



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA**

CARRERA DE BIOLOGÍA

**LABORATORIO DE ANATOMÍA DE
VERTEBRADOS Y EDUCACIÓN CIENTÍFICA
(LAVEC)**

**Evaluación de diferentes deshidratantes en el
proceso de plastinación aplicado a claveles
(*Dianthus caryophyllus*) y rosas (*Rosa sp.*).**

**TESIS
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
BIÓLOGO**

**PRESENTA:
López León Fernando**

**DIRECTOR DE TESIS:
Dr. Roberto Moreno Colín**

**LOS REYES IZTACALA, TLALNEPANTLA, EDO.
DE MÉXICO 2022**





Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Te dedico este trabajo a ti.

No importa que tan difícil sea, no importa que tu idea parezca loca o descabellada, no importa que estés innovando y haya poca información. Siempre va a haber alguien que te ayude y crea en tu trabajo, pero lo más importante es que tú no dejes de creer en tus ideas.

Fer

“El mejor modelo material de un gato es otro. Preferentemente el mismo gato”

-Arturo Rosenblueth

Agradecimientos

Gracias Mamá por todo lo que haces por mi desde que nací, gracias por tu amor, enseñanza, apoyo y confianza en mí y en este proyecto (y en todos lo que emprendo); gracias por enseñarme el valor del amor, la paciencia y el esmero. Gracias por siempre estar a mi lado. En realidad, no hay palabras que describan todo el amor y gratitud que siento hacia ti.

Aby: "...Entonces fue cuando empecé a pensar en mi hermana. Pensé en aquella vez en la que ella y sus amigas me pintaron las uñas, y en cómo no pasó nada porque mi hermano no estaba presente. Y aquella vez en la que me dejó que utilizara sus muñecas para hacer obras de teatro, o cuando me dejó ver lo que yo quisiera en la tele. Y cuando empezó a convertirse en una "jovencita" y no permitía que nadie la mirara porque pensaba que estaba gorda. Y cómo en realidad no estaba gorda. Y en lo guapa que era verdaderamente. Y en cómo le cambió la cara cuando se dio cuenta de que los chicos pensaban que era guapa. Y en cómo le cambió la cara la primera vez que le gustó un chico que no era de un póster de su pared. Y en cómo le cambió la cara cuando se dio cuenta de que estaba enamorada de ese chico. Y entonces me pregunté cómo sería su cara cuando saliera de detrás de aquellas puertas...". Gracias por tu cariño y preocupación. Sé que cuento incondicionalmente contigo.

Dan, muchas gracias por ser mi primer amigo, gracias por ayudarme a explotar mi creatividad e imaginación, gracias por animarme cuando estaba triste. Nunca olvides que te amo mucho y que siempre estaré para ayudarte.

Agradezco a la UNAM por todo el conocimiento que ha puesto a mi alcance, por permitirme desarrollarme mental, emocional y físicamente. Gracias a Prepa 3 y FES Iztacala por volverse mi segunda casa.

Dr. Roberto, muchas gracias por creer en este proyecto, por creer en mí. Gracias por su asesoramiento y cambiar mi perspectiva de la ciencia. Gracias por abrirme las puertas de su hogar y gracias por cuidarme como a su hijo, le agradezco sinceramente su cariño, consejos y observaciones.

Dra. Gaby, gracias por su guía y enseñanza en mi vida, gracias por transmitirme su conocimiento en áreas hermosas de la biología. Gracias por cambiar mi perspectiva de la muerte. Gracias por permitirme ser parte de su familia.

Dra. Sandra, gracias por su confianza y correcciones en este trabajo, enriqueció mucho el proyecto. Le agradezco mucho abrirme las puertas de su laboratorio y lo amable que siempre ha sido conmigo.

Dra. Margarita, gracias por su ayuda y creer en mí, que aunque no me conocía decidió apoyarme y asesorarme para complementar este proyecto.

Mtra. Edith, gracias por recordarme mi amor a las plantas, gracias por ser una excelente profesora y gracias por todo su apoyo en este proyecto

Agradezco al Laboratorio de Anatomía de Vertebrados y Educación Científica, agradezco el espacio y las personas que hacen tan cálido al laboratorio, gracias por todos los recursos y financiamiento para sus alumnos. En especial a mis cuatro chicas LAVEC: Zarii, Diana, Andrea e Ixtli. Gracias por todas las risas, pláticas y consejos. También a la nueva generación. Alan, Omie, Elie, Gen, Diana, Kary, Ana y Sarahí, gracias por ser tan cálidos y hacerme sentir como en familia.

Zarii Linda, Zarii Bonita. Muchas gracias por tu presencia en mi vida, gracias por tu motivación, por todo tu apoyo. Sabes que te quiero infinitamente y sin ti me hubiera tardado más en culminar mi trabajo. Gracias por abrirme las puertas de tu casa, tu mente y de tu corazón; gracias por escucharme, aconsejarme, cuidarme y preocuparte por mí. Gracias por alegrarme, por hacerme reír, por tu sincera y pura amistad. Zarii de mi vida y de mi corazón, gracias por estar a mi lado. Te adoro Chiquistriquis.

David, gracias por toda tu ayuda durante toda la carrera, gracias por tu confianza, por compartir tu conocimiento y ayudarme a superarme, gracias por cuidarme y preocuparte por mí. Sabes que eres parte de mi familia y tienes mi ayuda para todos los proyectos que emprendas. Gracias por ser otro hermano en mi vida.

Estefanía, gracias por ser mi amiga durante ya más de cuatro años, gracias por ser un ejemplo en mi vida y gracias por todos los momentos chidos que hemos vivido.

Karen, gracias por permitirme conocerte más y por escucharme, siempre vas a contar con un amigo en mí.

Héc, gracias por todo tu amor, por tu preocupación, por tantas atenciones que tuviste conmigo. Gracias por cada risa, por cada plática; gracias por abrirme las puertas de tu casa y convivir con tu familia. Gracias por ayudarme a cambiar mi perspectiva de las cosas.

