena, J. 2008a. Correlaciones y análisis de sendero en algodón (*Gossypium hirsutum* L.) en el Caribe colombiano. Colombia. Rev. Fac. Nal. Agr. 61(1): 4325-4335.

Espitia, M.; Vargas, L.; Martínez, G. 2008b. Análisis de sendero para algunas propiedades del fruto de maracuyá (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* Deg). Colombia. Rev. U.D.C.A. Actualidad y Divulgación Científica 11(2): 131-140.

Espitia, M., Araméndiz, H. y Cardona, C. 2008c. Correlaciones para algunas propiedades físicas y químicas del fruto y jugo de maracuyá (*Passiflora edulis* var. *flavicarpa* Degener). Agronoma colombiana. 26(2): 292-299.

Falconer, D.S. y Mackay, T.F. 1996. Introducción a la genética cuantitativa. 4ª ed. Longman Scientific and Technical, Essex, Reino Unido. 464 p.

Gancel, A.L., Alter, P., Dhuique-Mayer, C., Ruales, J. y Vaillant, F. 2008. Identifying carotenoids and phenolic compounds in naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.) var. Puyo hybrid, an andean fruit. J. Agric. Food Chem. 56(24): 11892 - 11899.

González, D., Ordóñez, L., Vanegas, P. y Vásquez, H. 2013. Cambios en las propiedades fisicoquímicas de frutos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) cosechados en tres grados de madurez. Acta Agronómica. 63(1): 1-9.

Guadarrama, A. y Peña, Y. 2013. Actividad respiratoria vs. variaciones físicas y químicas en la maduración de frutos de Naranjita china (*Citrus x Microcarpa* Bunge). Bioagro. 2(1): 7p.

Hallauer, A. y Miranda, J. 1981. Quantitative genetics in maize breeding. Iowa State University Press, Ames, IA, 468 p.

Heiser, C. y Anderson, G. 1999. "New Solanums". Perspectives on New Crops and New Uses. En: Janick, J. (ed.). ASHS Press. Alexandria, Virginia, USA. pp379-384.

Icontec. Instituto Colombiano de Normas Técnicas. 2002. NTC 5093, Frutas frescas: Lulo de Castilla. Bogotá, Icontec. 19 p.

Lobo, M. y Medina, C. 2000. Lulo (*Solanum quitoense* Lam.). En: Caracterização de Frutas Nativas da América Latina. Série Frutas Nativas. Edição Comemorativa do 30º aniversário da Sociedade Brasileira de Fruticultura. 41-43 p.

Mariotti, J. 1986. Fundamentos de genética biométrica. Aplicaciones al mejoramiento genético vegetal. Secretaría General de la Organización de los Estados Americanos, Washington, D. C. 152 p.

Merino, F., Trejo, L., Cruz, J. y Cadeña, J. 2014. Lulo (*Solanum quitoense* [Lamarck,]) como cultivo novedoso en el paisaje agroecosistémico mexicano. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas. Pub. Esp. Núm. 9. DOI: <https://doi.org/10.29312/remexca.v0i9.10611741-1753p>

MADR. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. 2018. Red de información y comunicación del sector agropecuario Colombia. Disponible en: <http://www.agronet.gov.co/www/htm3b/ReportesAjax/VerReporte.aspx>; consulta: 05/05/2020.

Mohanty, B.K. 2001. Studies on correlation and path analysis in pumpkin (*Cucurbita moschata*). Haryana J. Hortic. Sci. Vol. 30, No. ½, 86-89 p.

Muñoz, J., Rodríguez, L. y Bermúdez, L. 2013. Análisis de competitividad del sistema de producción de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) en tres municipios de Nariño. Rev. Col. Cien. Hort. 7(2): 173-185.

Pinzón, I., Fischer, G. y Corredor, G. 2007. Determinación de los estados de madurez del fruto de la gulupa (*Passiflora edulis* Sims.). Agronomía Colombiana. 25(1): 83-95.

Singh, R.K. y Chaudary, B.D. 1985. Biometrical methods in quantitative genetic analysis. Revised edition. Kalyani Publishers, New Delhi. 318p.

Sudhakar, J., Singh, J., Upadhyav, A. y Ram, D. 2002. Genetic variability for antioxidants and yield components in pumpkin (*Cucurbita moschata* Duch. ex Poir.). Veg. Sci. 29(2): 123.126.

Tamayo, P., Becerra, D. y Giraldo, B. 2002. Resistencia genética de lulo “La Selva” a *Fusarium oxysporum* Schlecht. IV Seminario Nacional de Frutales de Clima Frío Moderado. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, Corpoica. Centro de Investigación La Selva. Río Negro, Antioquia. 170 p.

Vencovsky, R. y Barriga, P. 1992. Genética biométrica no fitomelhoramento. Sociedad Brasileira de Genética, Brasil. 496 p.

Whalen, M., Costich, D. y Heiser, C. 1981. Taxonomy of *Solanum* section Lasiocarpa. Gentes Herbarium. 12(2): 41-129 p.

Yadav, D.S., Prasad, A. y Singh, N. 1997. Characters association in brinjal (*Solanum melongena* L). Indian J. Horticulture. 54(2): 171-175.

INTERACCIÓN GENOTIPO AMBIENTE DE 45 HÍBRIDOS DE LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

GENOTYPE BY ENVIRONMENT INTERACTION FOR 45 LULO HYBRIDS (*Solanum quitoense* Lam.)

**KEVIN FAREY PATIÑO J.¹; DAVID DUARTE-ALVARADO²;
LIZ K LAGOS-SANTANDER³; TULIO CÉSAR LAGOS-BURBANO⁴**

¹ Ing. Agrónomo. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Universidad de Nariño, VIPRI - Cra. 33A #5-121 Las Acacias, 520002, San Juan de Pasto-Pasto, Nariño, Colombia. E-mail: 17kevin1@gmail.com; <https://orcid.org/0000-0002-1795-0163>; ² Ing. Agrónomo, M.Sc. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: david890223@hotmail.com; <https://orcid.org/0000-0002-8896-3594>; ³ Ing. Agrónoma, M.Sc., candidata a Dr. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: lklagos@unal.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9932-0909>; ⁴ Ing. Agrónomo, Dr. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA. San Juan de Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: tclagosb@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

RESUMEN

Solanum quitoense es un frutal exótico que posee propiedades nutritivas y organolépticas que la hacen apetecible a nivel nacional e internacional. Tiene un gran potencial para emprender empresas productivas y agroindustriales que aportará al desarrollo frutícola de Colombia; sin embargo, son escasos los trabajos de mejoramiento genético tendientes a estudiar la interacción genotipo por ambiente. El objetivo fue evaluar el potencial de rendimiento y sus componentes en 45 híbridos y cuatro testigos de lulo en cuatro ambientes del departamento de Nariño. Para determinar la estabilidad de los genotipos

se utilizó el modelo AMMI. Igualmente, se diseñó un índice de selección con base en componentes del rendimiento para seleccionar genotipos superiores. La interacción genotipo x ambiente fue significativa para días a floración, número de racimos por rama, número de frutos por planta, peso de frutos por planta, peso de fruto y rendimiento (RTO). En Tangua, los híbridos 37, 42 y 12, exhibieron los mejores RTOs, con un rango de 20,48 a 24,25 t ha⁻¹. En Arboleda, se destacaron el testigo 48 y los híbridos 43, 22, 9, 39, 28, 12 y 37 con RTOs entre 18,51 y 21,69 t ha⁻¹. En San Pedro de Cartago, los híbridos 45, 7, 21 y 4, con RTOs de 24,87 a 30,07 t ha⁻¹. En La Unión, el testigo 46 y los híbridos 33, 26, 38, 37 y 19, con RTOs entre 36,69 y 41,14 t ha⁻¹. El modelo AMMI y el índice de selección permitieron definir la estabilidad específica e identificar los genotipos superiores.

Palabras clave: adaptabilidad, estabilidad, AMMI, interacción genotipo-ambiente, rendimiento, índice de selección.

ABSTRACT

Solanum quitoense is an exotic fruit that has nutritional and organoleptic properties that make it appetizing at national and international level. It has great potential to start productive and agro-industrial companies that will contribute to the fruit development of Colombia; however, there is little work on genetic improvement aimed at studying the genotype interaction by environment. The objective was to evaluate the yield potential and its components in 45 hybrids and four lulo controls in four environments in the department of Nariño. The AMMI model was used to determine the stability of the genotypes. Likewise, a selection index based on performance components was designed to select superior genotypes. The genotype interaction by environment was significant for days to flowering, number of clusters per branch, number of fruits per plant, fruit weight per plant, fruit weight and yield. In Tangua, hybrids 37, 42 and 12 exhibited the best yield with a range of 20.48 to 24.25 t ha⁻¹. In Arboleda, control 48 and hybrids 43, 22, 9, 39, 28, 12 and 37 with yield between 18.51 and 21.69 t ha⁻¹ stood out. In San Pedro de Cartago, hybrids 45, 7, 21 and 4, with yield of 24.87 to 30.07 t ha⁻¹. In La Unión, control 46 and hybrids 33, 26, 38, 37 and 19, with yield between 36.69 and 41.14 t ha⁻¹. The AMMI model and the selection index allowed defining the specific stability and identifying the superior genotypes.

Keywords: adaptability, stability, AMMI, environment-genotypeinteraction, performance, selection index.

INTRODUCCIÓN

El lulo (*Solanum quitoense* Lam.) es un frutal tropical Andino perteneciente a la familia de las Solanáceas originario de América del Sur (Forero *et al.*, 2015; Castro *et al.*, 2018), de los bosques húmedos subtropicales de Colombia, Ecuador y Perú en la cordillera de los Andes, entre los 1.200 y los 2.500 msnm (Salazar y Betancourth, 2017; Ramos *et al.*, 2020). Existen dos variedades geográficas reconocidas *S. quitoense* var. *quitoense* y *S. quitoense* var. *septentrionale*, esta última, tiene espinas y es cultivada en Colombia (Ramírez *et al.*, 2018).

Su fruta tiene gran importancia debido a las características organolépticas y de cultivo (Morillo *et al.*, 2017), a su sabor agridulce, su aroma y su contenido de vitaminas, proteínas, carotenos, compuestos fenólicos y minerales (Messinger y Lauerer, 2015; Flórez *et al.*, 2015; Forero *et al.*, 2015; Corpas *et al.*, 2016; Polanco *et al.*, 2018) la que la convierten en una fruta muy demandada en los mercados nacionales e internacionales (Torres *et al.*, 2013; Arias y Rendón, 2014; Forero *et al.*, 2015). La mayor parte de la producción es consumida en fresco, sin embargo, se puede procesar para la producción de pulpas, jugos, mermeladas, jaleas, entre otros (Viera *et al.*, 2015; Ramos *et al.*, 2020).

El lulo se cultiva en Colombia, Ecuador, Panamá, Honduras, Costa Rica y Perú (Ochoa *et al.*, 2016). Colombia junto con el Ecuador son los principales productores a nivel mundial (Granados *et al.*, 2013). Colombia presenta diversas condiciones agroecológicas apropiadas para esta especie (Morillo *et al.*, 2017), alcanzando un área de siembra para el año 2019a, del orden de 9.252 hectáreas, de las cuales 4.857 hectáreas estaban en edad productiva con una producción de 35.537 toneladas y un rendimiento nacional promedio de 7,3 t. ha⁻¹. En Colombia el 73,47% de la producción nacional se concentra en los departamentos de Antioquia, Huila y Boyacá (Dane, 2019).

De igual manera, el cultivo de lulo ha adquirido mucha importancia en el norte del departamento de Nariño, debido al auge que ha tenido la fruta en los mercados nacionales, lo cual lo ha convertido en una alternativa favorable para la economía de los agricultores de esta zona. En el 2019, se cultivaron en el departamento alrededor de 871 hectáreas, de las cuales 554 hectáreas se encontraban en edad productiva, con

una producción de 2190 toneladas y un rendimiento promedio de 4,0 t. ha⁻¹, que están por debajo del rendimiento nacional (Dane, 2019). Las cifras anteriores constituyen al departamento de Nariño como el cuarto con mayor producción a nivel nacional con una participación en la producción nacional del 6,16%.

En los últimos años, el área sembrada, la producción y el rendimiento en el departamento de Nariño, han disminuido debido al abandono del cultivo por los agricultores (Lagos *et al.*, 2015), causado, principalmente, por problemas fitosanitarios limitantes, como el pasador del fruto *Neoleucinodes elegantalis* (Díaz y Brochero, 2012) y las enfermedades radiculares *Fusarium oxysporum* y *Meloidogyne incognita* (Polanco *et al.*, 2018; Salazar y Betancourth, 2017). Según describen Pareja *et al.* (2010), el “lulo está en proceso de domesticación, de ahí que al cambiar su hábitat natural y cultivarlo a plena exposición solar, se ha observado que reduce su periodo vegetativo y presenta un gran número de problemas fitosanitarios, los cuales han limitado su desarrollo como cultivo, especialmente en aquellas zonas donde la temperatura y la altura no son óptimas”. A su vez, esto conlleva al uso indiscriminado de agroquímicos para el control de plagas afectando el bienestar económico, ambiental y de salud de los productores y consumidores (Torres *et al.*, 2018).

En cuanto al material de siembra, según Lagos *et al.* (2019), no se ha dado uso a la variabilidad existente en lulo y actualmente, las variedades de uso comercial son reducidas y presentan susceptibilidad a enfermedades y plagas, con un desarrollo vegetativo y reproductivo limitado. Esto conduce a una reducción de la producción, y a un uso indiscriminado de insumos de síntesis para el control fitosanitario. Dentro de los cultivares mejorados, se destaca el cultivar La Selva (Franco *et al.*, 2002), el cual se caracteriza por tener un rendimiento alto, resistencia a *Fusarium oxysporum* y el nematodo *Meloidogyne incognita*, alta calidad industrial, ausencia de espinas, hábito de crecimiento erecto y un cuajamiento elevado de frutos (Medina *et al.*, 2009), sin embargo, en el departamento de Nariño al sur de Colombia no ha sido adoptado por los agricultores, debido a que presenta un tamaño menor al de Castilla, y altos niveles de rajamiento de la fruta.

Los problemas fitosanitarios y la escasa oferta de variedades o híbridos mejorados limitan la competitividad y rentabilidad del cultivo, lo cual se traduce en bajos ingresos para el fruticultor, quien muchas veces opta por abandonar el cultivo antes de terminar el ciclo de producción y consecuentemente se presenta una disminución en el área cultivada (Ochoa *et al.*, 2016).

La mayor parte de los trabajos que se han desarrollado en lulo, han sido intermitentes y aislados, sin obedecer a un programa o plan de investigación. Sin embargo, no dejan de ser importantes, porque han contribuido al avance en el conocimiento de esta especie. Entre ellos, se destacan las publicaciones de Morillo *et al.* (2016) y Morillo *et al.* (2019) relacionados con el análisis de la diversidad genética de una población de lulo del departamento de Boyacá; Lagos *et al.* (2015) y Lagos *et al.* (2019) evaluaron un ciclo de selección recurrente de familias de medios hermanos de lulo y en su orden, valoraron y seleccionaron híbridos de lulo bajo dos ambientes del departamento de Nariño.

Los estudios realizados sobre comportamiento agronómico de diferentes poblaciones de lulo en diferentes localidades productoras del departamento de Nariño son escasos, por ello, es necesario adelantar trabajos de investigación con el fin de obtener información de aspectos tan importantes para el mejoramiento genético de una especie como es la interacción de diferentes ambientes con el rendimiento y sus componentes en diferentes materiales genéticos, dada sus implicaciones en los avances de la ganancia genética (Aulicino *et al.*, 2000; Cotes *et al.*, 2007; Rodríguez-González *et al.*, 2011; Tirado *et al.*, 2018); por lo tanto, el objetivo de este trabajo fue evaluar el comportamiento del rendimiento y sus componentes de 45 híbridos de lulo, en cuatro ambientes de la región natural Andina del departamento de Nariño.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización. La investigación se realizó en fincas de agricultores localizadas en cuatro localidades del departamento de Nariño en altitudes entre 1460 y 2.420 msnm, los cuales se describen a continuación. En Tangua, se ubicó a 1°3'44,74"LN, 77°25'12,26"LO, con temperatura promedio de 16°C y un suelo de textura franco arcillo arenoso. El ensayo

en Arboleda, se localizó a 1°30'45''LN, 77°08'42''LO, con temperatura promedio de 19°C y un suelo de textura arcillosa. El ensayo en San Pedro de Cartago, se localizó a 1°33'21.6''LN, 77°06'39.1''LO, con temperatura promedio de 18°C y un suelo de textura arcillo arenosa. El ensayo en La Unión, se localizó a 1°34'12.1''LN, 77°07'36.9''LO, con temperatura promedio de 20°C y un suelo de textura arcillosa.

Material Vegetal. Se evaluaron 45 híbridos y cuatro testigos de lulo (*S. quitoense*), para un total de 49 tratamientos. Los híbridos fueron obtenidos por el programa de fitomejoramiento de lulo del Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos (GPFA) de la Universidad de Nariño, los cuales provienen de cruzamientos directos entre 10 familias de medios hermanos (Tabla 8.1 del Capítulo VIII).

Diseño experimental. Cada ensayo se estableció bajo un diseño Alfa Látxice con dos repeticiones. Cada repetición estuvo formada por siete bloques incompletos y cada bloque incompleto por siete tratamientos para un total de 49 correspondientes a 45 híbridos de lulo más cuatro testigos. La unidad experimental estuvo formada por un surco de cinco plantas sembradas a una distancia de 2,5 m por 3,0 m entre surcos, para una superficie de 37,5 m². Se descartaron de la evaluación dos plantas, una en cada cabecera, de tal forma que la superficie de la parcela útil fue de 22,5 m².

Variables evaluadas. En diez frutos tomados al azar de la parcela útil, se registraron los datos de las variables días a floración (DAF), número de racimos por rama (NRR), número de frutos por planta (FPP), peso de frutos por planta (PFP) en g, peso del fruto (PF) en g, eje polar del fruto (EP) en mm, diámetro ecuatorial del fruto (DE) en mm. El rendimiento (RTO) se determinó en t ha⁻¹.

Análisis de la información. Para probar la hipótesis nula de la interacción genotipo-ambiente no significativa, las variables evaluadas se sometieron al Análisis de Varianza (ANDEVA) combinado bajo un modelo mixto, donde los tratamientos fueron de efecto fijo y las localidades de efecto aleatorio. Para la selección de los mejores tratamientos, se empleó un índice de selección (IS) por localidad, con datos estandarizados. Se calculó el IS, mediante la sumatoria de los

productos de los valores normalizados de cada variable (N) y el peso ponderado (PP) de acuerdo con la metodología empleada por Lagos *et al.* (2019). Los P de cada variable fueron los siguientes:

N	DAF	NRR	FPP	PFPP	PF	EP	DEM	RTO
PP	-0,2	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,6

Para el análisis de la estabilidad de los tratamientos se utilizó el modelo de efectos principales aditivos e interacción multiplicativa AMMI (Gollob, 1968; Zobel *et al.* 1988; Gauch, 1988; Zóbel, 1990; Crossa *et al.*, 1990) que inicialmente explica los efectos principales de genotipos y de ambientes mediante el ANDEVA combinado y, posteriormente, describe la parte no aditiva, correspondiente a la interacción genotipo-ambiente por medio del Análisis Multivariado de Componentes Principales. El modelo AMMI es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \sum_{n=1}^N \lambda_n \gamma_{in} \delta_{jn} + \rho_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

Donde: Y_{ijk} = rendimiento del i -ésimo genotipo en el j -ésimo ambiente y repetición k -ésima. Los parámetros aditivos corresponderán a μ = promedio general; α_i = son las desviaciones medias del genotipo (media del genotipo i -ésimo menos el promedio general); β_j = desviaciones promedias del ambiente j -ésimo. Los parámetros multiplicativos corresponderán a: λ_n = valor singular o propio (autovalor) del eje n del ACP; γ_{in} = es el efecto multiplicativo, debido al genotipo i -ésimo respecto del eje n ; δ_{jn} : efecto multiplicativo del ambiente j para el eje n ; ρ_{ij} : residuo del modelo AMMI, n = es el número de ejes del ACP retenidos en el modelo y ε_{ijk} : término del error.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Según el ANDEVA combinado, se encontraron diferencias significativas entre genotipos, lo cual demuestra que existe una gran variabilidad entre éstos (Verma *et al.*, 2019) en todas las variables analizadas (Tabla 9.1). Con excepción del eje polar (EP) y el diámetro ecuatorial mayor del fruto (DEM), en las demás variables, la interacción

localidad x genotipo (ILG) fue significativa. Esto significa que la expresión de las variables en los genotipos de lulo a través de localidades, es diferencial. Por lo tanto, los genotipos responden de manera diferente a las variantes del ambiente (Lozano-Ramírez *et al.*, 2015).

Tabla 9.1. Cuadrados medios del ANDEVA combinado para días a floración (DAF), número de racimos por rama productiva (NRR), número de frutos por planta (FPP), peso de frutos por planta en g (PFP), peso de fruto en g (PF), eje polar del fruto en mm (EP), diámetro ecuatorial del fruto en mm (DEM) y rendimiento en t.ha⁻¹ (RTO), evaluados en 49 genotipos de *S. quitoense* en cuatro localidades de la región Andina del departamento de Nariño.

FV	GL	DAF	NRR	FPP	PFP	PF	EP	DEM	RTO
Loc(L)	3	13081,2*	1454,7*	477096,1*	3666807514*	9927,4*	1735,3*	910,5*	6509,3*
Rep(L)	4	279,69*	0,89	22,21	53246	0,60	29,46*	3,72	1,62
Bl(Rep*L)	48	252,79*	3,16*	1281,79*	11720587*	248,2*	14,62*	11,43*	23,13*
G	48	152,40*	6,52*	1138,89*	11155188*	575,5*	13,89*	14,11*	20,00*
GxL	144	59,32*	4,85*	881,60*	11162777*	329,6*	7,95ns	6,39ns	19,05*
Error	144	42,58	0,56	24,18	61320	5,15	6,82	5,66	0,81
Media		141,65	9,97	160,38	15656,61	100,07	53,88	57,04	20,87
CV (%)		4,61	7,48	3,07	1,58	2,27	4,85	4,17	4,32
R ²		0,91	0,98	0,99	0,99	0,99	0,89	0,86	0,99

CV = coeficiente de variación, * = significancia a un $\alpha < 0,05$, ns = no significativa, Loc = localidad, BI = bloque incompleto, Rep = repetición; G = genotipos (45 híbridos y cuatro testigos), R² = coeficiente de determinación.