Johnny, Hermanito de mi alma, gracias por tu sincera amistad, apoyo y motivación. Gracias por permitirme formar parte de tu vida.

Fanny, gracias por ser mi amiga. Aunque hemos convivido poco, eres un ejemplo maravilloso de vida y te admiro mucho, eres uno de mis ejemplos a seguir. Gracias por permitirme conocerte.

Durante mi estancia en la Facultad conocí a mucha gente maravillosa, gracias a: Andrés Millán, Fanny Vallejo, Diana Sabás, Mariana Vargas, Diana Chiu, Jesús

Mónica Zamora, Carlos Vilchis, Misael Andrés, Shaday Badager, Edgar García, Teresa Barrera, Diego Vivar, Noemi López, Laura Rangel, Joel Laurean, Giovanni Martínez, Francisco Gerón; gracias por cada momento, consejo y atención conmigo.

Gracias a los Profesores: Meztli Tlanezi, Antonio Cisneros, Humberto Macías, Oscar González, Pilar Badillo, Irma Manuell, Ruth Márquez, Amanda Moreno, Erick López, Ismael Hernández †, Jorge Jiménez, Sergio Rosales †, Luis Héctor Hernández, Ángeles García, Luis Enrique Páez, Fernando del Moral, Alin Torres, Lucía Pavón, Leticia Ríos, Héctor Godínez, Esequiel Vidal, Mónica Chico, Peter Müller, Gumercindo de la Cruz, Marcial García, Fabiola Soto, Felipe Eslava, Ana Belén Adame; gracias por compartir conmigo su pasión por la Biología y transmitirme su conocimiento.

Gracias Familia Castillo por todo su amor y atenciones. Linda, gracias por siempre preocuparte por mi y todo tu cariño; Juanita, gracias por ser parte de la familia, por cada convivencia y enseñanza; Ángel, gracias por tus cuidados y apoyo en mi formación e Inés, gracias por ser un motor para ser mejor y alegrarme con sólo verte, siempre voy a estar para ti.

Familia Mendoza Martínez, gracias por acogerme en su casa y sus actividades como un miembro de su familia, gracias por su ayuda, motivación y apoyo. Ana, Toño, Andie y sobre todo a Mons.

Mons Bebé, gracias por tu amistad incondicional, gracias por todas tus atenciones y por siempre estar ahí, gracias por cada palabra de aliento y por estar cuando he necesitado. Amistad es amigo.

Gracias Isa por todo tu cariño y verme como a un hijo más. Gracias por escucharme y enseñarme desde que era muy chico.

Irm, gracias por tu sinceridad, por tus consejos y ser siempre tan realista. Te quiero mucho.

Gracias Gera por extenderme la mano cuando necesite, de verdad que fue uno de los mejores regalos que he tenido.

Gracias a mis demás amigas por su interés y apoyo: Francisco, Luis, Raúl, Jezz, Ary, Fanny, Fany, Karlita, Estelita, Ximenita, Blanca.

Un agradecimiento especial a Saúl Borja Molina, gracias a tu trabajo me inspiraste a presentar lo que hoy realicé.

Por último, y no menos importante, externo un sincero y profundo agradecimiento a Luis †, Lalo, Memo y Saúl; ustedes son la prueba viviente de que se puede amar a quien no conoces y que los ángeles de la guarda sí existen.

Índice

| | |
|--|-----------|
| Resumen..... | 3 |
| Introducción | 4 |
| <u>Preservación vegetal.....</u> | <u>4</u> |
| <u>Plastinación.....</u> | <u>8</u> |
| <u>Deshidratantes</u> | <u>9</u> |
| <u>Antecedentes en plantas</u> | <u>10</u> |
| <u>Pigmentos vegetales naturales</u> | <u>11</u> |
| <u>Modelo experimental.....</u> | <u>14</u> |
| Clavel | 15 |
| Rosa..... | 15 |
| <u>Justificación.....</u> | <u>16</u> |
| Objetivo General | 17 |
| Objetivos Particulares | 17 |
| Material y Método..... | 17 |
| Resultados..... | 19 |
| <u>Tiempo de deshidratación</u> | <u>19</u> |
| Acetona..... | 20 |
| Thinner | 26 |
| Xileno..... | 32 |
| <u>Cambio de color</u> | <u>37</u> |
| Clavel rojo | 38 |
| Clavel amarillo..... | 41 |
| Clavel blanco | 45 |
| Rosa roja..... | 48 |
| Rosa amarilla | 52 |
| Rosa blanca..... | 56 |
| Discusión | 59 |
| <u>Tiempo de deshidratación.....</u> | <u>60</u> |
| <u>Cambio de color</u> | <u>62</u> |



Fernando López León

| | |
|------------------------------|-----------|
| <u>Comparación.....</u> | <u>64</u> |
| Conclusión | 65 |
| Recomendaciones | 65 |
| Referencias..... | 66 |