Con base en el índice de selección (IS), en Tangua se seleccionaron los híbridos 37, 42 y 12, cuyos IS fueron de 8,84, 10,38 y 14,63, respectivamente. El IS mínimo obtenido en ésta localidad fue de -7,0. En Arboleda Berruecos, se destacaron los híbridos 43, 22, 9, 39, 28, 12 y 37 (IS entre 7,35 y 11,83) y el testigo 48 (IS = 6,71). En este caso, el menor valor fue para el híbrido 43 y el máximo para el 37. El valor mínimo de IS para esta localidad fue de -11,6. En San Pedro de Cartago, los híbridos 45, 7, 21 y 4, cuyos IS oscilaron entre 7,55 y 14,87, donde el valor mínimo fue para el 45 y el máximo. En La Unión, los híbridos 33, 26, 38, 37 y 19 (IS entre 7,06 y 12,05) y el testigo 46, el cual obtuvo un IS de 7,79.

Los híbridos 33 y 19 obtuvieron los valores mínimo y máximo. Estos genotipos fueron los de mejor comportamiento en las características evaluadas. En la Unión el IS mínimo fue de -16,8 (Tabla 9.2).

Los rendimientos de los genotipos seleccionados (GS) oscilaron entre 18,51 a 41,14 t ha⁻¹, con una media de 27,2 t ha⁻¹, la cual superó el promedio de los cuatro testigos (46, 47, 48 y 49), de 20,69 t ha⁻¹. Esto se debe al vigor híbrido caracterizado por el mejoramiento o aumento de las características agronómicas y biológicas en poblaciones híbridas. Lo anterior está respaldado por lo expuesto por Ramírez *et al.* (2018), quienes aseguran que la hibridación es clave para mejorar el rendimiento de las plantas. En Tangua, los GS tuvieron un promedio de 22,05 t ha⁻¹; en Arboleda 20,15 t ha⁻¹, en San Pedro de Cartago y en La Unión 39,13 t ha⁻¹. Si se tiene en cuenta que la media general en Tangua fue de 15,51 t ha⁻¹, en Arboleda de 15,24 t ha⁻¹, en San Pedro de Cartago de 19,76 t ha⁻¹ y en La Unión de 32,72 t ha⁻¹ (Tabla 9.2), la fracción de los GS superaron a estas medias en 6,54, 4,91, 7,54 y 6,41 t ha⁻¹, respectivamente. La ganancia por selección osciló entre 19,59 y 42,17%. Según Lagos-Santander *et al.* (2019), la ganancia por selección se ha utilizado en la identificación de genotipos superiores en las características de interés agronómico y es la base para valorar el progreso genético potencial de un programa de mejoramiento; igualmente, indican que no existe en la literatura especializada, reportes de diferencial de selección en *Solanum quitoense* Lam., que permita comparar las ganancias encontradas en este trabajo.

En Tangua, se obtuvo un PF promedio de 88,73±1,89 g, superado por tres genotipos seleccionados en 15,26 g. El PF de los genotipos no seleccionados (GNS) osciló entre 72,57 y 114,79 g. Los mejores PF fueron expresados por los híbridos 12 (103,57g), 37 (109,31 g) y 42 (99,89 g), los cuales se diferenciaron significativamente con el 93,88% de los tratamientos evaluados. En Arboleda, el PF fue de 109,28±1,8 g. Los genotipos seleccionados (GS) superaron en 6,5 g a la fracción no seleccionada. Los híbridos 9, 12, 39, 22, 37, 43 y 28 (PF entre 103,42 a 130,48 g) y el testigo 48 (127,67 g) presentaron los PF más altos con diferencias significativas respecto al 89,79% de los genotipos evaluados. La media del PF de los GNS, en esta localidad, presentó un valor mínimo de 72,37 g y un máximo de 148,54 g (Tabla 9.2).

Tabla 9.2. Días a floración (DAF), número de racimos por rama (NRR), número de frutos por planta (NFrPP), peso de frutos por planta en g (PFrPP), peso de fruto en g (PF), eje polar en mm (EP), diámetro ecuatorial del fruto en mm (DEM), rendimiento en t ha⁻¹ (RTO) e índice de selección (IS) de materiales genéticos de lulo, seleccionadas en Tangua, Arboleda, San Pedro de Cartago y La Unión, departamento de Nariño.

Localidad	G	DAF	NRR	FPP	PFP	PF	EP	DEM	RTO	IS
Tangua	12	154,17	7,0	180,0**	18185,33**	103,77**	48,83	54,27	24,24**	14,64
Tangua	42	145,5	6,67	162,67**	16079,67**	98,89**	51,11*	56,17	21,44**	10,38
Tangua	37	145,33	7,17	142,0**	15357,67**	109,31**	50,89*	56,29*	20,48**	8,84
MGS		148,33	6,94	151,56	16540,89	103,99	50,28	55,57	22,05	
Mg		148,00	7,10	131,90	11613,71	88,73	48,29	54,29	15,51	
DE		4,03	0,59	2,51	118,10	1,89	1,70	1,92	0,79	
Mg+DE		152,03	7,69	134,42	11731,81	90,63	49,99	56,21	16,30	
Min. GNS		141,00	5,34	97,00	8259,84	72,57	44,44	50,67	11,01	
Max. GNS		157,84	10,83	165,17	13812,83	114,79	52,85	60,23	18,56	
Localidad	G	DAF	NRR	FPP	PFP	PF	EP	DEM	RTO	IS
Arboleda	37	135,5**	7,17	136,67**	16158,34**	117,89**	57,255	56,48	21,55**	11,83
Arboleda	12	157,0	8,17*	155,0**	16270,83**	105,03	55,31	55,48	21,70**	11,27
Arboleda	28	146,5	7,0	119,33**	15567,34**	130,48**	58,04	56,32	20,83**	10,51
Arboleda	39	148,33	6,34	139,67**	15320,0**	109,75	55,96	54,31	20,43**	8,93
Arboleda	9	150,0	8,0*	140,17**	15548,17**	103,42	58,65	55,83	19,40**	8,21
Arboleda	22	148,34	7,84*	132,0**	14830,83**	111,83*	55,67	56,26	19,77**	8,08
Arboleda	43	132,17**	8,0*	118,34**	14249,17**	120,17**	56,01	55,32	19,0**	7,36
Arboleda	48	132,33**	6,84	109,0	13881,0**	127,67**	55,85	59,22*	18,51**	6,71
MGS		143,77	7,42	131,27	15228,21	115,78	56,60	56,15	20,15	
Mg		150,18	7,07	106,21	11634,86	109,28	56,36	56,32	15,24	
DE		7,05	0,61	3,81	106,79	1,80	2,61	1,90	0,62	
Mg+DE		157,23	7,68	110,02	11741,65	111,08	58,96	58,22	15,86	
Min. GNS		135,67	5,84	75,34	7502,17	72,37	52,56	52,03	1,00	
Max. GNS		172,00	8,67	134,50	15567,34	148,54	59,42	60,54	20,83	
Localidad	G	DAF	NRR	FPP	PFP	PF	EP	DEM	RTO	IS
San Pedro	4	130,5*	13,0**	192,0**	22548,33**	118,26**	59,21**	61,71**	30,10**	14,88
San Pedro	21	149,17	11,67*	139,34	21827,5**	154,46**	56,72*	59,78*	29,10**	12,69
San Pedro	7	134,0*	13,34**	200,67**	18658,84**	91,95	54,04	57,14	24,88**	7,79
San Pedro	45	134,67*	10,34	169,0**	18806,34**	111,8**	57,36*	58,89*	25,10**	7,56
MGS		137,08	12,08	175,25	20460,25	119,11	56,83	59,38	27,30	

Mg	143,61	10,49	140,69	14830,41	107,78	53,12	56,16	19,76		
DE	6,58	0,66	2,64	200,87	1,99	2,42	2,00	0,85		
Mg+DE	150,19	11,15	143,33	15031,28	109,77	55,54	58,16	20,61		
Min. GNS	126,34	8,00	74,34	8974,67	82,67	46,04	51,01	11,97		
Max. GNS	165,67	16,34	187,83	18027,50	233,45	59,68	62,46	24,04		
Localidad	G	DAF	NRR	FPP	PFP	PF	EP	DEM	RTO	IS
La Unión	19	122,0	12,17	310,50**	31233,0**	100,3**	58,3	63,38*	41,14**	12,05
La Unión	37	121,0	19,84**	313,84**	29763,5**	94,22	56,97	59,68	39,69**	10,86
La Unión	38	128,83	16,84**	278,33**	30345,34**	108,74**	58,68	63,09	40,46**	10,64
La Unión	26	121,17	16,17*	297,67**	28924,34**	97,21*	59,47	64,15*	38,57**	8,87
La Unión	46	115,0*	14,50	255,67	28681,33**	112,44**	61,11*	66,87**	38,24**	7,79
La Unión	33	122,67	15,67	341,34**	27516,0**	80,55	56,13	59,3	36,69**	7,06
MGS		121,78	15,86	299,56	29410,58	98,91	58,44	62,74	39,13	
Mg		124,81	15,22	262,71	24547,45	94,49	57,77	61,40	32,72	
DE		6,00	0,65	2,21	166,50	1,53	2,03	1,74	0,88	
Mg+DE		130,81	15,88	264,93	24713,95	96,02	59,80	63,14	33,60	
Min. GNS		112,67	9,33	205,00	15013,00	64,40	53,78	57,25	20,02	
Max. GNS		139,67	21,17	336,17	28335,50	121,42	61,27	65,12	37,72	

* = Diferencias significativas respecto a los demás materiales genéticos; DE = desviación estándar; G = genotipos (45 híbridos y cuatro testigos), MGS = media de los genotipos seleccionados, Mg = media general, Min.GNS = valor mínimo de los genotipos no seleccionados, Max.GNS = valor máximo de los genotipos no seleccionados.

En San Pedro de Cartago, el peso del fruto del material genético evaluado fue de $107,78 \pm 1,99$ g con una ganancia debido a la selección de 11,33 g con relación a los GNS. Los híbridos 4 (PF=118,26 g), 21 (PF=154,46 g), 7 (PF=91,95 g) y 45 (PF=111,8 g) presentaron los promedios más altos y fueron diferentes estadísticamente con relación al 93,87% de la población analizada. Los GNS mostraron un PF mínimo de 82,67g y un máximo de 233,45 g (Tabla 9.2).

El PF promedio en La Unión fue de $94,49 \pm 1,53$ g con un DS de 5,42 g en comparación con los GS. Los híbridos 33, 37, 26, 19 y 38 (PF de 80,55 a 108,74 g) y el testigo 46 (112,44 g) ostentaron los promedios más altos con diferencias significativas en comparación con el 91,84% de los materiales genéticos estimados. Los GNS presentaron un PF mínimo de 64,4 g y un máximo de 121,42 g (Tabla 9.2).

Teniendo en cuenta lo antes discutido, los PF de los GS en La Unión, Tangua, Arboleda y San Pedro de Cartago están en el rango de 80,55 a 154,46 g, por lo tanto, se ubican entre los calibres 35 a 26, según la NTC5093, para lulo de Castilla (ICONTEC, 2002). Es de destacar que los GS en Arboleda que incluyen a los híbridos 37, 28 y 43 y al testigo 48, en San Pedro de Cartago a los híbridos 4 y 21, exhibieron un PF entre 117,89 a 154,46 g, superan a los PF mencionados por González *et al.* (2014), quienes registran valores que van desde 111,11 hasta 114,72 g. En La Unión el testigo 46, en San Pedro de Cartago el híbrido 5, en Arboleda el híbrido 22 con PF entre 111,8 y 112,43 g, están dentro de los valores antes mencionados. Los PF antes descritos, están dentro del rango publicado por Silva *et al.* (2016), el cual se encuentra entre 108 y 175 g. Lagos-Santander *et al.* (2019) reportan pesos de fruto de materiales genéticos seleccionados entre 102,5 y 138,65 g.

En cuanto al diámetro ecuatorial mayor (DEM) del fruto, en el municipio de Tangua el híbrido 37 con un promedio de 56,29 mm presentó diferencias estadísticas con respecto al 97,96% de los genotipos y supera tanto a la media de los GS, como a la media general en 0,72 y 2,0 mm, respectivamente. El DEM para Arboleda mostró una media general de $56,32 \pm 1,9$ mm, donde los mayores promedios se alcanzaron con el parental 48 (59,22 mm), que presentó diferencias significativas con el 97,96% de los genotipos evaluados. El DEM para San Pedro de Cartago arrojó una media general de $56,16 \pm 2,0$ mm, donde los mayores promedios se alcanzaron con los híbridos 4 (61,71 mm), 21 (59,78 mm) y 45 (58,89 mm), los cuales exhibieron diferencias significativas con el 93,87% de los genotipos considerados en este estudio. En La Unión, el DEM fue de $61,40 \pm 1,74$ mm y los mayores promedios se alcanzaron con los híbridos 26 (64,15 mm), 19 (63,38 mm) y el testigo 46 (66,87 mm), que presentaron diferencias significativas con el 93,88% de los materiales genéticos experimentados (Tabla 9.2).

Los DEM registrados en los GS de Tangua, San Pedro de Cartago, Arboleda y La Unión oscilaron entre 54,26 y 66,87 mm, lo cual permite ubicarlos en los calibres 35 a 26 de la NTC5093, (ICONTEC, 2002); además, superan los valores encontrados por González *et al.* (2014) y Lagos-Santander *et al.* (2019), quienes publicaron diámetros entre 30,04

y 50,28 mm en diferentes poblaciones de lulo. Sin embargo, algunos genotipos seleccionados están dentro del rango establecido por Arizala *et al.* (2011), de 44,3 a 61,1 mm en injertos de lulo. El EP y el DEM son variables que están relacionadas con el tamaño del fruto (ICONTEC, 2002), por ello, se puede seleccionar cualquiera de estas variables para obtener tamaños de fruto grandes (Lagos-Santander *et al.*, 2019).

El RTO obtenido por los genotipos evaluados en Tangua fue de $15,51 \pm 0,79$ t ha⁻¹, mientras que la fracción seleccionada mostró un promedio de $22,05$ t ha⁻¹, valor superior al promedio del MG evaluado. Los híbridos 12, 42 y 37, con un RTO que osciló entre $24,24$ y $20,48$ t ha⁻¹, obtuvieron los más altos valores con diferencias significativas respecto al 93,87% de los genotipos valorados. Arboleda obtuvo una media general de $15,24 \pm 0,62$ t ha⁻¹, RTO similar al de Tangua. Los promedios más altos de RTO correspondieron a los híbridos 12, 37, 28, 39, 22, 9 y 43 con rendimientos entre $19,0$ y $21,70$ t ha⁻¹ y el testigo 48, con $18,51$ t ha⁻¹ que presentaron diferencias significativas con el 83,68% de los genotipos analizados. El RTO de los GNS en Arboleda osciló entre $1,0$ a $20,83$ t ha⁻¹ (Tabla 9.2).

San Pedro de Cartago obtuvo una media general de $19,76 \pm 0,85$ t ha⁻¹, RTO muy por encima de las anteriores localidades. Los RTOs más altos correspondieron a los híbridos 4, 21, 45 y 7, cuyos valores oscilaron entre $24,88$ y $30,10$ t ha⁻¹. Estos híbridos ostentaron diferencias significativas con el resto de los genotipos. El RTO de los GNS en San Pedro de Cartago osciló entre $11,97$ y $24,04$ t ha⁻¹. La Unión fue la localidad que obtuvo el mayor RTO, con una media $32,72 \pm 0,88$ t ha⁻¹, muy por encima del resto de localidades. Los RTOs más altos pertenecieron a los híbridos 19, 38, 37, 26 y 33, con rendimientos que fluctuaron entre $36,69$ y $41,14$ t ha⁻¹, y al testigo 46 con $38,24$ t ha⁻¹. Estos genotipos presentaron diferencias significativas con el resto. El RTO de los GNS en La Unión osciló entre $20,02$ y $37,7$ t ha⁻¹ (Tabla 9.2).

En todas las localidades, los RTOs de los GS estuvieron por encima del RTO promedio nacional y departamental, que en el 2019 fue de $7,3$ y $4,0$ t ha⁻¹, respectivamente. Además, los rendimientos obtenidos en los GS estuvieron entre $18,51$ y $41,14$ t ha⁻¹, y fueron superiores al rendimiento de los materiales genéticos seleccionados por Lagos-Santander *et al.*

(2019) que oscilaron entre 6,64 y 10,75 t ha⁻¹; sin embargo, algunos híbridos alcanzan rendimientos inferiores a los obtenidos por las selecciones de familias de medios hermanos registrados por Lagos *et al.* (2015), quienes reportan rendimientos entre 13,81 y 24, 80 t ha⁻¹. Tal como lo han expresado Lagos-Santander *et al.* (2019), los GS en este trabajo tienen un gran potencial, por lo tanto, pueden ser sometidos a procesos de descarga genética o eliminación de genes deletéreos a través de la endocría con el fin de establecer una colección de trabajo más tamizada que puede originar poblaciones mejoradas.

Dado que el ANDEVA combinado confirmó (Tabla 9.1) la significancia de la ILG, se presenta el ANDEVA para el modelo AMMI (Tabla 9.3), que indica que el ambiente (Localidad) explica el 79,82%, los genotipos 4,82% y el componente de interacción (LxG), el 14,68% de la variación total observada. La variación explicada por el efecto de interacción L × G fue tres veces mayor que la de los efectos del genotipo. Esta variación se resumió en tres componentes principales (CP). El CP1 explicó el 53,13% de la varianza total, el segundo eje (CP2) representó el 30,36%, el tercer componente explicó el 16,51%, y el acumulado de los tres CP revelaron el 100% de la variación total.

En el biplot para el RTO, los ambientes más contrastantes están representados por los vectores con tendencia opuesta. De esta manera, la localidad de La Unión fue contrastante con Tangua, San Pedro de Cartago y Arboleda-Berruecos. San Pedro de Cartago fue contrastante con los otros tres municipios (Figura 9.1).

Los genotipos que se distribuyen hacia el origen del biplot representan una mayor estabilidad y presentan una adaptabilidad general, por su baja interacción con los ambientes (Lozano-Ramírez *et al.*, 2015; Lagos-Santander *et al.*, 2019). Según estos criterios, los híbridos 3, 6, 11, 14, 15, 17, 18, 25, 28, 30, 35, 36, 37, 41, 43 y 44 y los testigos 47, 48 y 49 serían los más estables; sin embargo, en cuanto a los rendimientos, sólo los híbridos 15, 30 y 37, se encuentran por encima de la media general de cada localidad (Figura 9.1). El híbrido 37 se destacó por su adaptabilidad general, índice de selección y buen comportamiento en las localidades de La Unión, Tangua y Arboleda.

Tabla 9.3. ANDEVA del modelo AMMI para el rendimiento (RTO), evaluado en 49 genotipos de *S. quitoense*, en cuatro localidades del departamento de Nariño.

FV	GL	Rendimiento ($t\ ha^{-1}$)	
		CM	%
Localidad (L)	3	6509,31**	79,82
Repetición	1	2,71 ^{ns}	0,01
Genotipos (G)	48	24,55**	4,82
LxG	144	24,94**	14,68
Error	195	0,84	0,67
CV (%)		4,39	
Términos AMMI			
CP1	50	38,16	53,13
CP2	48	22,71	30,36
CP3	46	12,89	16,51

CV = coeficiente de variación, CPi = componente principal i-ésimo; ** = significancia a un alfa de 0,01, ns= no significativo.

Los híbridos de mejor adaptación a cada uno de los ambientes, tienden a ubicarse en los vértices del polígono que une los puntos de las localidades, como es el caso del híbrido 22 en Tangua. Si se hace la proyección perpendicular del vector de un genotipo sobre la dirección de los vectores ambientales, se puede discriminar la adaptabilidad de los genotipos en los cuatro ambientes (Yan *et al.*, 2000). En este sentido, los híbridos 22, 13, 32, 42 y 12 tienden a adaptarse a Tangua, con rendimientos entre 16,39 a 24,25 $t\ ha^{-1}$. Para Arboleda, se destacan los híbridos 24, 10, 34, 9, 22, 39 y 12, con adaptación específica y rendimientos que oscilan entre 14,55 y 21,70 $t\ ha^{-1}$. En San Pedro de Cartago se destacan los híbridos 5, 1, 2, 31, 40, 7, 45, 21 y 4 con adaptación específica para esta localidad y rendimientos de 21,33 a 30,1 $t\ ha^{-1}$. Para La Unión, presentan adaptación específica los híbridos 20, 23, 8, 16, 33, 29, 27, 26, 38 y 19 y el testigo 46 y rendimientos entre 33,81 y 41,14 $t\ ha^{-1}$ (Tabla 9.2.; Figura 9.1).

En general, los híbridos que en el análisis AMMI mostraron estabilidad a las localidades, coinciden en un 55,26% con los híbridos sobresalientes por el índice de selección (IS). Lo anterior sugiere que los dos métodos permiten identificar los materiales genéticos más estables y de mejor rendimiento en los diferentes ambientes.

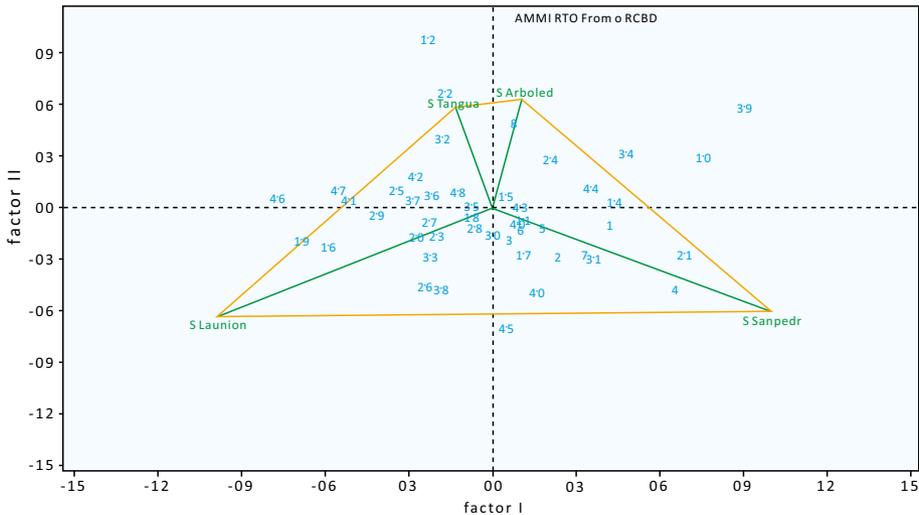


Figura 9.1. Biplot de los CP1 (Factor 1) y CP2 (Factor 2) del análisis AMMI para el rendimiento de 49 materiales genéticos de *S. quitoense*, evaluados en cuatro localidades del departamento de Nariño.

El modelo AMMI se usa en estudios de mejoramiento genético para dilucidar el efecto del genotipo, ambiente o interacción genotipo x ambiente (IGA). Adicionalmente, se han utilizado los modelos GGE biplot y AMMI durante mucho tiempo por muchos investigadores para entender la influencia del genotipo, el medio ambiente y la IGA, basado en rendimiento. El análisis AMMI se utiliza para identificar la estabilidad y la superioridad de genotipos, ambientes favorables y productivos basados en múltiples entornos (Kizilgeci *et al.*, 2019). En este caso, la interacción de los genotipos de lulo evaluados en los cuatro ambientes fue mejor estimado por los dos primeros componentes principales de la IGA que produce el modelo AMMI, el cual explica el 83,49% de la variación total del rendimiento (Tabla 9.3).

CONCLUSIONES

Los híbridos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) 22, 13, 32, 42 y 12 tuvieron adaptación específica en Tangua, en Arboleda se destacaron los híbridos 24, 10, 34, 9, 22, 39 y 12, en San Pedro de Cartago los híbridos 5, 1, 2, 31, 40, 7, 45, 21 y 4 y para La Unión, los híbridos 20, 23,

8, 16, 33, 29, 27, 26, 38 y 19 y el testigo 46. El bliplot identificó a Tangua y Arboleda como ambientes que presentaron condiciones semejantes. Esto contribuye a seleccionar y reducir ambientes para futuros ensayos. Los híbridos destacados por sus altos valores de índice de selección en Tangua fueron el 12, 42 y 37, para Arboleda el 37, 12, 28, 39, 9, 22, 43 y 48, para San Pedro de Cartago el 4, 21, 7 y 45, y para La Unión el 19, 37, 38, 26, 46 y 33. Es necesario realizar estudios de adaptabilidad y estabilidad con los mejores híbridos en otras localidades productoras de lulo.

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO IX

Arias, V. F. y Rendón, S.S. 2014. Inteligencia de mercados para la cadena del lulo (*Solanum quitoense*). Journal of Agricultural and animal Sciences. 3(2): 38-47. <http://repository.lasallista.edu.co:8080/ojs/index.php/jals/article/view/732/517>; consulta: 26/06/2029

Aulicino, M.B., Laos, F., Arturi, M.J., Suárez, A. y Greco, C. 200. Análisis de la interacción genotipo-ambiente para rendimiento forrajero en cebadilla criolla. Invest. Agr.: Prod. Prot. Veg. Vol. 15 (3). http://www.inia.es/gcontrec/pub/aulic_1161155879093.pdf; consulta: 26/06/2020.

Arizala, M., Monsalvo, A., Betancourth, C., Salazar, C. y Lagos, T.C. 2011. Evaluación de solanáceas silvestres como patrones de lulo (*Solanum quitoense* Lam) y su reacción a *Fusarium* sp. Revista de Ciencias Agrícolas (Colombia). 28(1): 147-160.

Castro, W., Carrera, K., Herrera, F. y Capull, R. 2018. Identification of isolates of *Fusarium* spp. associated with *Solanum quitoense* Lam in Pastaza, Ecuador. Revista Centro Agrícola. Universidad Central “Marta Abreu” de las Villas. 45(4): 5-11.

Corpas-Iguarán, E., Taborda-Ocampo, G. y Tapasco-Alzate, O. 2017. Analytical approach of the volatile fraction of *Solanum quitoense* by hsspme/gc-ms. Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial. 15(1): 76-84. DOI: [http://dx.doi.org/10.18684/BSAA\(15\)76-84](http://dx.doi.org/10.18684/BSAA(15)76-84)

Cotes, J.M., Ñustez, C.E., Martínez, R. y Estrada, N. 2000. Análisis de la interacción genotipo por ambiente en papa (*Solanum tuberosum* spp. andigena), a través de una metodología no paramétrica. Agronomía Colombiana. 17: 43-56. DOI: <http://www.bdigital.unal.edu.co/24390/1/21543-73655-1-PB.pdf>; consulta: 26/06/2020.

Crossa, J. 1990. Statistical analysis of multilocation trials. Advances in Agronomy 44: 55-85. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0065-2113\(08\)60818-4](https://doi.org/10.1016/S0065-2113(08)60818-4)

Dane. Departamento Administrativo Nacional de Estadística. 2019. Boletín Técnico Encuesta Nacional Agropecuaria (ENA) Primer semestre. https://www.dane.gov.co/files/investigaciones/agropecuario/enda/ena/2019/boletin_ena_2019-I.pdf; consulta: 26/06/2020.

Díaz, A. y Brochero, H. 2012. Parasitoides asociados al perforador del fruto de las Solanáceas *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae) en Colombia. Rev. Col. Entomol. 38(1):50-57.

Espitia, M., Murillo, O., Castillo, C., Araméndiz, H. y Paternina, N. 2010. Ganancia genética esperada en la selección de acacia (*Acacia mangium* willd.) en Córdoba (Colombia). Rev. U.D.C.A Act. & Div. Cient. 13(2): 99-107. DOI: <https://doi.org/10.31910/rudca.v13.n2.2010.736>

Flórez, N., Balaguera, H. y Restrepo, H.; 2015. Effects of foliar urea application on lulo (*Solanum quitoense* cv. septentrionale) plants grown under different waterlogging and nitrogen conditions. Scientia horticulturae, 186(1): 154–162. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.02.021>

Forero, D.P., Orrego, C.E., Peterson, D.G. y Osorio, C. 2015. Chemical and sensory comparison of fresh and dried lulo (*Solanum quitoense* Lam.) fruit aroma. Food chemistry, 169(1): 85-91. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.07.111>

Franco, G., Bernal, J., Gallego, J.L., Rodríguez, J.E., Guevara, N., Giraldo, M., y Londoño, M. 2002. Generalidades del cultivo del lulo. En: Giraldo, M.J; Franco, G. (eds.) El cultivo del lulo. Asohofrucol, Corpoica, Fondo Nacional de Fomento Hortifrutícola. 97p.

Gauch, H.G. 1988. Model selection and validation for yield trials with interaction. Biometrics. 44: 705-715. DOI: 10.2307/2531585

Gollob, H.F. 1968. A statistical model which combines features of factor analytic and Analysis of Variance techniques. Psychometrika. 33: 73-115. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/BF02289676>

González, D.I., Ordóñez, L.E., Vanegas, P.; Vásquez, H.D. 2014. Cambios en las propiedades fisicoquímicas de frutos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) cosechados en tres grados de madurez. Acta Agronómica (Colombia). 63(1):11-17. <http://dx.doi.org/10.15446/acag.v63n1.31717>

Granados, C., Torrenegra, M.E., Acevedo, D. y Romero, P. 2013. Evaluación fisicoquímica y microbiológica del aperitivo vínico de lulo (*Solanum quitoense* Lam.). 24(6): 35-40. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642013000600006>

Icontec. Instituto Colombiano de Normas Técnicas. 2002. Norma técnica colombiana NTC 5093: Frutas frescos. Lulo de Castilla. Especificaciones. Bogotá, Icontec. Cenicafé. 19p.

Kizilgeci, F., Albayrak, O., Yildirim, M. y Akinci, K. 2019. Stability evaluation of bread wheat genotypes under varying environments by AMMI model. Fresenius Environmental Bulletin. 28(9): 6865-6872. <https://www.researchgate.net/publication/334598443>; consulta: 29/06/2020.

Lagos-Santander, L.K., Lagos-Burbano, T.C., Duarte-Alvarado, D.E., Criollo-Escobar, H. y Angulo-Ramos, N.F. 2019. Evaluación del rendimiento y calidad del fruto de parentales

e híbridos de lulo de Castilla. Rev. U.D.C.A Act. & Div. Cient. 22(2):e1344. DOI: <http://doi.org/10.31910/rudca.v22.n2.2019.1344>

Lagos, T.C., Apráez, J., Lagos, L.K. y Duarte, D. 2015. Comportamiento de 50 familias de medios hermanos de *Solanum quitoense* Lam. bajo selección recurrente. Temas Agrarios. 20(2): 19-29. DOI: <https://doi.org/10.21897/rta.v20i2.755>

Lozano-Ramírez, A., Santacruz-Varela, A., San Vicente-García, F., Crossa, J., Burgueño, J. y Molina-Galán, J.D. 2015. Modelación de la interacción genotipo x ambiente en rendimiento de híbridos de maíz blanco en ambientes múltiples. Rev. Fitotec. Mex. 38(4):337-347.

Medina, C. I., Lobo, M. y Martínez, E. 2009. Revisión del estado del conocimiento sobre la función productiva del lulo (*Solanum quitoense* Lam.) en Colombia. Corpoica Cienc Tecnol Agropecu. 10(2): 67-179. DOI: https://doi.org/10.21930/rcta.vol10_num2_art:139

Messinger, J. y Lauerer, M. 2015. *Solanum quitoense*, a new greenhouse crop for Central Europe: Flowering and fruiting respond to photoperiod. Scientia horticulturae. 183(1): 23-30. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.11.015>

Morillo, A.C., Tovar, Y.P. y Morillo, Y. 2017. Characterization of lulo (*Solanum quitoense* Lam.) genetic diversity in the department of Boyaca, Colombia. Acta Agron. 66(3): 430-435. DOI: <https://doi.org/10.15446/acag.v66n3.58997>

Morillo, A., Rodríguez, A. y Morillo, Y. 2019. Caracterización morfológica de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) en el municipio de Pachavita, Boyacá. Acta Biol. Colomb. 24(2): 291-298. DOI: [10.15446/abc.v24n2.75832](https://doi.org/10.15446/abc.v24n2.75832)

Ochoa, L.M., Balaguera, H.E., Ardilaroa, G., Pinzón, E.H. y Álvarez, J.G. 2016. Growth and development of Lulo (*Solanum quitoense* Lam.) in the municipality of San Antonio del Tequendama (Colombia). Corpoica Cienc Tecnol Agropecu. 17(3): 347-359. DOI: https://doi.org/10.21930/rcta.vol17_num3_art:512

Pareja, N.M., Santacruz, N.K., Ordóñez, H.R. y Lagos-Burbano, T.C. 2010. Comportamiento meiótico de diferentes especies de lulo, *Solanum* sp. Acta Agron (Palмира). 59(4): 394-400. http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-28122010000400002&lng=en&tlng=es; consulta: 26/06/2020.

Polanco, M.F.; Gómez, S.; Padilla, J.C. 2018. Evaluación de la resistencia de un híbrido F1 de *Solanum quitoense* Lam. a *Neoleucinodes elegantalis* (Guenée) y *Meloidogyne incognita*. Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria. 19(2): 351-366. DOI: https://doi.org/10.21930/rcta.vol19_num2_art:520

Ramírez, F., Kallarackal, J. y Davenport, T.L. 2018. Lulo (*Solanum quitoense* Lam.) reproductive physiology: A review. *Scientia Horticulturae*. 238: 163-176. DOI: 10.1016/j.scienta.2018.04.046

Ramos, K., Sivaprasad, Y., Guevara, F., Ochoa, F., Viera, W. y Flores, F. 2020. Occurrence of potato yellowing virus in naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.) in Ecuador. *Journal of Plant Pathology*. 102:597. DOI: <https://doi.org/10.1007/s42161-019-00479-0>

Rodríguez-González, R.E., Ponce-Medina, J.F., Rueda-Puente, E.O., Avendaño-Reyes, L., Paz Hernández, J.J., Santillano-Cazares, J. y Cruz-Villegas, M. 2011. Interacción genotipo - ambiente para la estabilidad de rendimiento en trigo en la región de Mexicali, B.C., México. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. 14: 543- 558. <http://www.scieo.org.mx/pdf/tsa/v14n2/v14n2a15.pdf>; consulta: 27/06/2020.

Salazar, C. y Betancourth, C. 2017. Reacción de genotipos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) a *Meloidogyne* spp. en condiciones de campo. *Corpoica Cienc Tecnol Agropecuaria*. 18(2): 295-306

Silva, W., Gómez, P., Viera, W., Sotomayor, A., Viteri, P. y Ron, L. 2016. Selección de líneas promisorias de naranjilla para mejorar la calidad de la fruta. *Rev. Cient. Ecuatoriana*. 3: 23-30.

Tirado, R., Tirado, R. y Mendoza, J. 2018. Interacción genotipo × ambiente en rendimiento de papa (*Solanum tuberosum* L.) con pulpa pigmentada en Cutervo, Perú. *Chilean J. Agric. Anim. Sci., ex Agro-Ciencia*. 34(3):191-198. <https://scielo.conicyt.cl/pdf/chjaasc/v34n3/0719-3890-chjaasc-00502.pdf>; consulta: 27/06/2020.

Torres, B., Starnfeld, F., Vargas, J.C., Ramm, G., Chapalbay, R., Ríos, M., Jurrius, I., Gómez, A., Torricelli, Y., Tapia, A., Shiguango, J., Torres, A., Velasco, Ch., Murgueytio, A. y Cordoba-Bahle, D. 2013. Gobernanza participativa en la Amazonía del Ecuador: Recursos naturales y desarrollo sostenible. Universidad Estatal Amazónica (Eds.), Puyo, Pastaza, Ecuador. Universidad Estatal Amazónica, Ministerio del Ambiente del Ecuador, Gobierno Autónomo Descentralizado Provincial de Napo y Cooperación Alemana al Desarrollo. Puyo, Ecuador. 124 pp. <http://www.plantasutilesdeltropico.com/wp-content/uploads/2015/02/Gobernanza-participativa-en-la-Amazonia-del-Ecuador-recursos-naturales-y-desarrollo-sostenible.pdf>; Consulta: 26/06/2020.

Torres, R.A., Vargas, J.C., García, Y., Torres, E.D. y Arteaga, Y. 2018. Influence of socioeconomic variables in the naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.) production in the rural community of Wamani in the Ecuadorian Amazon. *Acta Agron (Palmira)*. 67(1): 65-72. DOI: <https://doi.org/10.15446/acag.v67n1.62864>

Viera, W., Mejía, P., Noboa, M., Obando, J., Sotomayor, A., Vásquez, W. y Viteri, P. 2015. Arvenses Asociadas a los Cultivos de Naranjilla y Tomate de Árbol. *Revista Científica Ecuatoriana*. 2(1): 42-47. DOI: 10.36331/revista.v2i1.6

Verma, A., Kumar, V., Kharab, A.S. y Singh, G.P. 2019. Parameters of AMMI model to assess gxe interaction of malt barley genotypes. *Journal of Experimental Biology and Agricultural Sciences*. 7(3): 273-280. DOI: [http://dx.doi.org/10.18006/2019.7\(3\).273.280](http://dx.doi.org/10.18006/2019.7(3).273.280)

Yan, W., Hunt, L.A., Sheng, Q. y Szlavnic, Z. 2000. Cultivar evaluation and mega-environment investigation based on GGE biplot. *Crop Science*. 40(3): 597-605. (2000). DOI: <https://doi.org/10.2135/cropsci2000.403597x>

Zobel, R. 1990. A powerful statistical model for understanding genotype-by-environment interaction. In: *genotype by environment interaction and plant breeding*. Kang, M.S. (ed). Louisiana State University. pp. 126-140.

Zobel, R., Wright, M. y Gauch, H. 1988. Statistical analysis of a yield trial. *Agron. J.* 80: 388-397. DOI: <https://doi.org/10.2134/agronj1988.00021962008000030002x>

PATOGENICIDAD DE AISLAMIENTOS DE *Fusarium oxysporum* EN LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

PATHOGENICITY OF ISOLATIONS OF *Fusarium oxysporum* IN LULO (*Solanum quitoense* Lam.)

**DAVID DUARTE-ALVARADO¹; LIZ K LAGOS-SANTANDER²;
TULIO CÉSAR LAGOS-BURBANO³**

¹ Ing. Agrónomo, M.Sc. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: david890223@hotmail.com; <https://orcid.org/0000-0002-8896-3594>; ² Ing. Agrónoma, M.Sc., candidata a Ph.D. Universidad de Nariño, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos. Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: lklagoss@unal.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9932-0909>; ³ Ing. Agrónomo. Ph.D. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA. San Juan de Pasto-Nariño, Colombia; e-mail: tclagosb@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

RESUMEN

El marchitamiento radicular y vascular de lulo causado por *Fusarium oxysporum*, es uno de los responsables de la falta de sostenibilidad y el deficiente desarrollo del cultivo por su agresividad, desconocimiento de su especificidad y la falta de una estrategia de manejo integrado eficiente. En esta investigación se evaluó la patogenicidad de los aislamientos de *F. oxysporum*, se utilizó un Diseño completamente al Azar con dos factores bajo condiciones de invernadero. El primer factor correspondió a 20 aislamientos de *F. oxysporum* colectando en zonas productoras de la región natural Andina del departamento de Nariño y el segundo factor a dos especies de lulo *Solanum quitoense* y *Solanum hirtum*. Por cada tratamiento se utilizó un testigo inoculado con agua destilada estéril y cinco repeticiones por tratamiento. Se obtuvieron significancia en la interacción aislamiento x especie y severidades mayores al 70% para *S. quitoense* y mayores al 60% para *S. hirtum* con 19 aislamientos de *F. oxysporum*. El aislamiento Fo10 fue no patogénico para las dos especies.

Palabras Clave: marchitamiento vascular, incidencia, severidad ponderada, *Solanum hirtum*, patógeno.

ABSTRACT

The root and vascular wilting of Lulo caused by *Fusarium oxysporum*, is responsible for the lack of sustainability and deficient development of the crop due to its aggressiveness, lack of knowledge of its specificity and lacking an efficient integrated management strategy. In this research the pathogenicity of *Fusarium oxysporum* isolates was evaluated. A Completely Randomized Design with two factors was established. The first factor corresponded to 20 isolates of *F. oxysporum* collected in producing zones of the natural Andean region of the Department of Nariño, and the second factor was two species of Lulo, *Solanum quitoense* and *Solanum hirtum*. For each treatment, one negative check control was inoculated with sterile distilled water, placing five repetitions per treatment. Statistical significance was obtained in the interaction between *Fusarium* isolate x Lulo species and severity greater than 70% for *S. quitoense* and greater than 60% for *S. hirtum* with 19 isolates of *F. oxysporum*. FO10 isolate was non-pathogenic for both species.

Keywords: vascular wilting, incidence, weighted severity, *Solanum hirtum*, pathogen.

INTRODUCCIÓN

El lulo (*Solanum quitoense* Lam.) es una especie en proceso de domesticación que ha sufrido el cambio de su hábitat natural de sotobosque a plena exposición solar, generando disminución en su periodo vegetativo y aumento en la susceptibilidad a problemas fitopatológicos (Pareja *et al.*, 2010).

El cultivo de lulo se ha establecido en un 74% del total de área sembrada bajo un enfoque de minifundio y el 26% restante con aras al desarrollo empresarial (Bernal *et al.*, 2001). A pesar de su potencial productivo, el departamento de Nariño se encuentra por debajo del rendimiento promedio nacional con 5,6 t ha⁻¹ y por debajo de otros departamentos productores como Huila, Antioquia y Valle del Cauca, con un rendimiento que varía entre 7,15 a 16,7 t ha⁻¹ (Agronet, 2018).

Esta problemática se agudiza dado que la mayoría de los cultivares utilizados por los productores son susceptibles a problemas limitantes de la producción. Dentro de estos problemas, se destaca particularmente la susceptibilidad al hongo *F. oxysporum*, el cual ocasiona la enfermedad conocida como marchitamiento vascular y radicular, que en la mayoría

de los casos ocasiona la muerte de la planta o la debilita, reduciendo la vida útil del cultivo y disminuyendo su capacidad productiva (Ochoa *et al.*, 2001; Lagos *et al.*, 2015).

El marchitamiento vascular y radicular se caracteriza por ocasionar síntomas como clorosis y pérdida de turgencia ascendente, que termina con la marchitez completa de la planta. Puede ser fácilmente identificada por la decoloración del sistema vascular a través de un corte transversal del tallo. Es una enfermedad muy difícil de controlar, debido a que su agente causal es un habitante natural del suelo que posee estructuras de resistencia conocidas como clamidosporas, que le permiten sobrevivir durante mucho tiempo en el suelo o en residuos vegetales hasta encontrar el hospedante adecuado, en este caso plantas de lulo. Comercialmente, se ha reportado que la mortalidad de plantas puede alcanzar hasta un 80% (Ochoa, 2002; Estupiñán y Ossa, 2007).

Estudios realizados por Gallardo (2005) en Ecuador, determinaron que el híbrido INIAP-Palora, liberado en el año 1994 (Heiser y Anderson, 1999), presentó resistencia completa a la inoculación de *F. oxysporum* f. sp. *quitoense*. Sin embargo, se han presentado epidemias severas, observándose una pérdida de esta resistencia y una manifestación de síntomas en este híbrido, lo que indicaría que existen nuevas poblaciones de *F. oxysporum* f. sp. *quitoense*; por lo tanto, es necesario actualizar los estudios encaminados a la identificación de razas involucrando nuevos aislamientos de diferentes zonas geográficas. Así mismo, al conocer su especificidad se facilita y agiliza los estudios de diagnóstico, epidemiología y de resistencia genética. En Colombia, Tamayo *et al.* (2000) realizaron pruebas de inoculación de *F. oxysporum* bajo condiciones controladas en el híbrido interespecífico La Selva (*S. quitoense* x *S. hirtum*), obteniendo como resultado que el híbrido posee resistencia genética completa al hongo y puede ser utilizado como alternativa de mitigación en zonas donde la enfermedad es de importancia económica.

En este contexto, el objetivo de la presente investigación fue evaluar la patogenicidad y el grado de virulencia de aislamientos de *F. oxysporum*, agente causal del marchitamiento vascular y radicular de lulo, con el fin de establecer las bases para futuras estrategias de mejoramiento genético que permitan un manejo efectivo para esta enfermedad.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización. La fase de purificación de aislamientos y obtención de inóculos se hizo en el laboratorio de fitopatología de la Universidad de Nariño, ubicado a 1°13' N, 77°17' W, con una temperatura promedio de 22°C y humedad relativa del 75%. La fase de evaluación de patogenicidad se realizó bajo condiciones de invernadero en la Granja Experimental Botana, ubicada en el Altiplano de Pasto a 1°09' N, 77°16' W, con temperatura promedio de 12°C y humedad relativa del 80%.