Resumen

Al preservar organismos buscamos que las características finales sean lo más similares posibles a cuando tenían vida, en el caso de las plantas la técnica más usada es la herborización donde las flores pierden su forma y color. Existen alternativas como la plastinación, que consiste en remover el agua contenida dentro de los órganos y sustituirla por resina, de tal manera que se aumente la probabilidad de que la resina se integre y fluya por los canales que conforman la estructura del organismo, en ello reside parte del éxito que se logre en la conformación de materiales plastinados. Como método de conservación, ha mostrado ser eficiente en seres humanos y animales vertebrados teniendo un fuerte impacto en el uso estos materiales con fines educativos, culturales, y económicos; sin embargo, ha sido poco utilizada en plantas. Si se lograra preservar los pigmentos en la fase de deshidratación, se obtendrían organismos tridimensionales con colores semejantes a los naturales, lo que permitiría la creación de material didáctico resistente, visualmente atractivo y sin riesgo de infección por plagas u hongos, aunado a que tiene potencial para ser utilizado en identificación taxonómica. El solvente más reportado para esta técnica es la acetona, mostrando resultados aceptables en la calidad del producto, sin embargo se desconocen los resultados del proceso con otros deshidratantes; por lo que en este trabajo se planteó el uso de tres diferentes: acetona, thinner y xileno. Se empleó como modelo claveles y rosas en colores rojo, amarillo y blanco por cada especie, los parámetros evaluados fueron 1) el tiempo de deshidratación, 2) las modificaciones visuales respecto al color y forma de los organismos, y 3) la calidad y representatividad de los materiales plastinados. El tiempo que se tarda en deshidratar los organismos es de 112 días al usar acetona, sin importar la flor; al usar thinner tarda 59 días en claveles rojo y amarillo y 30 en claveles blanco, mientras que en rosas tarda 112 días; las flores que se sometieron a xileno (al no presentar las mismas características de deshidratación que los otros tratamientos) permanecieron sumergidas alrededor de ocho meses. La pérdida o modificación de color es elevada en todos los tratamientos, siendo la rosa amarilla en xileno la que más se asemeja a su color natural. Se tienen organismos plastinados con forma igual a cuando estaba fresco, pero el color es diferente.

Palabras Clave: Plastinación, preservación vegetal, pigmentos vegetales.



Introducción

La flor es una parte de algunas plantas (angiospermas) que cumple funciones estrechamente relacionadas con la reproducción, biológicamente hablando; no obstante, el ser humano le da diferentes usos y asigna diferentes roles vinculados a su psique y aspectos sociales, económicos y científicos. Asocia las flores con sentimientos, emociones, recuerdos y con el intercambio de subjetividades en el proceso de socialización humana. ¿Quién no recuerda su primera flor?, y se trata de conservar en general entre las páginas de un libro tratando de que no se maltrate como símbolo de un hermoso recuerdo, las flores son parte importante de esos recuerdos (Liu, 2001).

Puesto que son consideradas una de las máximas expresiones de belleza, que quisiéramos conservar todo el tiempo, se eligen para muchas celebraciones: están presentes en bautizos, cumpleaños, fiestas, noviazgos, bodas, reconciliaciones y hasta en el rito que los humanos hacemos sobre la muerte de los miembros de nuestra especie (Mathiowetz and Turner, 2021).

En diversas culturas se manifiestan en el arte desde pinturas, tatuajes, esculturas, bordados y tejidos que las plasman como una de las figuras más recurridas, son base de poesía e inspiración hasta para nombre propio. Se asocian por excelencia a la mujer, como parte de su feminidad. Puede ser desde un ramo hasta una sola y desde que ves su color, su tamaño y aroma es inconfundible, la gran diversidad que existe de ellas las hace emblemáticas para muchos (Seaton, 1995).

Preservación vegetal

La preservación de tejidos se ha realizado con el fin de estudiar a profundidad la anatomía y fisiología de organismos vegetales o animales. Las técnicas que lo logran, buscan que el órgano u organismo a preservar mantenga las mismas características que cuando estaba con vida, o en su defecto las que se asemejan más (von Hagens, 1979).

La preservación vegetal se lleva a cabo desde que el hombre inició su vida sedentaria y empezó a desarrollar prácticas agronómicas. Posteriormente, sin un intervalo de



tiempo definido, se empezó a cultivar y resguardar plantas con beneficios para el humano. La siguiente manera de mantener registro de la flora fue a través del dibujo y la pintura, que permitía tener una imagen permanente del organismo en una etapa deseada, principalmente la reproductiva. Después se crearon recintos en los que se cultivaban principalmente flores ornamentales y aromáticas, en los que se empezó a realizar investigación científica sobre la conservación, anatomía y divulgación de la vegetación. A estos lugares ahora los conocemos como jardines botánicos (Medellín-Leal, 1975; Moreno, 2007; Rzedowski, 1981; Vovides *et al.*, 2010).

La siguiente manera de preservar tejidos vegetales fue con la técnica conocida actualmente como herborización (nombrada coloquialmente como prensado), que consta en secar la planta de interés entre dos pliegos de papel aplicando presión, la cual dio paso a la creación de los herbarios (Díaz-Luna y Villarreal, 1975; Medellín-Leal, 1975).

Los herbarios (colecciones de plantas desecadas, clasificadas y ordenadas para su posterior estudio y/o consulta) tienen la finalidad de resguardar una muestra representativa de la vegetación de un lugar, ya sea pueblo, estado, región o país. Además, cada ejemplar contiene información adicional en las que se encuentra la forma de vida, lugar de colecta, usos, observaciones especiales, entre otros. Esta información permite realizar investigaciones con diferentes tipos de enfoques: anatómicos, taxonómicos, etnobotánicos, farmacológicos, entre otros (Díaz-Luna y Villarreal, 1975; Kowalski y Holdenrieder, 2009; Paredes-Flores *et al.*, 2007; RAE, 2014; Särkinen *et al.*, 2012).

Entre los más famosos del mundo se encuentran el Herbario del Museo Nacional de Historia Natural de Francia (P), el Herbario del Real Jardín Botánico de Kew (K) y el Herbario del Jardín Botánico del Instituto Botánico V. L. Komarov (LE) (Katinas, 2001). En nuestro país, el herbario más grande es el Herbario Nacional de México (MEXU), el cual alberga más de un millón de especies mexicanas y sus inicios se remontan a 1888 y se encuentra bajo la custodia de la Universidad Nacional Autónoma de México (IB, 2011). Otros herbarios de la UNAM son el Herbario de la Facultad de Ciencias (FCME), el Herbario de la FES Zaragoza (FEZA) y el Herbario de la FES Iztacala (IZTA).