Recolección de muestras. Se colectaron 20 aislamientos a partir de plantas de lulo (*S. quitoense*) variedad Castilla y Larga Vida con síntomas típicos de la enfermedad, que van desde amarillamiento en las hojas basales, marchitamiento y necrosis vascular en tallo y raíces (González *et al.*, 2012). La colecta se hizo en 12 municipios del departamento de Nariño, en diferentes lotes comerciales (Tabla 10.1). Cada una de las muestras obtenidas se transportaron siguiendo la metodología de Castellanos *et al.* (2013).

Tabla 10.1. Aislamientos de *Fusarium oxysporum* (Fo) colectados en 12 municipios productores de lulo del departamento de Nariño.

Código	H	EH (mes)	M	V	N	W	A (msnm)
Fo1	SqvC	12	La Florida	Matituy	1°24'	77°18'	1850
Fo2	SqvLV	24	Arboleda	Botanilla	1°30'	77°08'	2301
Fo3	SqvLV	18	Arboleda	Berruecos	1°30'	77°07'	2288
Fo4	SqvC	11	La Unión	Chilcal	1°35'	77°06'	1923
Fo5	SqvC	11	La Unión	Chilcal Alto	1°35'	77°06'	1963
Fo6	SqvC	24	La Unión	Buenos Aires	1°34'	77°07'	2028
Fo7	SqvC	11	Cartago	Buenos Aires	1°33'	77°07'	2083
Fo8	SqvC	36	Cartago	El Salado	1°33'	77°06'	1991
Fo9	SqvC	10	Cartago	Prados	1°33'	77°07'	1966
Fo10	SqvC	24	Cartago	Cabecera	1°33'	77°07'	2134
Fo11	SqvLV	18	Cartago	San Isidro	1°32'	77°07'	2230
Fo12	SqvC	36	Tangua	La Higuera	1°04'	77°23'	2401
Fo13	SqvLV	18	Taminango	La Brigada	1°33'	77°16'	1627
Fo14	SqvC	24	Ancuya	EL Llano	1°16'	77°31'	1359
Fo15	SqvC	5	Buesaco	Ortega	1°22'	77°52'	2153
Fo16	SqvLV	24	Buesaco	La Argelia	1°22'	77°08'	2030
Fo17	SqvC	24	Yacuanquer	Chapacual	1°07'	77°26'	2218
Fo18	SqvLV	10	Colon	La Victoria	1°39'	77°02'	2192
Fo19	SqvC	12	EL Tambo	Cabecera	1°24'	77°23'	2187
Fo20	SqvC	9	Linares	Cabecera	1°21'	77°31'	1457

SqvC = *S. quitoense* var Castilla, SqvLV = *S. quitoense* var. Larga Vida, H = hospedero; EH = edad hospedero, M = municipio, V = vereda, N = Latitud Norte, W = Longitud Oeste; A = altitud.

Las muestras de tejido de lulo infectado (raíces o tallos) colectadas se envolvieron en toallas de papel absorbente y se colocaron en bolsas porosas. Una vez recolectadas las muestras, se rotularon con sus códigos correspondientes, y registraron los datos de ubicación, hospedero, edad del hospedero, municipio, vereda y altura.

Aislamiento e identificación del patógeno. A partir del material vegetal afectado se aisló y purificó el hongo patógeno en el laboratorio de Fitopatología de la Universidad de Nariño. Con una tijera estéril, se cortaron varios trozos del tejido afectado (tallo o raíz) de 5mm de longitud, los cuales se desinfectaron con una solución de hipoclorito de sodio al 2,5% durante tres minutos, alcohol al 70% durante un min y se enjuagaron con agua destilada vertiéndola sobre la muestra con ayuda de una pipeta. Las muestras se colocaron en papel absorbente durante 10 minutos para su secado. Los trozos secos, se tomaron con una pinza estéril y se sembraron en una caja de Petri con el medio de cultivo PDA, incubándolas a 24°C durante siete días, tiempo en el cual el hongo produjo masas de micelio y conidias (Castellanos *et al.*, 2013). Después de hacer la purificación se hizo su identificación. Para esta labor se montaron placas con las estructuras del hongo en una solución de lactofenol. Se observaron bajo microscopio tomando como criterios taxonómicos los propuestos por Leslie y Summerell (2006) y Nelson (1990), como la morfología de la colonia; coloración que varía desde blanco hasta violeta; producción de clamidosporas; macroconidias en monofialides cortas, usualmente con tres septos; microconidias en monofialides cortas, usualmente sin septos y abundantes en micelio aéreo (Figura 10.1).

Cultivos monospóricos. Para la obtención del cultivo monoconidial o monospóricos se partió de cultivos puros con siete días de crecimiento, para lo cual se tomó micelio y se introdujo en un tubo de ensayo conteniendo 20 ml de agua destilada estéril, se homogeneizó la muestra y se ajustó a una concentración de 10^3 conidias/ml. Posteriormente, se adicionó 1ml de esta solución a medio Agar Agua. Después de 24 horas, las conidias empezaron a germinar y se tocaron con un alfiler flameado para depositarlas en otra caja de Petri con PDA agregando cuatro a seis gotas de agua destilada estéril. A las 24 horas se observó en estereoscopio la germinación de las conidias, seleccionando la más distante para

aislarla a una nueva caja de Petri conteniendo PDA. Se incubo a 28°C por siete días con el fin de obtener los cultivos monospóricos (Clavijo, 2008; Castellanos *et al.*, 2013).

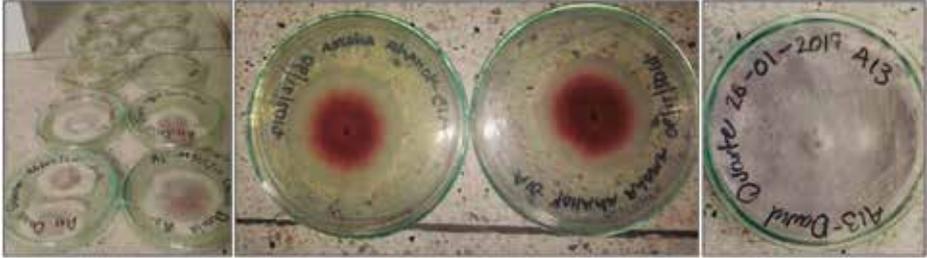


Figura 10.1. Cultivos puros de variantes de *Fusarium oxysporum* obtenidos de cultivos de lulo de diferentes localidades del departamento de Nariño.

Una vez se obtuvo el cultivo monoconidial de cada aislamiento, se repicaron a cajas de Petri con medio de cultivo PDA. Las cajas se llevaron a incubación a 20°C hasta obtener la cantidad necesaria de inóculo para infectar el número de plantas utilizadas en esta investigación (Betancourth *et al.*, 2005).

Caracterización patogénica

Material vegetal. Para realizar la caracterización patogénica de los aislamientos se evaluó la especie *Solanum quitoense* cultivar Castilla y la especie *Solanum hirtum*. Las semillas de estas especies se sembraron en bandejas germinadoras con sustrato de turba estéril. A los 30 días después de su germinación, las plantas a inocular se escogieron por su uniformidad y se sembraron en bolsas de polietileno con un sustrato compuesto por una mezcla de suelo y cascarilla de arroz en proporción 1:1, el cual se esterilizó dos veces en autoclave a 121°C y una presión de 15 psi. Se dejó en reposo por ocho días antes de su uso para evitar gases tóxicos que pudieran afectar el desarrollo de las plantas (Clavijo, 2008).

Preparación de inóculo. La suspensión de esporas se obtuvo a partir de los cultivos puros monospóricos cultivados en PDA a 28°C durante siete a diez días. A estos cultivos se les adicionó 20 ml de agua destilada estéril y se hizo un raspado superficial con una espátula estéril para desprender las conidias y micelio. Luego, se pasó por un filtro para

separar las conidias del micelio y se ajustó a una concentración de 1×10^6 conidias/ml con ayuda de un hematocimetro con cámara de Neubauer.

Inoculación. Se utilizó el método de inoculación a la raíz con cortes, el cual consiste en un lavado previo de las raíces de las plantas con agua destilada. Se realizaron pequeños cortes en los ápices de las raíces y se sumergieron en el inóculo previamente preparado por un tiempo de tres horas. Transcurrido este tiempo, las plantas se sembraron en sustrato estéril. Al testigo se le realizó el procedimiento y se sumergió en agua destilada estéril por el mismo periodo de tiempo.

Las plantas se evaluaron durante 60 días y aquellas que mostraron los síntomas de marchitamiento vascular y radicular causadas por *F. oxysporum* se llevaron al laboratorio para confirmar los postulados de Koch (Betancourth, 2005; Clavijo, 2008).

Diseño experimental. Se utilizó un Diseño Completamente al Azar con dos factores. El primer factor correspondió a 20 aislamientos de *F. oxysporum* y el segundo factor al cultivar de Lulo de Castilla (*S. quitoense*) y la especie *Solanum hirtum*. Por cada tratamiento se utilizó un testigo inoculado con agua destilada estéril y con cinco repeticiones por tratamiento. En total se evaluaron 200 unidades experimentales. Cada unidad experimental correspondió a una planta sembrada en bolsa con sustrato estéril.

Evaluación de la enfermedad. Con el fin de evaluar el efecto de *F. oxysporum* sobre el material vegetal y establecer el grado de patogenicidad y agresividad de cada uno de los 20 aislamientos, se realizaron mediciones semanales durante tres meses tomando las siguientes variables:

Altura de plántula (AP). Se registró la AP en cm cada siete días por tres meses a partir del momento de la inoculación. El incremento de la AP (ΔAP) se calculó mediante la fórmula:

$$\Delta AP = \frac{AP2 - AP1}{T2 - T1}$$

Donde: AP1 = altura de planta en el tiempo uno, AP2 = altura de planta en el tiempo dos, T1 = tiempo de evaluación uno y T2 = tiempo de evaluación dos.

Diámetro del tallo (DT). Desde el momento de la inoculación y cada siete días por un periodo de tres meses, se midió con un pie de rey en la base del tallo, el DT en cm. El incremento del DT (ΔDT) se estimó así:

$$\Delta DT = \frac{DT2 - DT1}{T2 - T1}$$

Dónde: DT1 = diámetro de tallo en tiempo uno, DT2 = Diámetro de tallo en tiempo dos.

T1 = Tiempo de evaluación uno y T2 = Tiempo de evaluación dos.

Días a inicio de síntomas (DIS). El número de DIS se estableció a partir del momento de la inoculación hasta la aparición de los primeros síntomas típicos de la enfermedad como son clorosis y marchitamiento en hojas, pérdida de turgencia y necrosis vascular (Clavijo, 2008).

Incidencia (I). La *I* se tomó como porcentaje de plantas que presentaron los síntomas de la enfermedad sobre el total de plantas evaluadas.

Severidad ponderada (S). La *S* se evaluó según con la escala propuesta por Elmer y Robert (2004) y Clavijo (2008) (Tabla 10.2) y se calculó en porcentaje mediante la fórmula de Song *et al.* (2004):

$$S = \left[\frac{\sum (PEG)}{PEM} \right] \times 100$$

Donde: PEG = número de plantas enfermas por cada grado de enfermedad, PEM = número de plantas evaluadas por grado mayor.

Medición de la colonización vascular (CV). Al final de las evaluaciones, a cada plántula se le retiró de la bolsa. Los haces vasculares se seccionaron transversalmente para evaluar la colonización o necrosis vascular. Según CIAT (1987), la escala usada para medir la colonización vascular incluye como categorías: ninguno, ligera, intermedia y severa; adicionalmente, la colonización es evaluada por separado para porciones correspondientes a distintas alturas que van desde la raíz al tallo (parte baja, intermedia y alta) (Estupiñan y Ossa, 2007). En el siguiente cuadro, se presenta la escala de colores con el grado de decoloración vascular (DV) y la descripción de la severidad (DS).

DV	DS	Característica
0	Ninguna	
1	Ligera	
2	Intermedia	
3	Severa	

Tabla 10.2. Escala para evaluación de severidad de *Fusarium oxysporum*.

ESCALA	SÍNTOMAS
0	Sin síntomas visibles de la enfermedad (Planta sana)
1	Clorosis leve de hojas
2	<10% de las plantas con clorosis leve y/o leve retraso en el crecimiento
3	11-25% de las plantas con clorosis leve y/o leve retraso en el crecimiento y marchitamiento
4	26-50% con clorosis fuerte y/o enanismo y marchitamiento
5	51-100% de las plantas marchitas o muerte de las plantas

Reaislamiento del hongo. Para determinar si los síntomas observados fueron ocasionados por *F. oxysporum*, se realizó el aislamiento a partir del material vegetal enfermo. Igualmente, se ejecutó el aislamiento a partir de la zona vascular de material vegetal asintomático, con el fin de conocer si en alguno de los cultivares existía una infección leve en la parte basal del tallo, y definir de esta forma, un posible portador asintomático (Estupiñan y Ossa, 2007).

Análisis de la información. Los datos obtenidos se analizaron mediante el Análisis de Varianza (ANDEVA) con el programa SAS 9.4 (Statistical Analysis System, Institute Inc.). En las variables en que la prueba de hipótesis permitió rechazar la hipótesis nula, se establecieron las diferencias entre tratamientos teniendo en cuenta lo planteado por Antuna *et al.* (2003) y De la Cruz *et al.* (2010), donde las medias de los tratamientos materiales genéticos que superan a la media general más una vez ($\mu+\sigma$) o dos veces el error estándar ($\mu+2\sigma$) presentan diferencias estadísticas significativas o altamente significativas con los demás tratamientos. En este caso, en las variables relacionadas con la patogenicidad y agresividad de *F. oxysporum*, los materiales genéticos más sobresalientes fueron aquellos que estuvieron por debajo de $\mu-\sigma$ ó $\mu-2\sigma$, con diferencias significativas o altamente significativas respecto a los demás.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Colección de aislamientos. De las colectas realizadas en los municipios productores de lulo del departamento de Nariño, se obtuvieron 20 aislamientos de *F. oxysporum* a partir de plantas de *S. quitoense* variedad Castilla y Larga Vida. Los aislamientos se describen en la Tabla 10.1. En total se muestrearon 12 municipios productores de lulo, con alturas que van desde los 1359 hasta los 2401 msnm.

Caracterización patogénica de aislamientos de *F. oxysporum*. Según el ANDEVA se obtuvo significancia en las interacciones aislamiento del hongo por especie de lulo (Ax E) en las variables de días a inicio de síntomas (DIS), altura de planta (AP) y diámetro de tallo (DT) (Tabla 10.3).

Tabla 10.3. Cuadrados medios del ANDEVA para días a inicio de síntomas (DIS), incremento de altura de planta (ΔAP) e incremento en el diámetro de tallo (ΔDT) evaluados en *S. quitoense* y *S. hirtum* inoculados con 20 aislamientos de *F. oxysporum* bajo condiciones de invernadero.

<i>FV</i>	<i>GL</i>	<i>DIS</i>	ΔAP	ΔDT
Repetición	4	259,0ns	0,0002ns	0,00001ns
Aislamiento (A)	20	35357,5**	0,05**	0,00002**
Especie (E)	1	3304,23**	0,52**	0,0002**
A x E	20	3541,1**	0,04**	0,00003**
Error	164	38,34	0,0002	0,000003
CV (%)		38,30	7,28	16,46
R ²		87,10	98,13	70,94

*, ** = significancia al 0,05 y 0,01, respectivamente, ns = no significativo, CV = coeficiente de Variación, R² = coeficiente de determinación.

Para la variable DIS, los aislamientos Fo16 y Fo17 presentaron el promedio más alto (49,0±14,34 días) tanto para *S. quitoense* como para *S. hirtum*. En *S. quitoense*, los aislamientos Fo1, Fo2, Fo3, Fo5, Fo6, Fo7, Fo9, Fo15 y Fo19 afectaron el desarrollo de las plantas en un menor tiempo, con aparición de clorosis leve en hojas a los siete días, seguido de Fo4, Fo8, Fo11, Fo13, Fo14 y Fo20 con promedio de 8,4±13,96 días (Figura 10.2).

En el caso de *S. hirtum*, se observó que los síntomas aparecen en un promedio más alto en comparación con *S. quitoense*, además presentan una mayor variación de su respuesta a los aislamientos con respecto a esta variable (Figura 10.2). Los aislamientos Fo3 y Fo6 causaron la enfermedad en un menor tiempo, presentándose con ellos el promedio más bajo para DIS con 7 días, seguido de Fo2 con promedio de $8,4 \pm 13,96$ días, cuya respuesta en la planta inicia con una clorosis leve de las hojas principales.

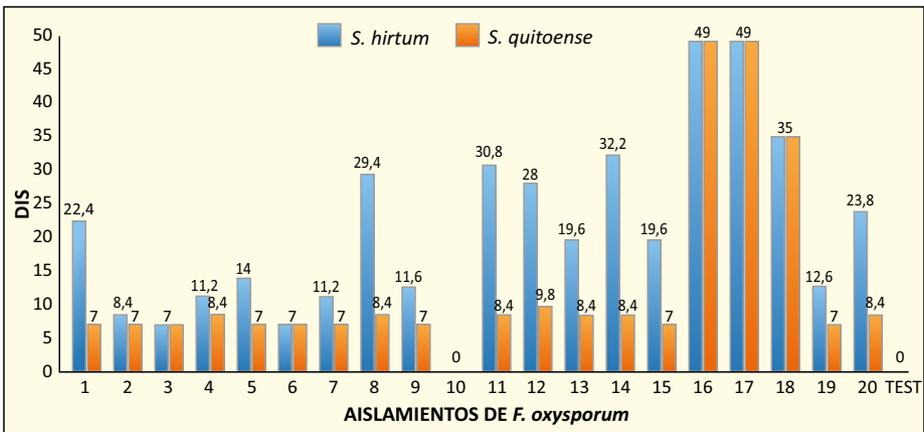


Figura 10.2. Días a inicio de síntomas (DIS) de 20 aislamientos de *F. oxysporum* evaluados en *Solanum quitoense* y *Solanum hirtum*.

Es importante mencionar que el aislamiento Fo10 no causó la enfermedad en ninguna de las dos especies evaluadas. Las plantas inoculadas con este aislamiento no presentaron ningún síntoma típico, correspondiente a necrosis o lesiones corticales en raíz o colonización vascular del tallo.

Según Arbeláez (2000), en diversos tipos de suelos se han encontrado formas no patogénicas de *F. oxysporum*, debido a su mayor capacidad de germinación con niveles nutritivos exógenos muy bajos y a sus características saprófitas en las raíces de algunas plantas. *Fusarium* es un género de hongos con especies nativas de suelo y con alta variación y adaptación. Estas formas no ocasionan daño en tejidos y no generan procesos de infección que perjudiquen el desarrollo normal

del hospedante. De igual forma, puede encontrarse como habitante de la rizosfera e incluso es un endófito frecuente.

Para la variable AP, se observa que en *S. quitoense*, los aislamientos Fo2, Fo3, Fo7, Fo14, Fo15 y Fo19 fueron los que generaron un mayor efecto sobre el ΔAP con los promedios más bajos, los cuales van desde 0,04 hasta 0,11 cm/día. En cuanto al ΔDT , Fo2, Fo7, Fo13 y Fo14 generaron medias significativas respecto a los demás aislamientos con valores entre 0,007 y 0,009 cm/día. En *S. hirtum*, el aislamiento Fo3 causó el mayor efecto sobre la altura de las plantas con un ΔAP de 0,16 cm/día (Tabla 10.4). Estos síntomas ocasionados por los aislamientos sobre el crecimiento de las plantas, estuvieron acompañados de amarillamientos, pérdida de turgencia y necrosis vascular. Por lo general, cuando se presentan estos síntomas, es común observar que los vasos conductores (xilema) se encuentran bloqueados por el crecimiento de las hifas del hongo, las cuales penetran a través de heridas ocasionadas por labores culturales como el ploteo o por otros patógenos como nemátodos o insectos como barrenadores, sin embargo, la penetración directa a través de las raíces es el método más común. Este bloqueo del xilema impide el transporte de sustancias, agua y nutrientes, genera el deterioro o necrosis de tejidos (Nelson *et al.*, 1960; Garcés de Granada *et al.*, 2001; Estupiñán & Ossa, 2007).

Incidencia (**I**), severidad (**S**) y colonización vascular (CV). El total de plantas evaluadas de las especies *S. quitoense* variedad Castillo y *S. hirtum* presentó una incidencia del 100% de la enfermedad como respuesta a la inoculación a 19 de los aislamientos de *F. oxysporum*. El aislamiento Fo10 resultó no patógeno a las dos especies de lulo evaluadas. Para la **S** evaluada en *S. quitoense* a los 84 DDI, 19 aislamientos generaron una **S** mayor a 70%, los cuales causaron marchitamiento en hojas bajas y en brotes, clorosis en hojas principales, pérdida de turgencia y enanismo en comparación con el testigo.

Cuatro de los aislamientos causaron síntomas con **S** del 100% en *S. quitoense* (Fo1, Fo2, Fo16 y Fo19) (Tabla 10.4), causando muerte total de las plantas y síntomas de necrosis vascular y radicular. Los aislamientos Fo1, Fo2 y Fo16, ocasionaron una colonización vascular (CV) severa (grado 3) con un color marrón intenso de los haces vasculares tanto en el tercio bajo (TB), medio (TM) y alto (TA) del tallo. Fo19 ocasionó CV grado 3 para el TB y TM y grado 2 para el TA (Figura 10.3). Estos

resultados concuerdan con los obtenidos por Ochoa y Gallardo (2004), quienes evaluaron diferentes accesiones de *S. quitoense* ante la inoculación artificial de *F. oxysporum*, las cuales desarrollaron síntomas de marchitamiento vascular y presentaron CV severa. Otros aislamientos, como Fo7 y Fo15 indujeron enfermedad con valores de S de 92 y 96% en su orden, con niveles de CV grado 3 en el TB y TM inducido por Fo7 y grado 3 en TB, TM y TA inducido por Fo15. Por lo tanto, estos aislamientos son altamente agresivos para esta especie.

Tabla 10.4. Promedios de las variables Incremento de altura de planta (AP), incremento en diámetro de tallo (Δ DT) y severidad (S) a los 84 DDI ocasionado por 20 aislamientos de *F. oxysporum* en plantas de *S. quitoense* y *S. hirtum*.

Aislamiento	<i>Solanum quitoense</i>			<i>Solanum hirtum</i>		
	Δ AP	Δ DT	S84DDI	Δ AP	Δ DT	S84DDI
Fo1	0,14	0,012	100**	0,18	0,009	68,0
Fo2	0,04**	0,009*	100**	0,28	0,010	60,0
Fo3	0,08*	0,011	84,0	0,16*	0,016	68,0
Fo4	0,20	0,015	80,0	0,21	0,010	68,0
Fo5	0,22	0,012	84,0	0,27	0,012	64,0
Fo6	0,25	0,014	72,0	0,23	0,010	68,0
Fo7	0,11*	0,009*	92,0	0,20	0,009	76,0
Fo8	0,17	0,013	88,0	0,20	0,009	84,0*
Fo9	0,14	0,011	88,0	0,28	0,011	80,0*
Fo10	0,26	0,011	0,00	0,22	0,010	0,00
Fo11	0,16	0,014	88,0	0,32	0,011	76,0
Fo12	0,20	0,012	88,0	0,72	0,011	76,0
Fo13	0,15	0,007*	76,0	0,22	0,009	64,0
Fo14	0,11*	0,009*	88,0	0,32	0,011	60,0
Fo15	0,09*	0,018	96,0	0,26	0,009	84,0*
Fo16	0,29	0,011	100**	0,23	0,009	76,0
Fo17	0,25	0,010	80,0	0,22	0,010	60,0
Fo18	0,22	0,011	76,0	0,34	0,010	60,0
Fo19	0,11*	0,018	100**	0,26	0,009	68,0
Fo20	0,21	0,015	88,0	0,27	0,011	76,0
Testigo	0,19	0,011	0,0	0,30	0,008	0,00
μ g	0,17	0,012	87,79	0,27	0,010	70,32
σ g	0,07	0,003	8,69	0,11	0,002	8,04
μ g \pm σ g	0,11	0,009	96,48	0,16	0,008	78,35
μ g \pm 2 σ g	0,04	0,006	100,00	0,04	0,007	100,00

*, ** = Niveles de significancia al 0,05 y 0,01, respectivamente, μ g = media general; σ g = desviación estándar.

Los porcentajes más bajos de *S* fueron generados con los aislamientos Fo6 (72%), Fo13 y Fo18 (76%) (Tabla 10.4), que ocasionaron clorosis leve en hojas principales, marchitamiento en brotes nuevos y retraso en el crecimiento, generaron una CV que va desde severa en el TB e intermedia en TM y TB con coloraciones marrones claras y oscuras en los haces vasculares (Figura 10.3).

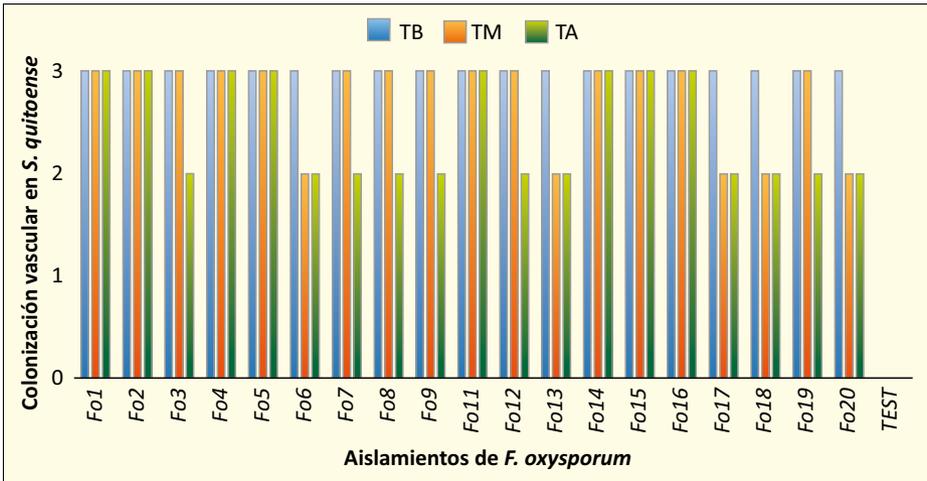


Figura 10.3. Colonización vascular (CV) causada por 20 aislamientos de *F. oxysporum* en *S. quitoense*.

Para *S. hirtum*, la *S* más alta, fue ocasionada por los aislamientos Fo8 y Fo15 con 84%, generando clorosis fuerte en hojas principales y marchitamiento en brotes nuevos (Tabla 10.4). Ambos aislamientos causaron CV severa en el TB e intermedia en el TM y TA (Figura 10.4). Para esta especie, todos los aislamientos, a excepción de Fo10, generaron enfermedad con porcentajes de *S* mayores o iguales a 60%. Estos resultados difieren de los encontrados por Ochoa y Gallardo (2004), Betancourth *et al.* (2005) y Arizala *et al.* (2011), quienes afirman que *Solanum hirtum* posee algunas características de tolerancia cuando se utilizó como patrón para injertos y de resistencia junto con otras especies como *S. pectinatum*, *S. stramonifolium*, *S. sessiliflorum* y *S. tequilense*.

Los aislamientos Fo2, Fo14, Fo17 y Fo18 indujeron los promedios de *S* más bajos en *S. hirtum*, con valores del 60% (Tabla 10.4). Estos ocasionaron una clorosis leve en hojas principales y marchitamiento leve en los bordes de hojas nuevas; además, presentaron una CV intermedia en el tercio bajo y medio de las plantas (Figura 10.4).

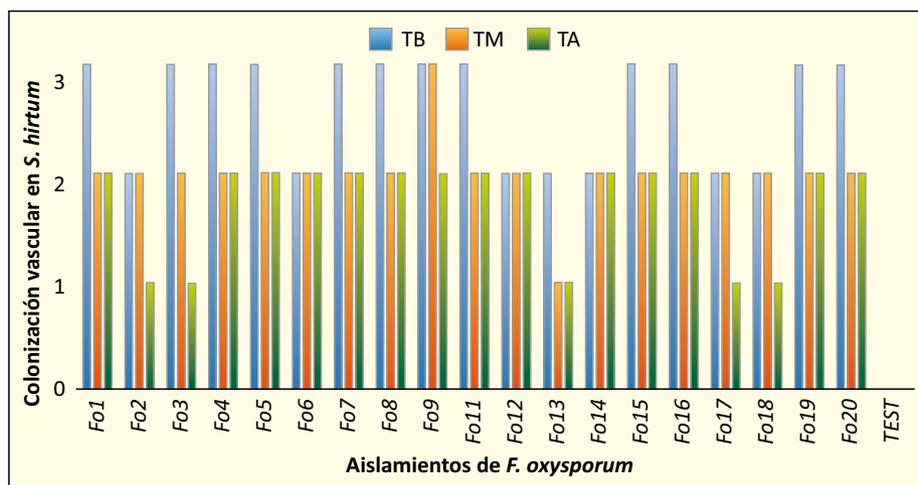


Figura 10.4. Colonización vascular (CV) causada por 20 aislamientos de *F. oxysporum* en *S. hirtum*.

Según estos resultados, se puede inferir que los aislamientos evaluados, a excepción de Fo10, demostraron su capacidad de generar enfermedad tanto en *S. quitoense* como en *S. hirtum*, ocasionando la muerte de las plantas, necrosis de tejidos, colonización vascular y amarillamientos o clorosis. Si bien los aislamientos se recolectaron en 12 municipios del departamento de Nariño, su agresividad frente a especies como *S. quitoense* variedad Castillo y la especie silvestre *S. hirtum* es similar y puede ser ocasionada por factores relacionados con el tipo de reproducción sexual que predomina en el cultivo de lulo, dado que la diseminación de hongo puede darse por semilla (Ochoa, 2002) y que, además, los agricultores distribuyen por las zonas productoras del departamento de Nariño.

CONCLUSIONES

De los 20 aislamientos de *Fusarium oxysporum*, 19 manifestaron proceso de infección tanto en la especie *Solanum quitoense* como en *Solanum hirtum*. El aislamiento Fo10 no presentó procesos de infección en ninguna de las dos especies evaluadas. Para la severidad evaluada en *S. quitoense* a los 84 Días Después de Inoculación (DDI), 19 aislamientos generaron una severidad mayor a 70%, donde los aislamientos Fo1, Fo2, Fo15, Fo16 y Fo19 fueron los más agresivos. Para *S. hirtum*, la severidad más alta la produjeron los aislamientos Fo8 y Fo15, los cuales causan una clorosis fuerte en hojas principales y marchitamiento en brotes nuevos.

AGRADECIMIENTOS

Agradecimientos al Fondo de Ciencia, Tecnología e Innovación del Sistema General de Regalías por la financiación del proyecto y al Grupo de Investigación en Frutales Andinos – GPFA adscrito a la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad de Nariño.

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO X

Antuna, G., Rincón, S., Gutiérrez, R., Ruiz, T. y Bustamante, G. 2003. Componentes genéticos de caracteres agronómicos y de calidad fisiológica de semillas en líneas de maíz. *Revista Fitotecnia Mexicana* 26:11-17.

Arbeláez, G. 2000. Algunos aspectos de los hongos del genero *Fusarium* y de la especie *Fusarium oxysporum*. *Agronomía Colombiana*. 17(1): 11-22.

Arizala, M., Monsalvo, A., Betancourth, C., Salazar, C. y Lagos, T.C. 2011. Evaluación de Solanaceas silvestres como patrones de lulo (*Solanum quitoense* Lam.) y su reacción a *Fusarium* sp. *Revista de Ciencias Agrícolas*. 28(1): 147-160.

Bernal, J.; Londoño, M.; Franco, G. y Lobo, M. 2001. Lulo la selva ICA-Corpoica: Primer material de lulo mejorado para Colombia. Rio Negro, Antioquia: Corpoica. 8p.

Betancourth, C., Zambrano, M. y Narváez, C. 2005. Reacción de diferentes genotipos de lulo (*Solanum quitoense*) al ataque de *Fusarium oxysporum*. *Revista de Ciencias Agrícolas*. 22(1-2): 10p.

Castellanos, G., Jara, C., Mosquera, G. 2013. *Fusarium oxysporum* Enfermedad: Amarillamiento por *Fusarium*. GUÍA PRÁCTICA 4. Fitopatología de Frijol. CIAT, Palmira. pp. 1-31.

CIAT. Centro Internacional de Agricultura Tropical. 1987. Standard system for the evaluation of bean germplasm. CIAT, Cali, Colombia. 20P.

Clavijo, S. 2008. Búsqueda de resistencia a la pudrición causada por *Fusarium* spp. en *Capsicum*. Tesis de grado presentado como requisito para optar al título de Magister en Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Colombia sede Palmira. Valle del Cauca. 89 p.

De La Cruz, E., Castañón-Nájera, N., Brito-Manzano, A., Gómez-Vázquez, V., Robledo, T., y Lozano, R. 2010. Heterosis y aptitud combinatoria de poblaciones de maíz tropical. *International Journal of Experimental Botany*. 79:11-17.

Elmer, W. y Robert, J. 2004. Efficacy of integrating biological with fungicides for the suppression of *Fusarium* wilt of cyclamen. *Crop Protection*. 23: 909-914.

Estupiñán, H. y Ossa, J. 2007. Efecto del Agente Causal de la marchitez vascular de la uchuva (*Physalis peruviana* L.) el hongo *Fusarium oxysporum* Schlecht, sobre algunas Solanaceas y otras especies cultivadas afectadas por formas especiales del microorganismo. Pontificia Universidad Javeriana. pp1-89.

Gallardo, A. 2005. Métodos de manejo del cultivo de naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.) para el control de *Fusarium oxysporum* en Ecuador. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), Estación Experimental Santa Catalina. Departamento Nacional de Protección Vegetal. 4p.

- Garcés de Granada, E., Orozco, D.E., Amezquita, M., Bautista, G. y Valencia, H. 2001. *Fusarium oxysporum*, el hongo que nos falta conocer. Acta Biológica Colombiana. 6(1): 20 p.
- González, P. 2006. Marchitamiento vascular del tomate *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici*. Cátedra de Fitopatología. Facultad de Agronomía. Montevideo, Uruguay. 7p. https://pv.fagro.edu.uy/fitopato/enfermedades/Fusarium_tom.html; Consulta: 4/07/2020.
- Heiser, C. y Anderson, G. 1999. "New" Solanums. En: Janick, J. (Ed.). Perspectives of new crops and new uses. ASHS Press, Alexandria, Virginia, USA. pp379-384
- Lagos, T., Apraez, J., Lagos, L. y Duarte, D. 2015. Comportamiento de 50 familias de medios hermanos de *Solanum quitoense* Lam. bajo selección recurrente. Temas Agrarios. 20:(2): 19-29.
- Leslie, J. y Summerell, A. 2006. The *Fusarium* lab manual. Blackwell Publishing, Ames. 278p.
- Agronet. Red de Información y Comunicación del Sector Agropecuario Colombia. 2018. <http://www.agronet.gov.co/www/htm3b/ReportesAjax/VerReporte.aspx>; consulta: 02/11/2019.
- Nelson, P. 1990. Taxonomy of fungi in the genus *Fusarium* with emphasis on *Fusarium oxysporum*. En: Ploetz, R. (Ed.). *Fusarium* wilt of banana. American Phytopathological Society Press. St. Paul. pp. 27-35
- Nelson, P.E., Tammen, R. y Baker, R. 1960. Control of vascular wilt diseases of carnation by culture- indexing. Phytopathology. 50: 356- 360.
- Ochoa, J. y Gallardo, A. 2004. Estudio de la reacción de las accesiones de la sección Lasiocarpa de la familia Solanaceae a *Fusarium oxysporum* f.sp. *quitoense*. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias-INIAP. Quito, Ecuador. Est. Exp. Santa Catalina. Departamento Nacional de Protección Vegetal. 18-24 p.
- Ochoa J. 2002. Seed Transmission of *Fusarium oxysporum* in Common Naranjilla (*Solanum quitoense*) in Ecuador. Online. Plant health progress. DOI: 10.1094/PHP-2002-0719-01-HN
- Ochoa, J., Galarza, V. y Ellis, M. 2001. Diagnostic of naranjilla diseases in the Pastaza valley of Ecuador. In: Integrated Pest Management Collaborative Research Program (IPM-CRSP). Sixth Annual Report. Virginia Tech. (USA). pp267- 270.
- Pareja, N., Santacruz, N., Ordóñez, H., Lagos, T.C. 2010. Comportamiento meiótico de diferentes especies de lulo, *Solanum* sp. Acta Agronómica. 59(4): 394-400.
- Tamayo, P., Becerra, D. y Giraldo, B. 2000. Resistencia genética de Lulo "La Selva" a *Fusarium oxysporum* Schlecht. IV Seminario Nacional de Frutales de Clima Frio Moderado. Corpoica, CI, La Selva. Rionegro, Antioquia. pp171-175.

RECONOCIMIENTO DE PARASITOIDES DEL PASADOR DEL FRUTO DEL LULO *Neoleucinodes elegantalis*

RECOGNITION OF PARASTOIDS FROM THE LULO FRUIT BORER *Neoleucinodes elegantalis*

MARIA PINEDA¹, TITO BACCA², TULIO CÉSAR LAGOS-BURBANO³

¹Ing. Agrónoma, M.Sc., Estudiante de Doctorado, Departamento de Entomología, Universidade Federal de Lavras (UFLA), MG, Brasil, e-mail: pinarrosario@gmail.com; <https://orcid.org/0000-0001-5305-4182>; ²Ing. Agrónomo, Ph.D., Profesor Titular, entomología. Universidad del Tolima, Sede Santa Helena Parte Alta, Ibagué-Tolima, Colombia, e-mail: titobacca@ut.edu.co; <https://orcid.org/0000-0002-2960-5527>; ³Ing. Agrónomo, Dr., Profesor Titular, mejoramiento genético. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de investigación en producción de frutales andinos, Torobajo, Pasto-Nariño, Colombia, e-mail: tclagosb@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

RESUMEN

Una de las plagas más limitantes del cultivo de lulo es el perforador del fruto *Neoleucinodes elegantalis*. Con el objetivo de hacer un reconocimiento de enemigos naturales de esta plaga, se realizaron colectas de larvas y pupas del insecto en seis municipios productores de lulo del departamento de Nariño. Para el muestreo de la plaga, se colectaron frutos infestados de diferentes cultivos comerciales de los municipios de El Peñol, El Tambo, La Florida, Los Andes, Samaniego y Yacuanquer. El material se llevó al laboratorio y se adecuó bajo condiciones controladas en cámaras de cría hasta la emergencia de la plaga y los enemigos naturales. Se registró el género *Bracon* (Hymenoptera: Braconidae) como parasitoide de larvas y se encontró por primera vez en Nariño el género *Pimpla* (Hymenoptera: Ichneumonidae) como parasitoide de pupas. En todos los municipios estudiados se encontraron parasitoides de la plaga, siendo el género *Bracon* el más frecuente y abundante. El hallazgo de

estos enemigos naturales abre la posibilidad de incorporar el control biológico dentro del manejo integrado del pasador del lulo, utilizando diferentes técnicas de control biológico.

Palabras clave: avispas, control biológico, parasitoides, enemigo natural, perforador del fruto.

ABSTRACT

One of the most limiting pests of lulo cultivation is the fruit borer *Neoleucinodes elegantalis*. In order to make a recognition of natural enemies of this pest, collections of larvae and pupae of the insect were carried out in six lulo-producing municipalities in the department of Nariño. To sample the pest, infested fruits were collected from different commercial crops from the municipalities of El Peñol, El Tambo, La Florida, Los Andes, Samaniego and Yacuanquer. The material was taken to the laboratory and adapted under controlled conditions in breeding chambers until the emergence of the plague and natural enemies. The genus *Bracon* (Hymenoptera: Braconidae) was recorded as a larval parasitoid and the genus *Pimpla* (Hymenoptera: Ichneumonidae) was found for the first time in Nariño as a pupal parasitoid. In all the municipalities studied, parasitoids of the plague were found, the genus *Bracon* being the most frequent and abundant. The discovery of these natural enemies opens the possibility of incorporating biological control into the integrated management of the lulo pin, using different biological control techniques.

Keywords: wasps, biological control, parasitoids, natural enemy, fruit.

INTRODUCCIÓN

EL cultivo de lulo tiene diferentes problemas de índole tecnológico y sanitario. La plaga más limitante de la producción del cultivo a nivel nacional y departamental es el perforador del fruto *Neoleucinodes elegantalis*, la cual ataca varios cultivos de la familia Solanaceae, entre ellas el lulo *S. quitoense*, siendo la plaga de mayor importancia económica para este cultivo en Colombia (Díaz *et al.*, 2013a). Las pérdidas ocasionadas reportadas por este insecto varían desde el 13% hasta del 90% en cultivos de lulo (Galvis y Herrera, 1999; Díaz *et al.*, 2013b, Pineda, 2018). Este es un insecto de origen Neotropical, ampliamente distribuido en Centro y Sur América y en Colombia se reporta en 18 departamentos, en varios países es considerado una

plaga de importancia cuarentenaria (Díaz *et al.*, 2011; Díaz *et al.*, 2013a; Díaz *et al.*, 2013b).

La larva de *N. elegantalis* se conoce como perforador del fruto, esta ingresa una vez eclosiona del huevo, penetrando el mesocarpio y formando galerías que hace que el fruto pierda el valor comercial (Marcano, 1991; Parra *et al.*, 1997). Su manejo se fundamenta principalmente en aplicaciones tipo calendario de diferentes insecticidas, que son ineficientes, teniendo en cuenta el hábito alimenticio de la larva. El uso de insecticidas genera contaminación ambiental y pérdida de la fauna benéfica.

Para la implementación de otras estrategias de manejo integrado de *N. elegantalis* es importante el conocimiento de sus aspectos biológicos, en este punto cobra importancia la identificación de enemigos naturales como herramienta que permitirá implementar un control biológico por conservación. En el departamento de Nariño solamente se tiene un registro del género *Bracon* sp, como parasitoide de larvas de *N. elegantalis* en cultivos de lulo (Díaz y Brochero, 2012). Con el objetivo de ampliar el estudio de los enemigos naturales de pasador de lulo del departamento de Nariño, se realizó un reconocimiento de los parasitoides asociados a *N. elegantalis* en seis municipios productores de lulo.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización. Los municipios donde se realizaron las colectas de los frutos infestados con la plaga fueron El Peñol, El Tambo, La Florida, Los Andes, Samaniego y Yacuanquer. Como criterio de selección se tuvo en cuenta el área sembrada, según el consolidado agropecuario del departamento Nariño del año 2014.

Recolección de muestras. Entre los años 2013 y 2015 el Grupo de Investigación en Producción de Frutales Andinos GPFA, dentro de su línea de investigación de mejoramiento genético de lulo, visitaron cultivos comerciales de lulo con presencia de esta plaga. Se colectaron frutos de lulo con orificios de entrada y de salida causados por *N. elegantalis* (Figura 11.1). De cada predio se recolectaron frutos infestados en cajas plásticas que posteriormente fueron transportados al laboratorio de

Entomología de la Universidad de Nariño. En cada sitio de recolección se realizó el geoposicionamiento mediante un GPS Estrex Venture HC Garmín.



Figura 11.1. Frutos de lulo infestados por *N. elegantalis*, **A.** Frutos con el excremento de la larva al realizar el orificio de salida, **B.** Frutos colectados. (Fotos: Pineda, M.)

El número de frutos infestados colectados, varió considerablemente, ya que en la mayoría de los cultivos comerciales eran manejados con uso intensivo de insecticidas, por esta razón el número de estados biológicos de la plaga al igual que el número de parasitoides obtenidos en laboratorio fueron muy bajos. Por esta razón, no se estimó el porcentaje de infestación y parasitismo. Adicionalmente el objetivo principal de esta investigación se centró en identificar los enemigos naturales de *N. elegantalis* en estos cultivos de lulo.