El Herbario Iztacala (IZTA) (Figura 1) es una colección científica de plantas secas. En él se encuentran ejemplares botánicos colectados en diferentes regiones del país, principalmente especializado en flora del Estado de México e integrado por colecciones de diferentes grupos taxonómicos como son: algas, hongos, gimnospermas y angiospermas, entre otras (FESI, 2019).



Figura 1. Herbario IZTA.

La técnica convencional de prensado no siempre es útil para todas las plantas, muchas flores y frutos al someterse a la herborización pierden características primordiales para su determinación como forma y color. Por lo que se han buscado técnicas de preservación alternas a la herborización (Cuadro 1), entre los que se encuentra la plastinación.



Cuadro 1. Métodos de preservación vegetal diferentes a la herborización.

| Método | Generalidades de la técnica | Órgano o parte de la planta preservado o conservado |
|--|---|--|
| Secado y prensado | Extracción de la mayor cantidad de agua posible colocándolas en un ambiente con temperatura controlada | -Hojas -Plantas completas de pequeño tamaño -Flores |
| Inclusión en glicerina | Colocar el tallo de la flor o estructura en un frasco con glicerina, y esperar a que se absorba la sustancia por capilaridad. | -Zarzas con bayas -Flores que conservan su estructura con el secado. -Hojas de zarzamora -Hojas de tomillo. -Coníferas |
| Fijación con formol al 20% y prensado y secado. | El tejido se sumerge en la solución para su fijación. | Crasuláceas |
| Deshidratación | Se sumerge en alcohol al 96% o con la aplicación de alcoholes graduales (30, 50, 70 y 90%), prensado y secado. | Crasuláceas |
| Secado al aire. | Ramo completo colocarlo en ambiente seco y caliente. | Hierbabuena Epazote |
| Secado con horno de microondas | Enterrar las flores en un recipiente con arena, en el horno de microondas por poco tiempo. | Pequeñas flores como <i>Eugenia</i> y <i>Limonium</i> |
| Secado de flores con gel de sílice | Colocar las flores en un frasco con esferas de gel de sílice deshidratado. | Rosas |
| Plastinación | Tratamiento con fijador, acetona como deshidratante e impregnación de resina y endurecimiento de la misma aplicando varios tratamientos. Se sustenta en la sustitución de agua y lípidos por un polímero, silicón o resina poliéster. | Vertebrados Flores (incipiente): Rosas, Lilis, Nardos, Gladiola |



Plastinación

La plastinación es una técnica de preservación que remueve el agua de los tejidos y la sustituye por una resina o un polímero (Figura 2); fue planteada por el doctor Gunther von Hagens en el siglo XX. Esta técnica permite conservar la forma tridimensional, volumen original y textura seca. Al compararla con otras técnicas presenta ventajas como resistencia a factores ambientales, evita el posible daño que genera el trabajar con estructuras fijadas en formaldehído, favorece la manipulación de órganos, evita el contacto con olores, optimiza el almacenaje, facilita el transporte y su manejo en cursos o exposiciones, no requiere de mantenimiento y no se presenta deterioro por acción biológica, y apariencia llamativa. Dentro de las desventajas se encuentra el alto consumo de tiempo, alto costo económico, índice de ensayo y error alto, al igual que posible daño a estructuras al no trabajarlas correctamente (von Hagens *et al.*, 1987; Peralta, 2017).



Figura 2. Cordados preservados a través de la técnica de plastinación. Izq. Humano hembra durante embarazo. Der. Elefante. Tomado de:

<http://filosofia111.blogspot.com/2008/09/la-plastinacin.html>

<https://www.quo.es/naturaleza/g29587/animales-vistos-por-dentro/>

La técnica consta de tres fases: 1) deshidratación, en la que se sumerge al organismo en un disolvente polar; 2) inclusión, donde se coloca una disolución de disolvente-resina y después en resina pura; y 3) polimerización, donde se seca y endurece la resina (von Hagens 1979; Contreras *et al.*, 2015). El deshidratante utilizado debe cumplir con ciertos requisitos para que el proceso sea efectuado; la principal característica consta en tener una densidad menor a la de la resina para que se realice el intercambio de líquidos.



Deshidratantes

Entre los deshidratantes cuya densidad es menor a la de la resina se encuentran la acetona, el xileno y el thinner. El principal disolvente utilizado es la acetona; un líquido incoloro, volátil, flamable, con aroma característico, compuesto por una cadena de tres carbonos y un grupo carbonilo en el segundo carbono (Figura 3); características que le da alta polaridad a la molécula. Tiene un punto de fusión de $-94\text{ }^{\circ}\text{C}$, el de ebullición es de $56.5\text{ }^{\circ}\text{C}$, presión de vapor de 181.72 mm Hg (a 20°C), densidad de 0.79 g/cm^3 y es soluble en agua en cualquier proporción. De manera industrial, se utiliza para la fabricación de pintura y barnices al igual que para su remoción (ATSDR, 1994; Carey y Giuliano, 2014; EPA, 2003; Vellasco, 2011; Wade, 2017).

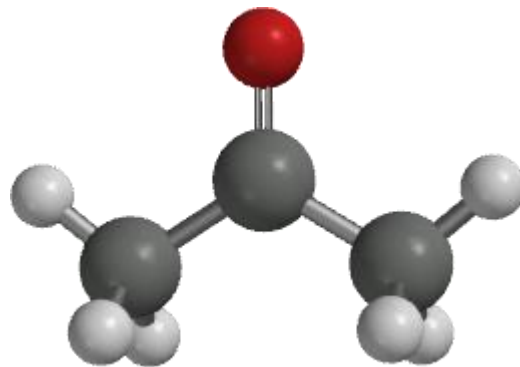


Figura 3. Modelo de la estructura química de la acetona.

El xileno (también conocido como xilol o dimetilbenceno) es un líquido transparente, altamente volátil e inflamable, insoluble en agua y con característico aroma dulce. Este último atributo se debe a que la molécula se conforma de un anillo de benceno al que se le unen dos grupos metilo. Existen tres isómeros de la molécula, que se determinan dependiendo de la posición de los metilos: orto- (o-xileno) cuando los grupos se encuentran en carbonos adyacentes del anillo (Figura 4A); meta- (m-xileno) donde existe una separación de un carbono en la cadena cíclica entre los metilos (Figura 4B); y para- (p-xileno) en donde los grupos funcionales están en posición opuesta en la cadena (Figura 4C) (ATSDR, 2007; EPA; 2003; Wade, 2017).



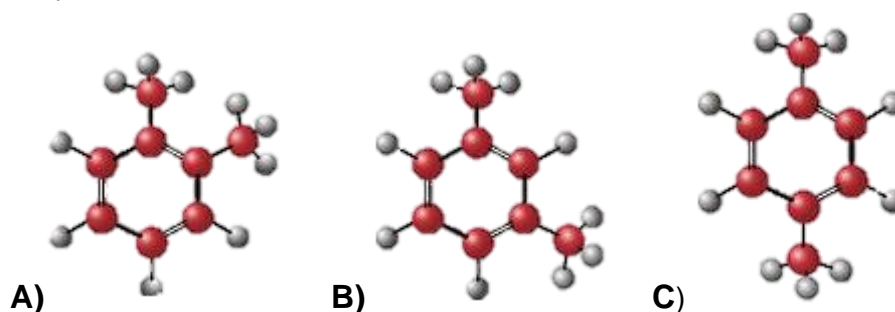


Figura 4. Representación de la estructura química de los isómeros del xileno. A) Orto-xileno, B) Meta-xileno y C) Para-xileno.

En sus propiedades físicas como mezcla tiene un rango entre -46 y -48°C para punto de fusión, entre 137 - 140°C en punto de ebullición, de 6 - 16 mm Hg para presión de vapor (a 20°C), densidad de 0.864 g/cm³ y no es soluble en agua (130 mg/L). Se sintetiza de manera artificial a partir del petróleo y funge como solvente en industrias que trabajan caucho, cuero, imprenta; así como la fabricación de plástico, fibra sintética y barnices (ATSDR, 2007; EPA, 2003; Wade, 2017).

Por otra parte, el thinner (en inglés “adelgazador”) es una mezcla variable de disolventes orgánicos, estos disolventes se pueden clasificar en tres tipos: activos, latentes y diluyentes. Los primeros tienen la capacidad de disolver polímeros o resinas; los latentes no son solventes propiamente, sino que mejoran la capacidad de los solventes activos, por lo que generalmente se encuentran mezclados; y los últimos funcionan como reguladores o para rebajar el producto, lo que repercute positivamente en el gasto económico (Reza *et al.*, 1997).

Entre las sustancias más comunes encontradas en la composición del thinner comercial destacan el tolueno, acetona, hexano, metanol, benceno y xilenos. Las cualidades y usos del thinner varían según la cantidad de químicos por los que esté compuesto, tanto de diferentes solventes como volumen de cada uno (Martínez-Alfaro *et al.*, 2011; Reza *et al.*, 1997). Por este mismo motivo, no se puede estandarizar las propiedades fisicoquímicas de la mezcla.

Antecedentes en plantas

La técnica de plastinación ha sido ampliamente investigada y aplicada en organismos animales, principalmente en las áreas de la salud como medicina y veterinaria. Esta



técnica ha sido poco estudiada y aplicada para tejidos vegetales; sin embargo, se tienen estudios en *Echinocactus grusonii* (Calderón, 2010), nardos, rosas, acantos (González, 2011), lilis, gladiolas (Quiróz, 2012) y diferentes frutos carnosos (naranja, manzana, pera, mamey, pepino, chile, jitomate, guayaba, chilacayote y fresa) (Borja, 2013).

De manera general, en las pruebas con flores se obtienen organismos tridimensionales, con forma y tamaño originales, aunque con la pérdida de color en la fase de deshidratación (González, 2011; Quiróz, 2012). Los ensayos en *Echinocactus grusonii* preserva la mayoría de sus características de forma y tamaño, y tiene una baja pérdida de color (Calderón, 2010). Con respecto a los frutos, sólo el mamey conserva la forma, tamaño y color; mientras que los demás presentan un colapso en la deshidratación y pérdida de pigmentos (Borja, 2013). Cabe mencionar que todos los ensayos reportan organismos inodoros, resistentes y no tóxicos.

Existen otros ensayos en los que se busca la preservación de flores para asemejar a cuando estaban frescas, entre los que destacan el trabajo de Ito y colaboradores (2010), ellos sometieron a flores de 30 especies a su protocolo de preservación, el cual consistió en sumergir al organismo en un solvente primario para evitar la marchitez (alcohol etílico) durante un día, después en un solvente secundario para evitar la decoloración (polipropilenglicol) durante uno o dos días y por último lavar con el solvente primario por un minuto. Separan sus resultados en flores que retuvieron bien el color, que lo perdieron parcialmente o que lo perdieron mucho o todo. Reportan que en trece de las 30 especies usadas es viable usar este protocolo. Sin embargo, sus ensayos mantienen estas características por un periodo de cinco meses a un año.

Pigmentos vegetales naturales

El inconveniente que se presenta en los ensayos enlistados es la pérdida de color. El color representa las longitudes de onda observables que refleja cualquier cosa (Gunther, 2012). En el caso de las plantas, las moléculas encargadas de absorber y reflejar la luz son los pigmentos vegetales, los cuales son metabolitos secundarios que se encargan de brindar protección, atraer polinizadores, ahuyentar predadores, pero principalmente almacenar energía al organismo (Chen, 2015; Cooper y Deakin,



2016; Takana *et al.*, 2008). Existen cuatro tipos principales: clorofilas, carotenoides, flavonoides y betalainas.