Obtención de insectos benéficos. Con el fin de obtener insectos benéficos asociados a *N. elegantalis*, los frutos infestados se colocaron en cámaras de cría en condiciones controladas: 25°C y 70% de humedad relativa. Las prepupas se colocaron en las mismas condiciones sobre cajas con vermiculita y un fotoperiodo de 12 horas/luz y 12 horas/ oscuridad hasta la eclosión de las polillas o parasitoides. Los parasitoides se preservaron en viales con alcohol al 70%. La determinación taxonómica a nivel de orden y familia se realizó con la clave de Fernandez y Sharkey (2006). La determinación a nivel de especie la realizó el Dr. Robert Kula, taxónomo especialista en la familia Braconidae e Ichneumonidae del Laboratorio de Entomología y Sistemática, SEL-USDA del Museo de Historia Natural del Instituto Smithsonian en Washington D.C.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este estudio se registraron dos géneros de parasitoides, *Bracon* de la familia Braconidae y el género *Pimpla* de la familia Ichneumonidae (Figura 11.2). El primer género ya había sido registrado por Díaz y Brochero (2012) para el departamento de Nariño, en el caso de *Pimpla* corresponde al primer registro en este departamento, *Pimpla sanguinipes*, fue reportado en Cundinamarca y Valle del Cauca (Díaz y Brochero, 2012). El género *Bracon* fue encontrado en cuatro de los seis municipios muestreados y *Pimpla* sólo en tres municipios de Nariño (Tabla 11.1). Todos los lugares muestreados donde se colectaron los parasitoides correspondieron a cultivos donde realizaban un control del pasador del lulo, basado principalmente mediante la aplicación de insecticida químico, tipo calendario. En el cultivo de la vereda Santa Ana (La Florida) no se realizaban aplicaciones de insecticidas.

Tabla 11.1. Parasitoides del perforador del fruto de Lulo *N. elegantalis* en cultivos de lulo *S. quitoense* Lam. en el Departamento de Nariño (Colombia).

Género	Familia	Estado en el que parasitan	Municipio	Vereda	Coordenadas
Bracon	Braconidae	Larva	La Florida	Santa Ana	1°24'06,45"N, 77°18'43,13"W
			El Peñol	Chaguaryaco	1°27'52"N, 77°25'47"W
			Los Andes	San Francisco	1°28'24,5"N, 77°32'57,5"W
			Samaniego	El Cilindro	1°22,78'1"N, 77°35'0"W
Pimpla	Ichneumonidae	Pupa	El Peñol	Chaguaryaco	1°27'52"N, 77°25'47"W
			El Tambo	Tanguana	1°23'44,2"N, 77°24'57,2"W
			Yacuanquer	Arguello	1°7'59,79"N, 77°28'0,37"W

El género *Bracon*, fue el más representativo y se obtuvieron 16 ejemplares. El género *Pimpla*, del mismo orden y de la familia Ichneumonidae sólo se registraron tres ejemplares. Las dos familias reportadas en esta investigación pertenecen a la superfamilia Icneunoidea (Sharkey y Wahl, 1992). Las avispas de estas dos familias cuentan con más de 100.000 especies descritas a nivel mundial. Díaz y Brochero (2012), estudiaron en Colombia la diversidad y abundancia de los parasitoides de *N. elegantalis* provenientes de *Solanum quitoense*,

encontrando cuatro Braconidae parasitoides de larvas: *Apanteles* sp, *Bracon* sp. 1, *Bracon* sp. 2, *Chelonus* sp, y cuatro parasitoides de pupas, dos de la familia Ichneumonidae: *Pimpla sanguinipes* y *Neotheronia* sp, *Brachymera* sp., de la familia Chalcididae y *Trichospilus diatraea* de la familia Eulophidae.

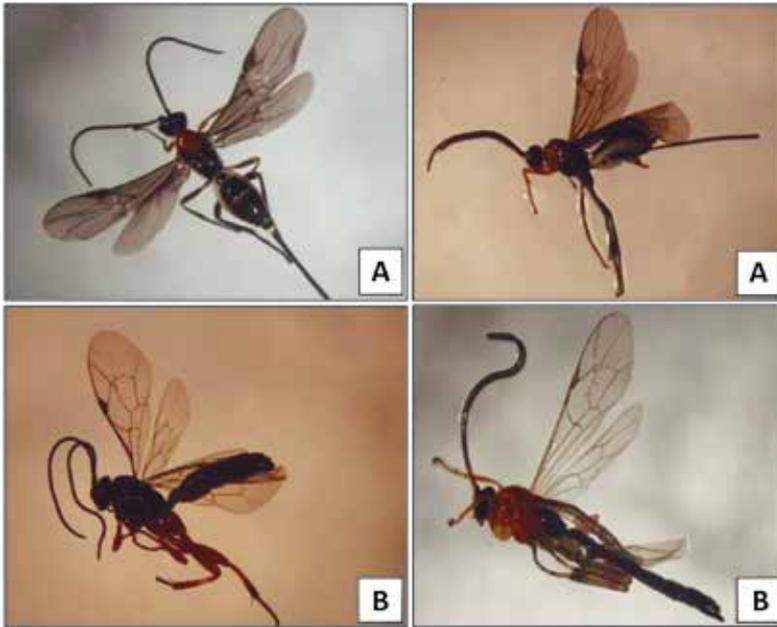


Figura 11.2. Parasitoides de *Neoleucinodes elegantalis* identificados en el departamento de Nariño. **A.** Parasitoide de larvas *Bracon* sp. **B.** Parasitoide de pupas: *Pimpla* sp. (Fotos: Pineda, M.).

La Familia Braconidae tiene mucha importancia en el área de control biológico, ya que muchas especies son producidas masivamente en laboratorio para programas de control biológico por inundación en diferentes cultivos, entre ellos caña de azúcar y maíz. Estas pequeñas avispa también pueden presentar parasitismo solitario o gregario, dependiendo de la especie presentan diferentes estrategias (Wharton et al. 1989). De Bach y Rosen (1991) mencionan que mayoría de las especies de esta familia se caracterizan por ser ectoparasitoides y endoparasitoides, y es poco habitual que se presente hiperparasitismo. Además, han coevolucionado con sus hospederos a tal punto de haber

desarrollado una simbiosis con virus (Beckage 1993; Stoltz y Whitfield 1992; Whitfield, 1992; Whitfield y Asgary, 2003).

Los braconidos, en su mayoría, son ectoparasitoides idiobiontes, de algunas larvas de Lepidóptera y Coleóptera. En el caso específico del género *Bracon* se caracteriza por ser sinovigénicas (el huevo se ha desarrollado dentro de la hembra y la larva se alimentará de la hemolinfa del hospedero) y paraliza al hospedero previamente antes de su ovoposición (Godfray, 1994). El género *Bracon* Fabricius, 1804 es un género cosmopolita que cuenta con 599 especies descritas en todo el mundo (Yu *et al.*, 2012). La mayoría de las especies de *Bracon* son ectoparasitoides idiobiontes de las larvas cripticas en hospederos como lepidópteros, coleópteros, dípteros, himenópteros o incluso hemípteros formadores de agallas (Shaw y Huddleston, 1991).

Por otra parte la familia Ichneumonidae, también tiene muchos ejemplares reportados como controladores biológicos, sin embargo los estudios relacionados con su biología, ecología y cría masiva son escasos. Según Gauld (1991), existen tres aspectos relacionados con la ecología de los adultos que explican el éxito limitado de esta familia de parasitoides en programas de control biológico. En primer lugar, los ichneumonidos tropicales son idiobiontes, motivo por el cual tienen un rango más amplio de hospederos, siendo esta una desventaja, porque uno de los requisitos para la cría masiva de un enemigo natural es que sea altamente específico, para evitar generar un desequilibrio ecológico, puesto que pueden atacar otros insectos no objetivo. Según Townes (1958) el segundo aspecto es que los adultos de ichneumonidos requieren cierta cantidad de agua, que por lo general la toman del rocío que se acumula en el follaje de los bosques. Los agroecosistemas son áreas intervenidas y por lo general más secas, por este motivo la diversidad de especies de ichneumonidos es menor. Finalmente, Fernandez y Sharkey (2006) señalan que el potencial de control de esta familia es subestimado, ya que la mayoría de investigaciones están centradas en evaluar el parasitismo en huevos o larvas, y muchas especies parasitan pre pupas y pupas.

El género *Pimpla* tiene 203 especies, las cuales están distribuidas principalmente en la región del Neotrópico y el Paleártico (Pham *et al.*,

2013). La mayoría de las especies de este género son endoparasitoides de larvas o pupas de lepidópteros (Momoi, 1977), pero algunas son parásitos de larvas o pupas de coleópteros, dípteros e himenópteros. La oviposición ocurre en las larvas, prepupas y pupas del huésped (Iwata, 1966).

Bracon es una pequeña avispa con alta capacidad de búsqueda, parasita las larvas de *N. elegantalis* cuando está dentro del fruto. Por otra parte, *Pimpla* es una avispa parasitoide de pupas, y también presenta una alta capacidad de búsqueda.

Debido a la falta de asistencia técnica, los agricultores realizan aplicaciones incorrectas de insecticidas, sin monitoreo e identificación de plagas. A pesar de eso, en esta investigación se logró registrar un parasitoide de larvas y otro de pupas. Estos enemigos naturales limitan el incremento de la densidad de poblaciones de *N. elegantalis* no solo en cultivo de lulo, sino también en otras solanáceas en las cuales también se considera limitante. Hay varios obstáculos para la implementación de nuevas estrategias de control biológico por conservación, pero sin duda la de mayor importancia es la dificultad para identificar las especies de parasitoides, esto impide conocer su ecología y biología para determinar el mejor método de introducción y conservación de estos insectos en los agros ecosistemas.

CONCLUSIONES

Los parasitoides de *Neoleucinodes elegantalis* encontrados en frutos de lulo en zonas productoras del departamento de Nariño corresponden al género *Bracon* (Hymenoptera: Braconidae) que ataca larvas y al género *Pimpla* (Hymenoptera: Ichneumoniade) que parasita pupas. Estos enemigos naturales abren la posibilidad de incorporar el control biológico dentro del manejo integrado del pasador del lulo, utilizando diferentes técnicas de control biológico que permitan aumentar sus poblaciones. Esto sería posible mediante crías masivas o el uso de técnicas de conservación, que podrían regular naturalmente las poblaciones de la plagas, sin depender del uso de insecticidas químicos.

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO XI

- Beckage, N. E. 1993. Games parasites play: the dynamic roles of proteins and peptides in the relationship between parasite and host, pp. 25-57. En: Beckage, N. E., S. N. Thompson y B. A. Federici (Eds.). Parasites and pathogens of insects. Parasites. Vol. 1. Academic Press, San Diego
- DeBach, P. y D. Rosen. 1991. Biological control by natural enemies. 2nd ed. Cambridge University Press, Cambridge. 440p.
- Díaz, A. E.; Solis, A.; Brochero, H. L. 2011. Distribución geográfica de *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae) en Colombia. Rev. Colomb. Entomol (Colombia). 36 (1): 71-76
- Díaz, A. E. y Brochero, H. L. 2012. Parasitoides asociados al perforador del fruto de las solanáceas *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae) en Colombia. Revista Colombiana de Entomología. 38(1): 50.
- Díaz Montilla, A.E.; Solis, A. M.; Kondo, T. 2013a. The tomato fruit borer, *Neoleucinodes elegantalis* (Guenée) (Lepidoptera: Crambidae), an insect pest of Neotropical solanaceous fruits. En: Peña, J. E. ed. Potential Invasive Pests. Ed. CAB International, (Wallingford, UK). p. 137-159.
- Díaz, A.E. 2013b. Manejo Integrado del gusano perforador del fruto de lulo y Tomate de árbol. Ed. Fondo regional de Tecnología Agropecuaria, Fontagro. Corpoica, C.I. La Selva. Rionegro Antioquia. (Colombia). Boletín Técnico. 68p.
- Iwata, K. 1966. Biological observations on Ichneumonidae Part II (Hymenoptera). Acta Hymenopterologia 2: 137-143.
- Fernandez, F. & Sharkey, M. 2006. Capítulo 27. Superfamilia Ichneumonoidea. Pp. 287-331. En: Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Ed. Universidad Nacional de Colombia & Socolen. Bogotá, Colombia. 925p.
- Galvis, J.A.; Herrera, A. A. 1999. El lulo *Solanum quitoense* Lam, manejo poscosecha. Convenio Sena- Universidad Nacional. Bogotá. 59 p. https://repositorio.sena.edu.co/bitstream/11404/4513/1/lulo_manejo_postcosecha.PDF; consulta: 07/04/ 2020.
- Gauld, I. D. 1991. The Ichneumonidae of Costa Rica, 1. Memoirs of the American Entomological Institute. 47:1-589.
- Godfray, H. C. J. 1994. Parasitoids. Behavioral and evolutionary ecology. Princeton University Press, Princeton, NJ. 465p.
- Marcano, R. 1991. Estudio de la biología y algunos aspectos del comportamiento del perforador del fruto del Tomate *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Pyralidae) en Tomate. Agron Trop. (Venezuela). 41: 257-263.

- Momoi, S. 1977. Hymenopterous parasites of common large bagworms occurring in Japan, with descriptions of new species of *Scambus* and *Sericopimpla*. *Akitu*. 14: 1-12.
- Parra, A.; López, C. M.; García, M. A.; Baena, D. 1997. Evaluación de especies del género *Lycopersicon* como posibles fuentes de resistencia al pasador del fruto *Neoleucinodes elegantalis* Guenée. *Acta Agron. (Colombia)*. 47(4): 45-47.
- Pham, N. T., Broad, G. R., Dang, H. T., y Böhme, W. 2013. A review of the genus *Pimpla* Fabricius, 1804 (Hymenoptera: Ichneumonidae: Pimplinae) from Vietnam with descriptions of two new species. *Organisms Diversity & Evolution*. 13(3): 397-407.
- Pineda, M.R. 2018. Respuesta del lulo *Solanum quitoense* Lam, al ataque del pasador del fruto *Neoleucinodes elegantalis* Guenée (Lepidoptera: Crambidae). Tesis (Maestría). Ed. Universidad de Nariño. Sede Pasto, Colombia. 70 p.
- Sharkey, M. y D. B. Wahl. 1992. Cladistics of the Ichneumonoidea (Hymenoptera). *Journal of Hymenoptera Research*. 1:15-24.
- Shaw, M.R. y Huddleston, T. 1991. Classification and Biology of Braconid Wasps (Hymenoptera: Braconidae). *Handbooks for the Identification of British Insect*. 7. Part 11.
- Stoltz, D. B. y J. B. Whitfield. 1992. Viruses and virus-like entities in the parasitic Hymenoptera. *Journal of Hymenoptera Research*. 1:125-139.
- Townes, H. K. 1958. Some biological characteristics of the Ichneumonidae (Hymenoptera) in relation to biological control. *Journal of Economic Entomology*. 51: 650-652.
- Wharton, R. A. e I. Mercado. 1989. Patrones preliminares de diversidad de la subfamilia Cardiochilinae (Hymenoptera: Braconidae) para México. *Memorias del XXXI Congreso Nacional de Entomología Mérida, Yucatán*.
- Whitfield, J. B. 1992. The polyphyletic origin of endoparasitism in the cyclostome lineages of the Braconidae (Hymenoptera). *Systematic Entomology*. 17: 273-286.
- Whitfield, J. B y S. Asgari. 2003. Virus or not? Phylogenetics of polydnviruses and their wasp carriers. *Journal of Insect Physiology*. 49: 397-405.
- Yu, D.S., C. Van Achterberg, y Horstmann, K. 2012. World Ichneumonidae, Taxonomy, Biology, Morphology and Distribution. *Taxapad* (Scientific names for information management) Interactive catalogue on DVD/CDROM. Vancouver. <http://www.taxapad.com>; consulta: 16/09/2020.

MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS EN EL CULTIVO DE LULO

INTEGRATED PEST MANAGEMENT IN LULO CULTIVATION

MARIA PINEDA¹, TITO BACCA², TULIO CÉSAR LAGOS-BURBANO³

¹Ing. Agrónoma, M.Sc., Estudiante de Doctorado, Departamento de Entomología, Universidade Federal de Lavras (UFLA), MG, Brasil, e-mail: pinarrosario@gmail.com; <https://orcid.org/0000-0001-5305-4182>; ²Ing. Agrónomo, Ph.D., Profesor Titular, entomología. Universidad del Tolima, Sede Santa Helena Parte Alta, Ibagué-Tolima, Colombia, e-mail: titobacca@ut.edu.co; <https://orcid.org/0000-0002-2960-5527>; ³Ing. Agrónomo, Dr., Profesor Titular, mejoramiento genético. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, Grupo de investigación en producción de frutales andinos, Torobajo, Pasto-Nariño, Colombia, e-mail: tclagosb@udenar.edu.co; <https://orcid.org/0000-0001-9222-4674>

RESUMEN

El cultivo de lulo tiene muchos problemas sanitarios, entre los más limitantes se destacan el ocasionado por plagas. De acuerdo al sitio donde los insectos causan daño, se clasifican en: plagas del suelo, plagas barrenadoras (del tallo y frutos), plagas del follaje y plagas chupadoras. Entre los insectos plaga, el más importante es el gusano perforador del fruto *Neoleucinodes elegantalis*, una polilla que oviposita cerca del fruto y cuyas larvas son las que causan el mayor daño al alimentarse del mesocarpio del fruto. El perforador del fruto puede generar pérdidas en el rendimiento del cultivo que oscilan entre 30 y 50% de la producción total. En Nariño el manejo integrado de plagas está basado en el uso excesivo de insecticidas, lo que además de incrementar costos de producción ha generado que muchos insectos hayan adquirido resistencia genética. En este capítulo se hace una recopilación de varias investigaciones relacionadas

con el manejo integrado de los principales insectos plagas identificados en campo.

Palabras clave: Plagas, insectos, frutos, control químico, manejo integrado.

ABSTRACT

Crop lulo has many sanitary problems, among the most limiting are the one caused by pests. According to the place where the insects cause damage, they are classified into: soil pests, boring pests (stem and fruit), foliage pests and sucking pests. Among the pest insects, the most important is the fruit borer *Neoleucinodes elegantalis*, a moth that oviposits near the fruit and whose larvae cause the most damage by feeding on the mesocarp of the fruit. The fruit borer can generate losses in crop yield ranging between 30 and 50% of total production. In Nariño, integrated pest management is based on the excessive use of insecticides, which in addition to increasing production costs has led to many insects having acquired genetic resistance. In this chapter a compilation of several investigations related to the integrated management of the main insect pests identified in the field is made.

Keywords: pests, insects, fruits, chemical control, integrated management.

INTRODUCCIÓN

Uno de los factores más importantes que restringen la producción del cultivo de lulo es la presencia de plagas. Las pérdidas económicas ocasionadas por plagas oscilan entre 50 y 90 % del rendimiento total de la producción, en cultivos comerciales (Lozano *et al.*, 2007; ICA, 2011). Tal como el perforador del fruto *Neoleucinodes elegantalis* que puede generar pérdidas hasta del 100%, si no se realiza un manejo adecuado. Los agricultores no tienen una asistencia técnica apropiada, lo que ha generado que no exista un manejo integrado de plagas correcto. Otro aspecto importante es la falta de conocimiento relacionada con los aspectos biológicos de las plagas, el cual se ve reflejado en la falta de monitoreos oportunos que permitan determinar los niveles de daño ocasionados por las plagas. En este capítulo se pretende dar a conocer las principales plagas que han sido identificadas en cultivos de lulo comerciales y de investigaciones en el Departamento de Nariño. En algunos casos se dan algunas recomendaciones generales para el manejo, con base en la experiencia de los investigadores y con las observaciones realizadas en campo.

Chizas, cuzos, mojojoes o gallinas ciegas

Nombre científico: *Ancognatha scarabaeoides* Erichson, 1847 (Coleóptera: Melolonthidae)

En Nariño, Ruiz y Pumalpa (1989) reportaron cinco especies de chizas de importancia económica en Solanáceas. *Ancognatha nigriventris* Otoyá; *A. vulgaris* Arrow, *Phyllophaga* sp., siendo las más abundantes y de mayor importancia: *Ancognatha scarabaeoides* y *Astaena* sp.

Descripción e importancia. Las ‘chizas’ o ‘cuzos’ se consideran una plaga de importancia económica en varias especies de solanáceas cultivadas en Colombia, principalmente en suelos degradados y pobres de materia orgánica (Londoño, 1999; Peña y Lucero, 2003). Los adultos son escarabajos de colores marrones oscuros, estos pueden alimentarse de las hojas del cultivo. Generalmente, emerge al durante los periodos lluviosos del año (a partir de febrero hasta junio). El mayor daño es causado por las larvas, la presencia de estas depende de las condiciones de humedad y nutricionales del suelo. Las larvas ocasionan mayor daño en las primeras etapas fenológicas, debido a que se alimentan de las raíces de las plantas, el daño se ve reflejado inicialmente en las plantas más jóvenes, las cuales presentan menor desarrollo, amarillamiento, marchitamiento y pérdida de anclaje (Figura 12.1) (Rodríguez, 1996; Ruiz y Posada, 1985).

Manejo Integrado de las chizas. Una de las prácticas culturales más eficiente es realizar una buena preparación del suelo, antes de la implementación del cultivo, de tal manera que las larvas y pupas queden expuestas a los rayos del sol y a otros organismos depredadores.

Otras labores culturales es realizar un control manual de malezas hospederas, y destruir residuos de cosechas. Peña y Lucero (2003) recomiendan el uso de trampas de luz, como un mecanismo eficiente de captura de insectos adultos en épocas de invierno, cuando los adultos emergen; este método usado conjuntamente con la aplicación en el suelo de entomopatógenos como *Metarhizium anisopliae*, *Beauveria bassiana* y *Steinernema* sp. son una alternativa eficiente y económica para el agricultor (Peña y Lucero, 2003; Tolosa, *et al.*, 2004; Obando *et al.*, 2008).



Figura 12.1. A. Planta de lulo afectada por *Ancognatha*, B. *Ancognatha* sp. (Fotos: Pineda, M).

Barrenador del tallo

Nombre científico: *Nealcidion* sp. Pascoe, 1866 (Anteriormente *Aldidion*) (Coleoptera: Cerambycidae)

Descripción e importancia. Este insecto de metamorfosis completa, pasa por el estado de huevos, larvas, pupa y adulto. Se presume que en promedio el ciclo de vida de este insecto es de seis a ocho meses, aunque depende de varios factores climáticos. Las investigaciones relacionadas con la biología de este insecto no han sido estudiadas (Díaz, 2017). La larva es apoda y su cabeza no es visible porque esta contraída dentro del tórax. Las larvas poseen unas mandíbulas muy fuertes y desarrolladas, lo que le permite barrenar el tallo a través de partes jóvenes de la planta. La pupa es exarata, todas las partes del cuerpo son visibles y libres. El adulto mide entre 1,0 y 1,5 cm de longitud, es de color café oscuro, con manchas más claras en los élitros (Figura 12.2A). La cabeza proyectada hacia adelante con mandíbulas bien desarrolladas, antenas de once segmentos que salen de entre los ojos (Sánchez, 1973). Los adultos son de hábito nocturno y durante el día, pueden encontrarse sobre los tallos o bajo la corteza de los árboles cercanos al cultivo. El mayor daño lo causa la larva al hacer galerías o túneles de forma transversal, dejando un orificio de entrada para patógenos oportunistas (Figura 12.2B). Las plantas de

lulo afectadas presentan debilitamiento, defoliación, clorosis, caída de flores, raquitismo y en plantas jóvenes puede ocasionar la muerte de la planta (Bernal *et al.*, 2002; Múnera, *et al.*, 2007).