El grupo de las clorofilas representa de manera diacrítica a todas las plantas, gracias a que ellas ocasionan el aspecto verde (500-570 nm) en estos organismos. La estructura base de las clorofilas se compone de un anillo de porfirina (también conocido como clorina), el que a su vez se forma de cuatro pirroles; en el centro del anillo, se encuentra un átomo de magnesio. La molécula resulta ser la misma que forma a la hemoglobina, la diferencia radica en el hierro, siendo el ion que se enlaza en lugar del magnesio (Figura 5) (Cooper y Deakin, 2016).

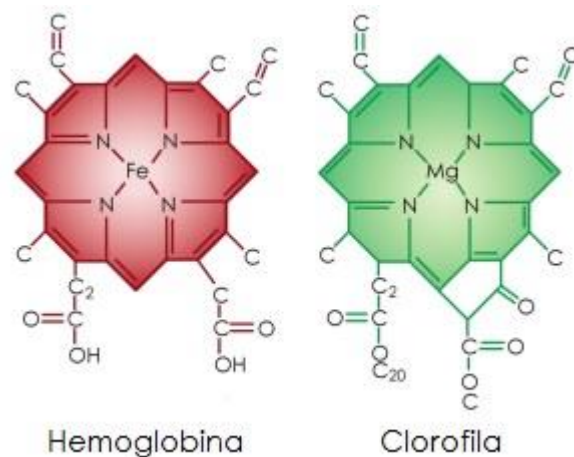


Figura 5. Similitud entre las estructuras de la hemoglobina animal y la clorofila vegetal.

Los carotenoides son lípidos solubles que se componen de cuatro moléculas de terpeno, la que es la estructura base (Figura 6), se diferencian por su oxigenación y por el anillo terminal; esta diferenciación permite clasificarlos en carotenos y xantofilas. Estas moléculas brindan a las plantas colores que van del amarillo al rojo (entre 570 y 700 nm), fotoprotección durante el proceso fotosintético y son sustratos para la formación de ácido abscísico (Chen, 2015; Takana *et al.*, 2008).



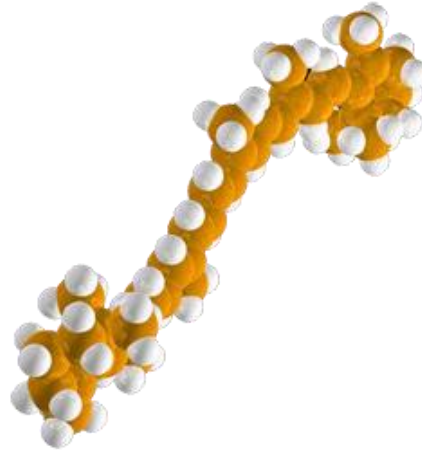


Figura 6. Modelo de la estructura química base para formar carotenoides.

Los flavonoides son de los pigmentos más diversos, su estructura base es una molécula de fenil benzopirano (Figura 7). Con base en los grupos funcionales que se le adhieran y la posición de los mismos la función biológica, química, propiedades y color es ampliamente diferente. Tan solo en este último parámetro, los flavonoides brindan colores que van del amarillo al azul (excluyendo al verde) (400–500 nm y 570–700 nm). Se subdividen en antocianinas, taninos condensados, flavonoles, flavonas, flavandioles, isoflavonoides, chalcones, aurones y flobafenos (Chen, 2015; Takana *et al.*, 2008).

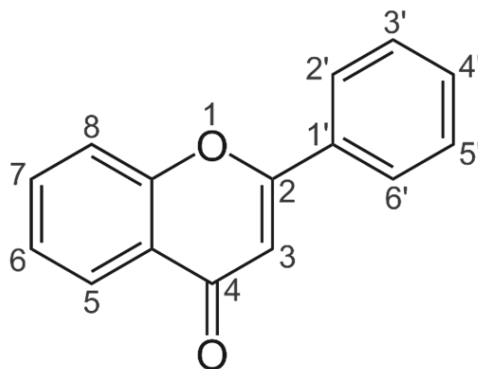


Figura 7. Representación de la estructura base de los flavonoides, esqueleto C6-C3-C6.

Las betalaínas se componen de un glicósido derivado del indol. Los colores que crean están en las mismas longitudes de onda que los flavonoides, al igual que similares propiedades y funciones biológicas; la diferencia radica en que las plantas que tienen



betalaínas no sintetizan flavonoides y viceversa. Las betalaínas están presentes solo en plantas del Orden Caryophyllales (exceptuando a las Familias Caryophyllaceae y Molluginaceae). Se pueden clasificar en betacianinas y betaxantinas (Chen, 2015; Takana *et al.*, 2008).

Modelo experimental

Recapitulando, los ensayos registrados con flores sometidas a la técnica coinciden en ser flores de corte (excluyendo al acanto). Las flores de corte son un cultivo especializado con un valor agregado, que permite más tiempo de vida en florero, colores vívidos, aromas intensos, entre otras. A la producción y comercialización de flores de corte se le conoce como floricultura, es una actividad económica practicada por alrededor de 150 países y se concentra principalmente en países del oeste de Europa (Siendo Países Bajos el más destacado), América del Norte y Japón. Existen una basta cantidad de flores de corte, tan solo en Países Bajos existen alrededor de 15 mil códigos para referirse a diferentes productos, y de manera general se dividen en flores bulbosas, de verano o tropicales; entre estas flores destacan los claveles y las rosas por su color, forma y aroma (Cortez, 2013; Ramírez y Avitia-Rodríguez, 2017).

En nuestro país, el Estado de México es el principal productor de flor de corte, aportando 80% de la producción de exportación. Tan sólo en 2019, La producción de clavel fue de 3 945 797 toneladas, lo que equivale a más de 800 MDP (\$834 782 578); mientras que de rosa se produjeron 7 134 317 toneladas de gruesas, equivalente a más de un billón y medio de pesos (\$1 557 774 789) (EDOMEX, 2020; Tejeda-Sartorius, 2015).