Figura 12.2. A. Adulto de *Nealcidion* (Nascimento, 2016), B. Daño causado en el tallo (Fotos: GPFA).

Manejo integrado del barrenador del tallo. Teniendo en cuenta los hábitos alimenticios de la larva, la cual permanece dentro del tallo durante todo su ciclo, el control químico es ineficiente. Las labores culturales deben ir dirigidas al programa de fertilización del cultivo. Las hembras de *Nealcidion* son atraídas por el olor que expelen las plantas recién cortadas, en este caso se recomienda colocar bandas y trampas con hongos entomopatógenos para la captura de adultos y eliminación de todos los residuos (Díaz, 2017), además se recomienda aplicar cicatrizantes a base de sulfato de cobre, cal y agua, en relación 1:6:4 con aceite agrícola (Bernal *et al.*, 1999; Molina y López, 2002).

Perforador del fruto

Nombre científico: *Neoleucinodes elegantalis* (Guenée) (Lepidoptera: Crambidae).

Descripción e importancia. Este lepidóptero es la plaga más limitante en cultivos de lulo que se encuentra en un rango altitudinal de 978 a 2560 msnm (Díaz-Montilla *et al.*, 2011). Las pérdidas ocasionadas por este insecto varían del 13 al 40% (Galvis y Herrera 1999; Díaz *et*

al., 2013 y Pineda, 2018). El gusano perforador del fruto, es un insecto holometábolo, que pasa por cuatro estados de vida: huevo, larva pupa y adulto (Figura 12.3). La mariposa conocida por los agricultores como chapola oviposita en el pedicelo y el cáliz de las flores, sobre los frutos, preferiblemente frutos menores a 2 cm, debajo de los sépalos, en el pedúnculo y la zona de inserción con el fruto (Serrano *et al.*, 1992). Éstos se incuban por seis días y eclosionan poco después de iniciada la madrugada (entre las 4 y 5 a.m.).

Las larvas neonatas recién emergidas tardan aproximadamente 24 minutos en penetrar el fruto (Eiras y Blackmer, 2003), abriendo un orificio muy pequeño que con el paso del tiempo se cicatriza, lo que evita que las larvas queden expuestas al ataque de enemigos naturales e insecticidas. Las larvas son las que causan el mayor daño al alimentarse del mesocarpio del fruto y forman galerías, lo que provoca que estos pierdan el valor comercial (Marcano, 1990; Parra *et al.*, 1997). La larva dura aproximadamente 23 días dentro del fruto, luego inicia su etapa de prepupa, momento en el cual hace un orificio de salida para salir del fruto a empupar y completar su ciclo de vida.

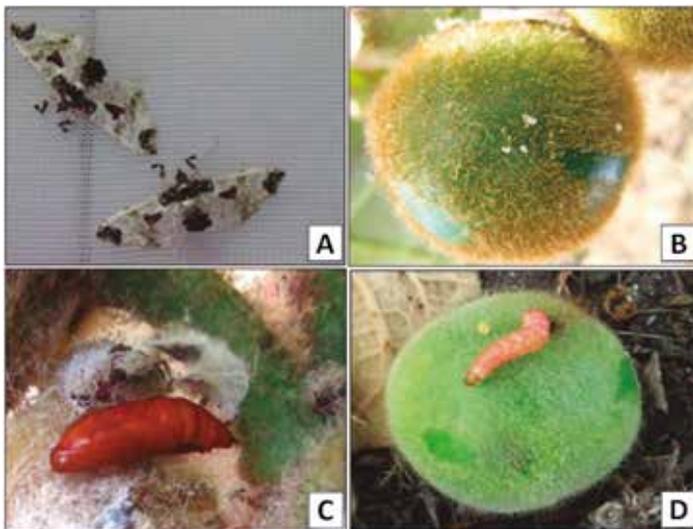


Figura 12.3. Ciclo biológico de *N. elegantalis* Guenée. **A.** Adulto (♂ 4 días - ♀ 7 días); **B.** Huevo (4-6 días). **C.** larva (23-25 días); **D.** Pupa (prepupa: 2-3 días, pupa 12 días). Ciclo total: 53 ± 4 días (Bonilla, 1996 y Díaz, 2013; Fotos: Pineda, M. 2015).

Manejo Integrado del barrenador de fruto. Para realizar un manejo adecuado de esta plaga, lo esencial es realizar un monitoreo preventivo cuando el cultivo inicie su etapa de floración. Díaz (2017) recomienda utilizar 4 trampas de recipientes plásticos con la feromona sexual Neolegantol[®], ubicadas a los extremos del cultivo. Otra práctica cultural eficiente es el control selectivo de malezas, se recomienda realizar un plateo en cada planta y entre calles mantener malezas de la familia Asteraceae, como el diente de león, cadillo, amor seco, las cuales se caracterizan por presentar flores de colores llamativos que sirven de alimento complementario y de refugio natural para insectos controladores biológicos, como *Bracon* (Hymenoptera: Braconidae) y *Pimpla* (Hymenoptera: Ichneumonidae). Otras recomendaciones emitidas por el ICA (2011) son: recolección y eliminación de frutos afectados semanalmente, monitoreo de hospedantes alternos y realizar las cosecha oportunamente.

En Colombia los insecticidas con registro ICA para el control de *Neoleucinodes elegantalis* en lulo son: Bifentrina + Imidacloprid (Nilo 300 SC), Cyantraniliprole (Preza[®]), Flubendiamide (Belt[®] SC), Spinoteram (Exalt 60 SC), Tiametoxam + Lamdacihalotrina (Requiem SC) (DEAQ, 2020), cuyo modo de acción es por ingestión (Díaz, 2017). Cabe resaltar que es imprescindible seguir las instrucciones que se encuentran en las fichas técnicas de cada producto. Se recomienda realizar una rotación de ingredientes activos para evitar la generación de resistencia adquirida por presión de selección. Para mayor eficiencia de estos productos se recomienda el uso de una boquilla de cono hueco, con una presión de 35-40 psi (presión por pulgada cuadrada). Las aplicaciones de estos insecticidas deben estar dirigidas a los frutos recién formados, debido a que en este momento los huevos de la plaga eclosionan y larvas y adultos pueden ser controladas con el insecticida (Díaz, 2017).

Polilla de las flores de lulo

Nombre científico: *Symmetrischema insertum* Povolny (1884) (Lepidoptera: Gelechiidae).

Descripción e importancia. Este pequeño lepidóptero de color café presenta metamorfosis completa. Se desconoce cuánto dura el

ciclo biológico desde huevo hasta adulto y gran parte de la biología de esta plaga. Bajo condiciones de laboratorio en la Universidad de Nariño (temperatura de 25 °C y 80% de humedad (Figura 12.4), se encontró que la larva tiene una duración aproximada de 27 días, y la pupa de 9,5 días (Figura 12.4). El adulto con una alimentación de agua miel tuvo una longevidad de aproximadamente 6 días, información que concuerda con la publicada por Vélez en 1988 (Figura 12.4).

Se desconoce el lugar de preferencia de la hembra para ovipositar, sin embargo, por los daños provocados se presume que la postura de los huevos se realiza en los botones florales. Las larvas son muy pequeñas, de tipo eruciforme con color blanquecino, con una cabeza aplanada de color negro (Figura 4). Esta causa un daño irreparable, cuando penetra el botón por la unión apical de los pétalos perforando las anteras para alimentarse del polen. Las anteras se atrofian y son unidas por hilos secretados por la larva. Este síntoma es conocido comúnmente por los agricultores como “Flor en bombillo” (Díaz, 2017). Las flores atacadas no llegan a abrirse se secan y caen. Pueden ocasionar un aborto floral, el cual puede ser mal diagnosticado, por la falta de conocimiento de esta plaga. La prepupa es de color morado, con bandas transversales blancas. Puede empupar dentro o fuera de la flor. La pupa es de tipo obtecta de color café claro. Las alas anteriores de la polilla adulta tienen bordes flecosos y las posteriores son de color gris oscuro. Cuando las polillas están en reposo las antenas se disponen sobre el dorso. Este insecto está sobrevalorado, y se considera una plaga potencial del cultivo de lulo (Figura 12.4).

Manejo integrado de la polilla de las flores de lulo. Debido a la información reducida de esta plaga, se recomienda que el cultivo tenga un buen plan de fertilización y un manejo selectivo de malezas. Realizar monitoreos semanales, una vez inicie el periodo de floración. Si existen flores con el síntoma de “Flor de bombillo”, se deben recolectar todas las flores y eliminarlas; además, se sugiere llevar muestras al laboratorio de diagnóstico del ICA, para confirmar la presencia de esta plaga. No existen insecticidas con registro ICA para esta plaga en el cultivo de lulo en Colombia, aunque estudios realizados por Martínez-Córdoba *et al.* (2010) sugieren realizar aplicaciones de Fentoato (Fentopen®) (2 L/ha).

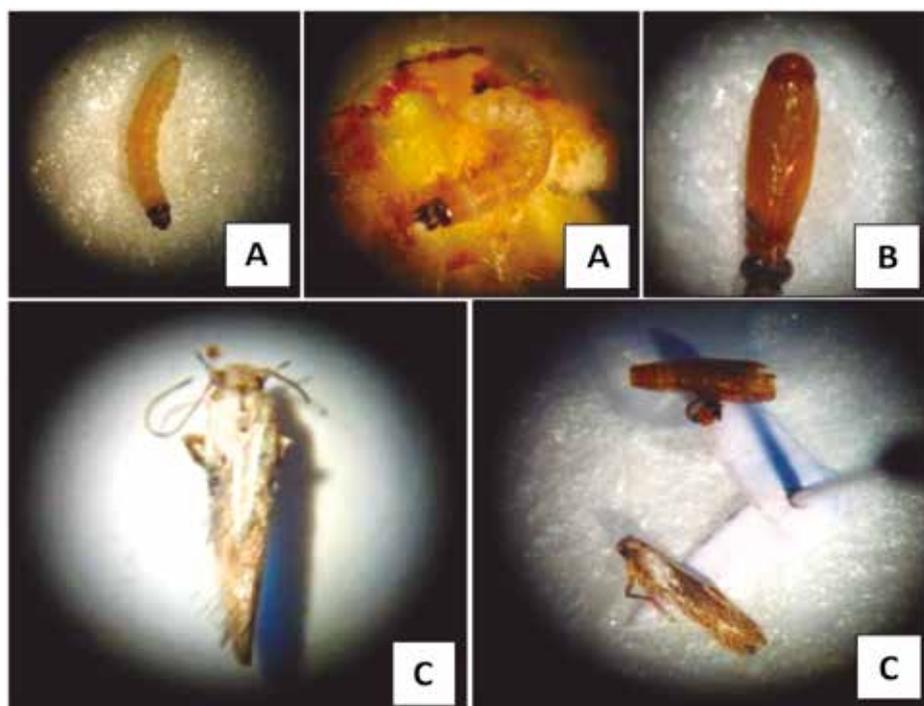


Figura 12.4. A. Larvas de *S. insertum*, B. Pupa, C. Adulto (Fotos: Pineda, M.).

Cucarroncitos perforadores de las hojas

Nombre científico: *Diabrotica* sp (Coleoptera: Chrysomelidae).

Descripción e importancia. Estos cucarroncitos miden aproximadamente 10 mm, presentan diferentes colores y patrones de manchas en los élitros dependiendo de la especie. Presentan patas caminadoras por lo que son muy ágiles, vuelan sobre las hojas de las cuales se alimentan y ocasionan perforaciones de forma redondeada (Figura 12.5). Este insecto holometábolo, completa su ciclo de vida en los primeros 10 centímetros del suelo (huevo, larva, pupa y adulto).

Manejo integrado de los cucarroncitos perforadores de las hojas. El manejo integrado de este tipo de plagas se basa principalmente en un control selectivo de arvenses, conservado solanáceo de porte bajo, con el fin de utilizarlas como plantas trampa, y sobre éstas hacer un control químico focalizado a las primeras poblaciones del insecto.

También se recomienda conservar arvenses de la familia Asterácea que posean flores de color amarillo, las cuales funcionan como atrayentes y refugios para fauna benéfica, principalmente micro himenópteros. Otra alternativa es la aplicación de hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, también pueden reducir las densidades de población de este cucarroncito.

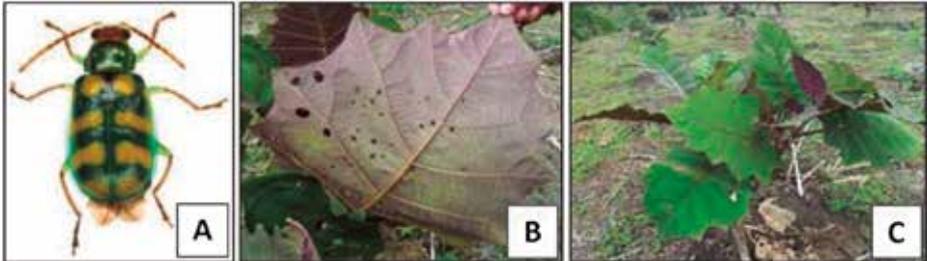


Figura 12.5. A. Adulto de *Diabrotica* sp., B y C. Perforaciones en las hojas causada por *Diabrotica* sp. (Fotos: Vitanza, 2017; GPFA).

Chinche patón

Nombre científico: *Leptoglossus zonatus* (Dallas, 1852)
(Hemiptera: Coreidae).

Descripción e importancia. En estado adulto mide 16-21 mm de largo con una banda amarilla en zig zag transversal a través de las alas. Se caracteriza porque la tibia de las patas posteriores se expande como hojas (Figura 12.6). Los huevos son de color verde, cambian a café-gris, puestos en filas o cadenas en los tallos o las hojas, a menudo cerca de la vena central, en grupos de 20 ó más. Las ninfas son rojo naranja, al principio, y más oscuras con el desarrollo. El quinto estadio es de color café, similar al adulto pero sin alas. Los adultos y ninfas chupan el jugo de semillas o frutos en desarrollo, causan decoloración, pudrición y caída de la fruta. Este insecto es más limitante en tomate de árbol, ya que puede provocar aborto floral y al picar los frutos inyecta una toxina que ocasiona endurecimiento y momificación de los frutos atacados, lo que genera pérdidas económicas importantes. Generalmente, este insecto aparece durante el periodo de lluvias frecuentes y de humedad relativa alta (Tamayo, 2001; Franco *et al.*, 2002; Sañudo, 2002). Esta plaga se ha registrado en lulo, sin embargo, no se han realizado estudios

que permitan conocer sus aspectos biológicos y ecológicos con relación a este cultivo.

Manejo integrado del chinche patón. Implementar una adecuada densidad de siembra es importante para evitar esta plaga. Se recomienda una distancia de siembra mínima de 3 x 3 m. Densidades de siembra menores incrementan la humedad dentro del cultivo y favorecen esta plaga. Realizar un control selectivo de malezas que actúan como hospederas, principalmente en épocas de invierno. Realizar labores de fertilización oportunamente, al igual que las podas de formación, mantenimiento y sanitarias. Hacer una eliminación correcta de los residuos y aplicar productos cicatrizantes después de las podas. Para el control de esta plaga en lulo, no existen insecticidas con registro ICA, sin embargo, se pueden realizar aplicaciones de productos sistémicos como imidacloprid o de contacto como piretroides (Tamayo, 2001).



Figura 12.6. Adultos de *Leptoglossus zonatus* (Foto: Pineda, M.).

Áfidos o pulgones

Nombre científico: *Myzus persicae* (Sulzer, 1776), *Aphis gossypi* Glover (Hemiptera: Aphididae)

Descripción e importancia. Los áfidos son insectos pequeños, de consistencia blanda, en forma de pera que miden entre 1 y 1,5 mm de

longitud. Son de color verde (Figura 12.7). En zonas tropicales como Nariño el sistema reproductivo de estos insectos es partenogenético y vivíparo. Las hembras producen directamente las ninfas sin copular con los machos. Las ninfas como los adultos se ubican en el envés de las hojas nuevas o brotes y se alimentan de la savia. Este pulgón alcanza su desarrollo desde el nacimiento de las ninfas hasta alcanzar el estado adulto, en ocho días aproximadamente. Las hembras adultas viven aproximadamente un mes y dan origen a un promedio de 60 individuos (Vélez, 1985). Los hábitos alimenticios de este insecto son chupadores y pueden ocasionar daños indirectos, ya que al insertar su estilete y succionar la savia de las plantas, pueden ocasionar debilitamiento, clorosis, y mal formación de hojas jóvenes. Las condiciones favorables para estos insectos son épocas secas, altas temperaturas y baja humedad relativa. A través de los cornículos que poseen en el abdomen segregan sustancias azucaradas sobre las hojas lo que permite el desarrollo de hongos causantes de la fumagina (*Capnodium sp*) que disminuyen la actividad fotosintética de las hojas del cultivo. Los áfidos actúan también como transmisores de virus (Bustillo, 1988; Saldarriaga *et al.*, 1997; Franco *et al.*, 2002; Sañudo *et al.*, 2002).

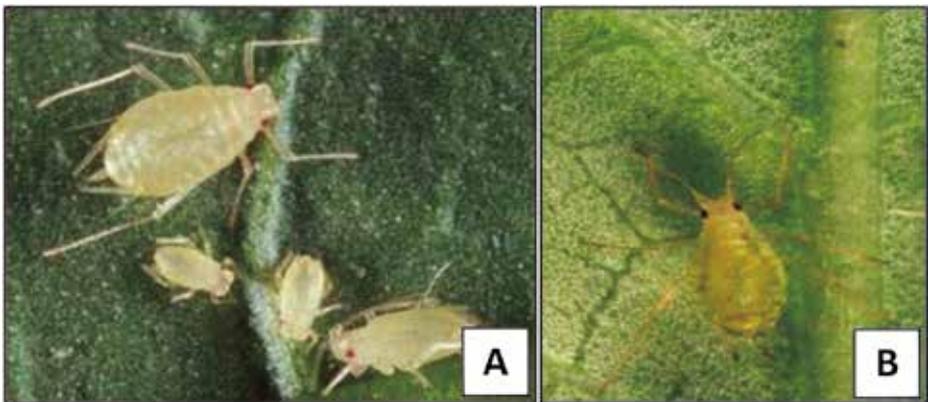


Figura 12.7. A. Hembra áptera de *Myzus persicae*, B. Ninfa de *Myzus persicae* (Foto: Universidad de la Florida).

Manejo integrado de los áfidos o pulgones. Se recomienda realizar un monitoreo preventivo en las partes jóvenes de las plantas, para detectar la presencia de estos insectos. También se recomienda el

uso de trampas amarillas para disminuir los áfidos con alas, el control selectivo de arvenses, fertilización adecuada, ya que los excesos de nitrógeno incrementan la población de áfidos (Nevo y Coll, 2001); e igualmente, el control selectivo de malezas, y conservación de malezas como Asteráceas al borde y dentro del cultivo para que sirvan de refugio a enemigos naturales. Se debe tratar de proteger y mantener poblaciones de depredadores como los coccinélidos, crisopas, y avispas parasitoides como los de la familia Braconidae y Aphelinidae (Figura 12.8.) También se recomienda el uso de hongos entomopatógenos (Vélez, 1985; Van Driesche y Bellows, 1996; Kaplan y Eubanks, 2002).

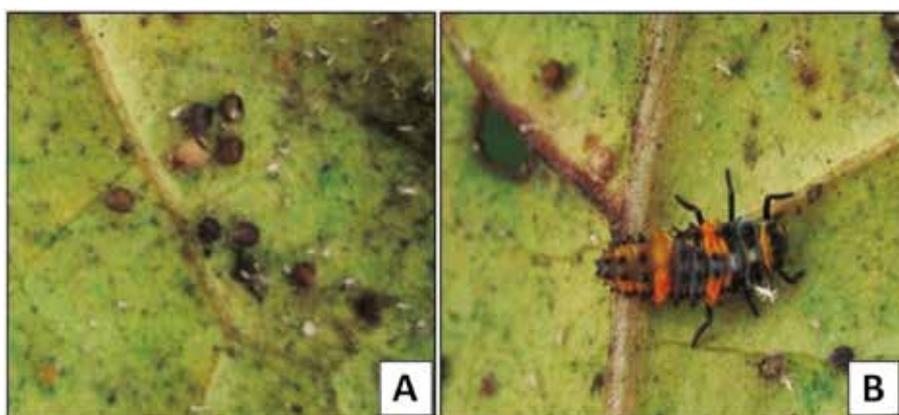


Figura 12.8. A. *Myzus persicae* parasitado por avispitas de la Familia Braconidae, B. Larva de coccinellidae depredador *Myzus persicae* (Fotos: Pineda, M. 2015).

Ácaros

Nombre científico. *Tetranychus urticae* (Koch) (Acari: Tetranychidae), *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae).

Descripción e importancia. Estos pequeños arácnidos son especies distribuidas por todo el mundo. Los ácaros pasan por cuatro estados ninfales: huevo, larva, protoninfa, deuteroninfa y adulto (Vélez, 1985). Las hembras son de mayor tamaño en comparación con los machos (Ferragut, 2006). Los adultos como ninfas poseen un aparato bucal con un estilete que les permite raspar e ingerir el contenido celular de los tejidos jóvenes de las hojas. Las colonias permanecen la mayor parte

del tiempo en el envés de las hojas (Vélez, 1985). Las hojas afectadas se tornan bronceadas y se curvan hacia abajo, debido a las raspaduras ocasionadas en la epidermis de la lámina foliar (Figura 12.9). En ataques intensos causa aborto de la flor y la detención del crecimiento de los órganos en formación (Miranda *et al.*, 2009), La característica más evidente que indica la presencia de estos arácnidos es su tendencia a la agregación y a vivir en colonias y crear en ellas, estructuras construidas a base de hilos de seda que rodean el espacio físico donde se ubican.



Figura 12.9. Daño causado por ácaros (Foto: Pineda, M.).