La principal diferencia entre éstas y las flores silvestres es el tiempo que tardan en marchitarse, lo que representa una ventaja para el traslado y experimentación con el organismo; así como se conoce ampliamente su cultivo, pigmentos y otros metabolitos secundarios que producen, y la importancia económica que representan para el país. Estas características permiten utilizarlas como ensayos para plastinar.



Clavel

Los claveles son plantas arbustivas, perennes, con base leñosa, hojas lineares. Las flores aparecen en inflorescencias en panícula o cima laxa, a veces solitarias o en grupos de cinco, muy olorosas; sépalos y flores pentámeras, las cuales están en grupo, con diez estambres y 2 carpelos; fruto a manera de cápsula con cuatro a seis dientes (Figura 8) (Al-Snafi, 2013).



Dominio: Eukaria

Reino: Plantae

Phylum: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Caryophyllales

Familia: Caryophyllaceae

Género: *Dianthus*

Especie: *Dianthus caryophyllus* L.

Figura 8. Ilustración científica y taxonomía de clavel.

Rosa

Las rosas agrupan a plantas arbustivas trepadoras y espinosas. Tricomos simples o estrellados y a veces con espinas. Hojas alternas, simples y con margen dentado. Las flores son llamativas y bisexuales con numerosos estambres y carpelos libres, sépalos y pétalos pentámeros; fruto tipo urna que contiene aquenios (Figura 9a 9) (Folta y Gardiner, 2009).





Dominio: Eukaria
Reino: Plantae
Phylum: Magnoliophyta
Clase: Magnoliopsida
Orden: Rosales
Familia: Rosaceae
Género: *Rosa*
Especie: *Rosa sp. L*

Figura 9. Ilustración científica y taxonomía de rosa.

Justificación

Se puede asegurar que no hay una técnica idónea de conservación en todas las plantas, aunque es necesario reconocer que las técnicas tradicionales siguen en boga por cubrir varias de las necesidades que se requieren para su estudio; no obstante, es interesante buscar alternativas que permitan no solo las ventajas que poseen sino también incrementar las alternativas de manejo de los organismos.

La plastinación ha logrado un amplio impacto en el ámbito de la medicina y la veterinaria, es cada vez mayor el número de universidades que han adoptado tal técnica para elaborar materiales favorecedores del aprendizaje en varios campos de la ciencia. Sin embargo, existe de manera contrastante el poco trabajo con especies vegetales, siendo la plastinación de plantas aún incipiente y por tanto desconociéndose posibles variantes que se puedan hacer a la técnica estándar original.

Si se lograra la estandarización de esta técnica para preservar tejidos u órganos vegetales, se podría crear material didáctico con características más próximas al organismo vivo; con el fin de complementar los estudios anatómicos y taxonómicos, o como materiales de museo y exposiciones promoviendo la cultura del conocimiento; del mismo modo, la manera de presentar al organismo preservado sería más atractiva, favoreciendo la docencia y el aprendizaje.



Objetivo General

Evaluar el efecto de tres deshidratantes en dos especies de flor de corte, clavel (*Dianthus caryophyllus*) y rosa (*Rosa sp.*) en la técnica de plastinación.

Objetivos Particulares

Determinar los tiempos de deshidratación para probarlos en la técnica de plastinación en claveles (*Dianthus caryophyllus*) y rosas (*Rosa sp.*).

Comparar la eficiencia de deshidratado de las flores de clavel (*Dianthus caryophyllus*) y rosa (*Rosa sp.*), en el proceso de plastinación.

Realizar un compendio fotográfico de cada flor en los diferentes deshidratantes.

Material y Método

Se plastinaron seis docenas de flores comerciales, tres de claveles y tres de rosas, obtenidas en el Mercado de Jamaica, modificando la técnica propuesta por Sánchez y colaboradores (2016). Una docena de cada especie fue roja, otra amarilla y la última blanca. De cada docena, se sometió a cuatro organismos a cada grupo experimental.

La modificación se realizó en la primera etapa (deshidratación), probando tres diferentes deshidratantes en la técnica. El control se colocó en acetona al 100%, ya que es el solvente reportado para plastinar. Los grupos experimentales consistieron en sustituir la acetona por thinner comercial y xileno. Todos los grupos se refrigeraron a 0 °C hasta la deshidratación completa del organismo.

Para la segunda etapa se incluyeron en una disolución del deshidratante utilizado más resina poliéster cristal en proporción 1:1 durante un mes, para después colocarlos en resina al 100% durante el mismo periodo de tiempo. Para finalizar, se removió el exceso de resina y se catalizó con peróxido de metil etil cetona (Figura 10).





Figura 10. Diagrama de flujo de la metodología realizada.



Resultados

En un organismo preservado la apariencia visual es primordial para fines didácticos, el color es una característica que juega un papel significativo al exhibir dicho ejemplar. Las plantas, en particular las estructuras florales, resaltan por la amplia gama de colores que pueden adquirir y entre menor sea la modificación de éste, más llamativas se vuelven. Sin embargo, el tiempo que tarda en preservarse es importante de considerar ya que permite estandarizar y planificar la técnica usada. Los resultados obtenidos se presentan haciendo énfasis en el tiempo de deshidratación para clavel y rosa tratados con acetona, thinner y xileno, mostrando archivo gráfico en diferentes períodos de tiempo, cambio de color y comparando cambios entre las flores en las etapas del proceso. Un ejemplar de cada tratamiento fue donado a la colección del Herbario IZTA, para su consulta y observación

Tiempo de deshidratación

Aunque el tiempo que tarda la fase de deshidratación es similar en los tratamientos, variaron en función del solvente utilizado. De los dieciocho ensayos donde se culminó el proceso de plastinación, ocho de ellos tomaron el mismo tiempo en deshidratarse sin presentarse algún patrón aparente, los más rápidos fueron los claveles tratados con thinner sin importar su color y los más lentos los tratamientos con xileno (Cuadro 2). Se consideró como deshidratado y apto para iniciar la siguiente fase del tratamiento cuando las flores presentaron una textura áspera y acartonada, y una rigidez y fragilidad en sus pétalos y hojas. Se realizó un cambio del solvente cuando las flores no presentaron un cambio después de siete o más días.