Los ácaros aparecen con el incremento de la temperatura y disminución de la humedad relativa. La presencia de polvo en plantas de los bordes y que se encuentran cerca de caminos y carreteras destapadas, también favorecen el incremento de estos ácaros. Uno de los mecanismos de dispersión de los ácaros es por el viento, por otro tipo de insectos, por el hombre y a través de los pequeños hilos de seda que construyen de una planta a otra (Jesiotr y Suzki, 1976; Rodríguez, 1977; Doreste, 1988; Mesa y Rodríguez, 2012).

Manejo integrado de los ácaros. Para el manejo de ácaros se recomienda realizar un plan de fertilización adecuado, ya que el exceso de fertilización nitrogenada y de fósforo, favorece la fecundidad y propagación de los ácaros (Jesiotr y Suzki, 1976; Rodríguez, 1977). Otra práctica cultural importante es el control de malezas, eliminación de podas y residuos de cosecha. La liberación de depredadores como *Chrysoperla carnea*, es una buena opción. Los extractos naturales de ají, ajo y tabaco son efectivos cuando se presentan las primeras poblaciones de ácaros. El control químico no es muy eficiente, debido al

hábito del ácaro de mantenerse en lugares protegidos, como hojas sin desplegar y flores cerradas. Sin embargo, existen productos acaricidas con registro ICA para este tipo de plagas, los cuales utilizados de la forma correcta y bajo las dosis indicadas por el fabricante pueden ser eficientes. Otro aspecto que se debe tener en cuenta es realizar una rotación de productos con base en el modo de acción para evitar la resistencia. Algunas recomendaciones, realizadas por Díaz (2017) son: aplicar productos como Spinosad (Successor®); Abamectina (Vertimec); Spiromesifen (Oberon). Adicionar a la mezcla del acaricida un coadyuvante, dispersante y dirigir las aplicaciones a los brotes vegetativos y reproductivos.

Trips o bichos de candela

Nombre científico: *Thrips palmi* (Karny) (Thysanoptera: Thripidae).



Figura 12.10. *Thrips palmi* (Fotos: Bernal, 2017; GPFA).

Descripción e importancia. Son insectos polívoros. Poseen un aparato bucal raspador-chupador. Tienen ciclo corto y alta tasa reproductiva que incrementan sus poblaciones en épocas de verano. Son de tamaño pequeño, miden aproximadamente 0.5 -1.2 mm de largo. El daño es ocasionado tanto por adultos como las ninfas o estados inmaduros, los cuales realizan raspan y pican los tejidos vegetales para succionar sabia de la planta. Las raspaduras que dejan toman coloración plateada que después cambia a pardo-marrón por necrosis del tejido afectado (Coronado y Marquez, 1991) (Figura 12.10). Las hojas jóvenes y yemas terminales se atrofan y los frutos que están en

proceso de formación muestran un aspecto rugoso y deforme. *T. palmi* se ha encontrado en zonas ubicadas entre los 800 y 2.500 msnm, en un rango de temperaturas entre los 12 y los 30°C, lo cual indica que la plaga tiene un amplio rango de adaptación a diferentes pisos térmicos y temperaturas (Díaz, 2017).

Manejo Integrado de trips. Debido a que este insecto empupa en el suelo, se recomienda realizar una buena preparación del suelo antes de la implementación del cultivo. Monitorear el cultivo utilizando trampas adhesivas de color azul en las orillas para determinar la presencia del insecto (CIAT, 1999). Eliminación adecuada de malezas, residuos de podas y cosechas. El control químico tiene una gran dificultad debido a que los insectos se refugian en zonas de difícil acceso para el insecticida y la elevada movilidad del adulto. Sin embargo, se recomienda aplicar insecticidas sistémicos a base de Imidacloprid, Flufenoxuron y Spinosad.

Chinche harinosa

Nombre científico: *Planococcus citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae).



Figura 12.11. *Planococcus citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae) (Fotos: Pineda, M.).

Descripción e importancia. Son insectos chupadores, pequeños, casi siempre de forma oval, con cuerpo blando y cubierto con un polvo blanquecino de color blanco (Figura 12.11). Son insectos hemimetábolos, que secretan sustancias azucaradas, para proporcionar alimento a hormigas, las que las transportan por todo el cultivo. Esta

misma sustancia sirve como sustrato de crecimiento para la fumagina, un hongo negro, que impide la fotosíntesis de las hojas. Las poblaciones de estos insectos suelen incrementarse en ambientes cálidos y húmedos (Kondo, 2009).

Manejo integrado de la chinche harinosa. En épocas secas se recomienda realizar un monitoreo semanal para detectar la presencia de este insecto, con el uso de una lupa entomológica de 20X, y monitorear con mayor frecuencia cuando se observe la presencia de hormigas en el cultivo. Se debe realizar un control selectivo de malezas, se recomienda realizar un plateo a cada planta. Realizar una fertilización adecuada, evitando el exceso de nitrógeno (Kondo, 2009). No se recomienda el uso de insecticidas, ya que existen muchos insectos que ejercen control biológico sobre esta plaga, principalmente Himenópteros de las familias Encyrtidae y Eulophidae (Sánchez, 1973). En caso de aplicar insecticidas sistémicos, se recomienda seguir las instrucciones de la etiqueta, además se recomienda utilizar aceite agrícola con productos adherentes que mejoren la eficiencia del producto.

Mosca blanca

Nombre científico: *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae).

Descripción e importancia. Es una especie polífaga. Es una mosca pequeña, que mide aproximadamente de 2-3 mm, poseen dos pares de alas cubiertas por un polvo blanco, ceroso. El cuerpo es amarillento, son muy activas y generalmente se ubican en el envés de las hojas. Es un insecto hemimetábolo que cumple ciclo de vida en el envés de las hojas. Desde huevo hasta la emergencia del adulto el ciclo tiene una duración de 24 a 28 días. Este insecto causa daños directos cuando inserta su estilete para succionar el contenido de las hojas lo que provoca un amarillamiento y decoloración en el haz de las hojas (Figura 12.12). Los adultos producen sustancias azucaradas que recubren las hojas que sirven como sustrato para el crecimiento del hongo *Capnodium*, conocido comúnmente como Fumagina, el cual cubre las hojas con micelio negro y alterando el proceso normal de fotosíntesis. Otro daño indirecto está asociado a la transmisión de virus.

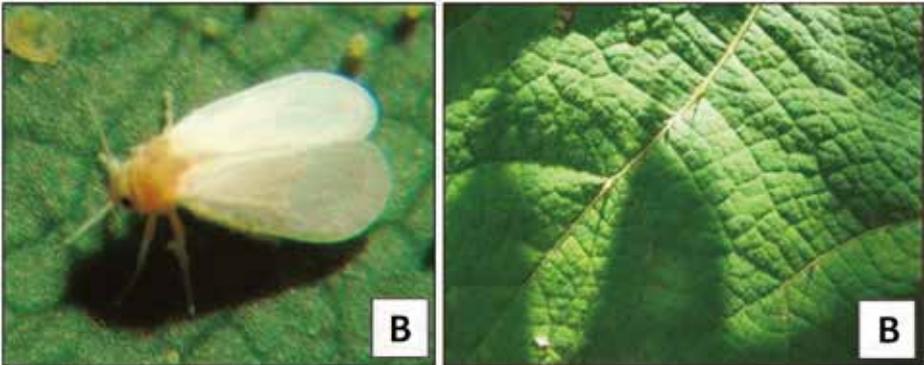


Figura 12.12. A. Adulto de *T. vaporariorum*, B. Daños ocasionados por *T. vaporariorum* (Fotos: EcuRed, 2020; Pineda, M.).

Manejo integrado de la mosca blanca. Como esta plaga es polífaga, se debe mantener la zona de plateo libre de malezas, eliminar zocas y residuos de cosecha. Se recomienda implementar trampas adhesivas de colores amarillos combinados con aceite, las cuales se deben colocar en las entradas de los lotes de lulo para que las moscas blancas se vean atraídas. Existen reportes del uso de otros agentes de control como la avispita *Encarsia formosa* y hongos entomopatógenos como *Lecanicillium lecani* y *Paecilomyces fumosoroseus*. Sin embargo, su uso y eficiencia se ha observado sólo en condiciones controladas ya que el éxito de estos controladores depende de las condiciones de temperatura y humedad. Las poblaciones de mosca blanca presentan resistencia a productos carbamatos y organofosforados, por lo tanto, se deben aplicar otro tipo de insecticidas que presenten diferentes modos de acción como los neonicotinoides, reguladores de crecimiento, entre otros. También se recomienda realizar las aplicaciones teniendo en cuenta las recomendaciones de cada producto y las directrices sobre la prevención y manejo de resistencia a Insecticidas (Sañudo *et al.*, 2002; Cardona, 2015).

CONCLUSIONES

En el departamento de Nariño la plaga más limitante del cultivo de lulo es el gusano perforador del fruto *Neoleucinodes elegantalis*; su manejo integrado debe dirigirse a su prevención, realizando monitoreos

continuos antes de la etapa de florecimiento. En épocas secas, las plagas que se presentan con mayor incidencia son: ácaros, trips, mosca blanca y chiches harinosos. El manejo integrado de plagas en el cultivo de lulo debe realizarse con base en un monitoreo eficiente que permita realizar un control adecuado de las plagas para evitar pérdidas económicas. Como última alternativa de control, se deben aplicar insecticidas químicos. Se debe priorizar el uso de controles culturales y biológicos, para evitar problemas como la resistencia, la disminución de enemigos naturales, la intoxicación en humanos y la contaminación ambiental.

BIBLIOGRAFÍA CAPÍTULO XII

Bernal, M.G., Bustillo, A. y Chávez, B.; Benavides, P. 1999. Efecto de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* sobre poblaciones de *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Scolytidae) que emergen de frutos en el suelo. Revista Colombiana de Entomología. 25(1-2): 11-16.

Bernal, C. 2017. Su presencia reduce rendimientos y calidad de hortalizas, *Thrips palmi*, una plaga de importancia cuarentenaria en MÉXICO: recomendable implementar programas intensivos de control biológico. AgroExcelencia. 12(2): 21-23. <https://agroexcelencia.com/thrips-palmi-una-plaga-de-importancia-cuarentenaria-en-mexico/>; <https://www.agroexcelencia.com/volumenes/AgroExcelencia-Volumen-012.pdf>; consulta: 2/07/2020.

Borror, D.J., Triplehorn, C.A. y Johnson, N.F. 1992. An Introduction to the study of insects. Sixth Edition. 875 p.

Bustillo, A. 1988. Descripción de áfidos que atacan la papa en Colombia con una clave para su identificación. Boletín técnico No. N159. Medellín, ICA 31p.

Cardona, C. y Mesa, N.C. 2015. Entomología Económica y manejo de plagas. Universidad Nacional de Colombia sede Palmira. 305 p.

CIAT. CENTRO INTERNACIONAL DE AGRICULTURA TROPICAL. 1999. Annual report. Project IP-1 Bean improvement for sustainable productivity input use efficiency, and poverty alleviation. pp. 48-49.

Coronado, R. y Márquez, A. 1991. Introducción a la Entomología. Morfología y taxonomía de insectos. XII edición. Editorial Limusa. Noriega Editores. Mexico. 282p.

Díaz-Montilla, A.E. 2017. Capítulo 5: Artrópodos plaga. Pp. 97-133. En: Bernal, J. y Franco, G. El cultivo de Lulo bajo la implementación de buenas Prácticas Agrícolas–BPA. B Secretaría de agricultura y desarrollo rural. Rio Negro, Antioquia. ISBN: 978-958-8955-34-6. 177 p.

Díaz-Montilla, A.E. 2013. Manejo integrado del gusano perforador del fruto del lulo y del tomate de árbol. Fondo Regional de Tecnología Agropecuaria FONTAGRO. Corpoica, C.I La Selva. Rionegro Antioquia, Colombia. Boletín técnico. 68p.

Díaz-Montilla, A.E., Solis, M.A. y Brochero, H. 2011. Distribución geográfica de *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Crambidae) en Colombia. Rev. Colomb. Entomol. 37: 71-76.

DEAQ-PLM®. 2020. Diccionario de especialidades agroquímicas. Edición 30. Colombia. Versión digital.

Doreste, E. 1988. Acarología. IICA, Costa Rica. 2ª. Ed. 410 p.

EcuRed. 2020. https://www.ecured.cu/Trialeurodes_vaporariorum; consulta. 7/07/2020.

Eiras, A.E. y Blackmer, J.L. 2003. Eclosion time and larval behavior of the tomato fruit borer, *Neoleucinodes* (Lepidoptera: Crambidae). *Scientia Agricola*. 60(1):195–197.

Franco, G., Bernal, J., Giraldo, J.M., Tamayo, P.J., Castaño, O., Tamayo, A., Gallego, J.L., Botero, M.J., Rodríguez, J.E., Guevara, N. de J., Morales, J.E., Londoño, M., Ríos, G., Rodríguez, J.L., Cardona, J.H., Zuleta, J., Castaño, J. y Ramírez, M.C. 2002. El Cultivo del Lulo: manual técnico. Asohofrucol, Corpoica, Manizales. 103 p.

Galvis, J.A. y Herrera, A.A. 1999. El Lulo *Solanum quitoense* Lam, manejo postcosecha. Convenio Sena-Universidad Nacional. Bogotá. 13-16 p.

ICA. Instituto Colombiano Agropecuario. 2011. Manejo fitosanitario del cultivo de Lulo (*Solanum quitoense*): Medidas para la temporada invernal. Bogotá, ICA. 23p.

Jesiotr, L.J. y Suski, Z.W. 1976. The influence of the host plants on the reproduction potential of the twospotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch (Acarina: Tetranychidae). *Ekol. Polska*. 24: 407-411.

Kaplan, I.; Eubanks, M.D. 2002. Disruption of cotton aphid (Homoptera: Aphididae) natural enemy dynamics by red imported fire ants (Hymenoptera: Formicidae). *Environ. Entomol.* 31:1175–1183 .

Kondo, D.T. 2009. Insectos. En: Bernal E., J. A.; Díaz D., C.A.; Tamayo V., Á.; Kondo R., D. T.; Mesa C., N. C.; Ochoa, R.; Tamayo M., P.J.; Londoño B., M. 2009. Tecnología para el cultivo del mango con énfasis en mangos criollos. Colombia. Corpoica. pp. 105-139.

Londoño, M. 1999. El complejo de chizas de Colombia y perspectivas para su manejo. En: Memorias XXVI Congreso Socolen. Pp 197-207.

Lozano, J., Floriano, A., Vera, L.F. y Segura, J.D. 2007. Enfermedades y plagas en el cultivo de Lulo (*S. quitoense* Lam), en el departamento del Huila. Boletín técnico. Centro de Investigación Corpoica, seccional Nataima, El Espinal, Tolima. 33p.

Marcano, R. 1990. Estudio de la biología y algunos aspectos del comportamiento del perforador del fruto del tomate *Neoleucinodes elegantalis* (Lepidoptera: Pyralidae). *Agronomía Tropical*. 41(5–6): 257–263.

Martínez-Córdoba, H.E.; Montes-Rodríguez, J.M.; y Yépez-Rodríguez, F.C. 2010. Evaluación de prácticas de manejo de la polilla de las flores de lulo *Symmetrischema in-*

sertum Povolny (Lepidoptera: Gelechiidae). Revista Facultad Nacional de Agronomía. Medellín 63 (1): 5275-5283.

Mesa, N.C. y Rodríguez, I.V. 2012. Ácaros que afectan la calidad del fruto de los cítricos en Colombia. En: Cítricos: Cultivo, poscosecha e industrialización. Serie Lasallista Investigación y Ciencia. Corporación Universitaria Lasallista. Cap. 6°. pp. 163-172.

Miranda, I., Montoya, A., Rodríguez, A., Ramos, M., y Rodríguez, J. 2009. Density limit for the control of *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (acari: Tarsonemidae) in protected crop of pepper (*Capsicum annum* L.), Rev. Protección Veg. 24(3): 146-151

Molina, J.P. y López, J.C. 2002. Desplazamiento y parasitismo de etomonemátodos hacia frutos infestados con la broca del café *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Scolytidae). Revista Colombiana de Entomología. 28(2): 145-151.

Múnera, M., Díaz, A, Quintero, A. y Angarita M. 2007. Principios de sistemas agroforestales y avances en la protección fitosanitaria en el departamento de Santander, Colombia. ICA, Produmedios, 48p.

Nascimento, F.E., Bravo, F. y Monné, M.A. 2016. Cerambycidae (Insecta: Coleoptera) of Quixadá, Ceará State, Brazil: new records and new species. Zootaxa. 4161(3): 399-411. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.4161.3.7>.

Nevo, E. y Coll, M. 2001. Effect of Nitrogen Fertilization on *Aphis gossypii* (Homoptera: Aphididae): Variation in Size, Color, and Reproduction. Journal of Economic Entomology. 94(1): 27-32.

Obando, J., Castillo, L. y Salazar, C. 2008. Evaluación de la capacidad infectiva del nemátodo *Steinernema* sp. bajo diferentes sustratos orgánicos para el control de chisa *Astaena* sp. (Coleoptera: Melolonthidae). Revista de Ciencias Agrícolas. 25(1-2): 44-62.

Parra, A., López, C.M.; García, M.A. y Baena, D. 1997. Evaluación de especies del género *Lycopersicon* como posibles fuentes de resistencia al pasador del fruto *Neoleucinodes elegantalis* Guenée. Acta Agronómica. 47(4): 45-47.

Peña, L. y Lucero, A. 2003. Manejo integrado de chisas en el departamento de Nariño. Boletín divulgativo. Corpoica, Pasto, 16 p.

Pineda, M.R. 2018. Respuesta del lulo *Solanum quitoense* Lam, al ataque del pasador del fruto *Neoleucinodes elegantalis* Guenée (Lepidoptera: Crambidae). Tesis (Maestría). Universidad de Nariño. Sede Pasto, Colombia. 70 p.

Povolny, D. 1994. *Gnorimoschema* of Southern South America VI: identification keys, checklist of Neotropical taxa and general considerations (Insecta, Lepidoptera, and Gelechiidae). Streenstrupia. Zoological Museum University of Copenhagen. 20(1): 1-42.

- Rodríguez, J.G. 1977. The biology and ecology of the tetranychid mite complex in cassava in perspective. Proc. Cass. Prot. Work., CIAT. pp. 171-175.
- Ruiz, N. y Pumalpa, N. 1989. Conozca la chiza y su control. ICA, Programa de choque tecnológico. Plegable Divulgativo 217. 7p.
- Ruiz, N. y Posada, L. 1985. Aspectos biológicos de las chizas en la Sabana de Bogotá. Revista Colombiana de Entomología. 11(1): 21-26.
- Saldarriaga C., Bernal, J. y Tamayo, P. 1997. Enfermedades del cultivo del tomate de árbol en Antioquia: Guía de reconocimiento y control. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. Corpoica. Regional No. 4. 56 p.
- Sánchez, G. 1973. Las plagas del lulo y su control. Ministerio de Agricultura, Instituto Colombiano Agropecuario, ICA. Programa Nacional de Entomología. Boletín Técnico No. 25. 26 p.
- Sañudo, B., Arteaga, G., Chaves, G. y Vallejo, W. 2002. Introducción al manejo de Frutales Andinos. Universidad de Nariño. Editorial Universitaria. Pasto, Colombia. 118 p.
- Serrano, A., Muñoz, E., Pulido, J. y De La Cruz, J. 1992. Biología, hábitos y enemigos naturales del *Neoleucinodes elegantalis* (Guenee). Revista Colombiana de Entomología. 18 (1): 32-37.
- Tamayo, P. 2001. Principales enfermedades del tomate de árbol, la mora y lulo en Colombia. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, Corpoica. Regional No. 12. 44 p.
- Tolosa, W., Henao, H., Salazar, C. y Peña, L. 2004. Evaluación de cepas de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* par el control de chisas *Astaena sp.* en Nariño. Revista de Ciencias Agrícolas. 21(1-2): 81-91.
- Universidad de La Florida. Featured Creatures. Common name: Green peach aphid; scientific name: *Myzus persicae* (Sulzer) (Insecta: Hemiptera: Aphididae). http://entnemdept.ufl.edu/creatures/veg/aphid/green_peach_aphid.htm; Consulta: 6/07/2020.
- Vélez, A.R. 1988. Reconocimiento, identificación y biología de especies de Gelechiidae (Lepidoptera) asociadas con plantas Solanáceas del departamento de Antioquia. Trabajo de investigación presentado como requisito parcial para optar a Profesor Titular. Universidad Nacional Medellín. 123 p.
- Vitanza, S. 2017. Cucumber Beetle - *Diabrotica balteata*. Rio Rico, Santa Cruz County, Arizona, USA. <https://bugguide.net/node/view/1344714/bgimage>; consulta: 17/04/2020.



Editorial
Universidad de **Nariño**

Mejoramiento genético de lulo (*Solanum quitoense* Lam.)
se terminó de imprimir en noviembre de 2020
en Graficolor Pasto SAS
Calle 18 No. 29-67 - Tels. 7310652 - 7311833
graficolorpasto@hotmail.com
San Juan de Pasto, Nariño, Colombia.

Colombia es un país que tiene una gran diversidad agrícola tanto a nivel de cultivos como de hortalizas y frutas. Las especies frutales se distribuyen a lo largo y ancho del país, en los diferentes pisos térmicos y muchas de ellas poseen un gran potencial desde el punto de vista nutricional y económico. La gran mayoría aportan sustancias antioxidantes que son necesarias para el cuerpo humano, como la vitamina C, la cual no es sintetizada por el cuerpo humano y debe ingerirse a través de productos alimenticios, especialmente las frutas.

A pesar de la importancia que tienen las especies frutales, existe una carencia de programas de investigación que ha limitado el desarrollo de los sistemas productivos de éstas. El conocimiento generado en gran parte de los frutales de Colombia y el mundo es bajo, si se compara con cultivos que soportan la alimentación del mundo como son el maíz, el arroz, el trigo y papa, los cuales tienen programas nacionales e internacionales de investigación y cuentan con un sin número de investigadores en diferentes disciplinas que han aportado el conocimiento necesario para sustentar el desarrollo tecnológico de estas especies.

TULIO CÉSAR LAGOS BURBANO I.A., Dr.

Profesor Titular

Facultad de Ciencias Agrícolas

Universidad de Nariño

Líder del GPFA

ISBN: 978-958-5123-37-3



Editorial
Universidad de Nariño