Sin considerar los tratamientos con xileno, que presenta la mayor cantidad de tiempo para esta fase en todas las flores, los tratamientos en rosas tardaron tres meses y 23 días en deshidratarse (exceptuando las rosas blancas en acetona); a diferencia de los claveles en donde las flores tardaron más al usar acetona que thinner, la diferencia de tiempo oscila entre cinco semanas. El registro indica que los menores tiempos en fase de deshidratación corresponde a los tratamientos de claveles con thinner; el más rápido, que tardó un mes y dos días, fue el de los claveles blancos y los otros dos tardaron dos meses ambos; seguidos de las rosas blancas con acetona que toma dos meses y 21 días (Cuadro 2).



Cuadro 2. Tiempo de deshidratación en días de los diferentes tratamientos.

*Tratamientos en los que se realizó cambio de disolvente después de 45 días.

| Flor | | Solvente | | |
|---------|----------|----------|---------|--------|
| Especie | Color | Acetona | Thinner | Xileno |
| Clavel | Rojo | 112* | 59* | 238 |
| | Amarillo | 112* | 59* | 224 |
| | Blanco | 112* | 30 | 238 |
| Rosa | Roja | 112* | 112* | 268 |
| | Amarilla | 112 | 112 | 268 |
| | Blanca | 82 | 112* | 268 |

Acetona

Exceptuando las rosas blancas, todas las flores deshidratadas con este tratamiento tardaron tres meses y 23 días. Después de 45 días se hizo un cambio de acetona a todos los grupos de claveles y rosas rojas, debido a que se saturó. En cambio, las rosas blancas tardaron dos meses y 21 días en deshidratarse y no fue necesario cambiar la acetona.

En la Figura 11A se observa que los pétalos de los claveles rojos inmediatamente palidecen a rosa, el líquido empieza a pintarse verde de manera paulatina y homogénea; esto sugiere que la clorofila es afín a la molécula de acetona, lo que produce la pérdida de este color en la flor y por ende la extracción de esta sustancia en el medio. Al hacer el cambio de acetona (Figura 11G) se aprecia que inicia transparente y lentamente se vuelve a pigmentar de verde.



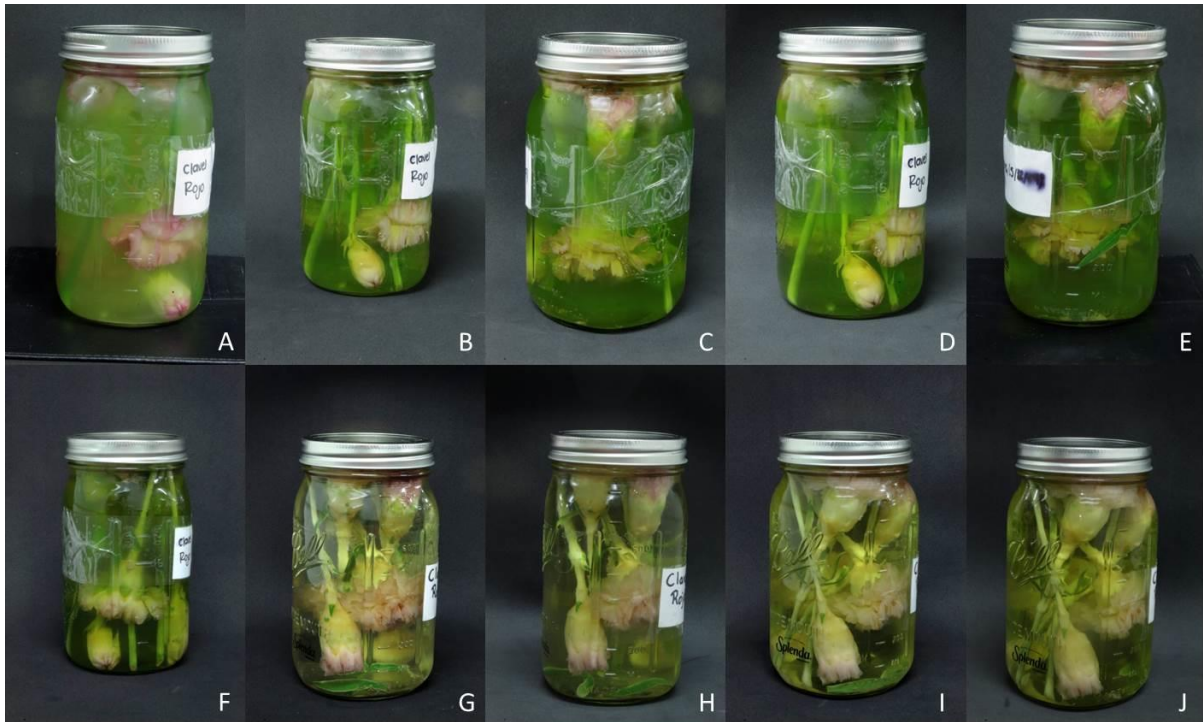


Figura 11. Clavel rojo sumergido en acetona después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

La acetona en la que estaban sumergidos los claveles amarillos (Figura 12) se torna verde oscuro. Comparado con los claveles rojos (Figura 11) es un tono más puro y no se ve turbio. Después del cambio de acetona se aprecia la decoloración de amarillo a blanco mientras que la acetona se empieza a pintar lentamente de amarillo verdoso (Figura 12G-J)



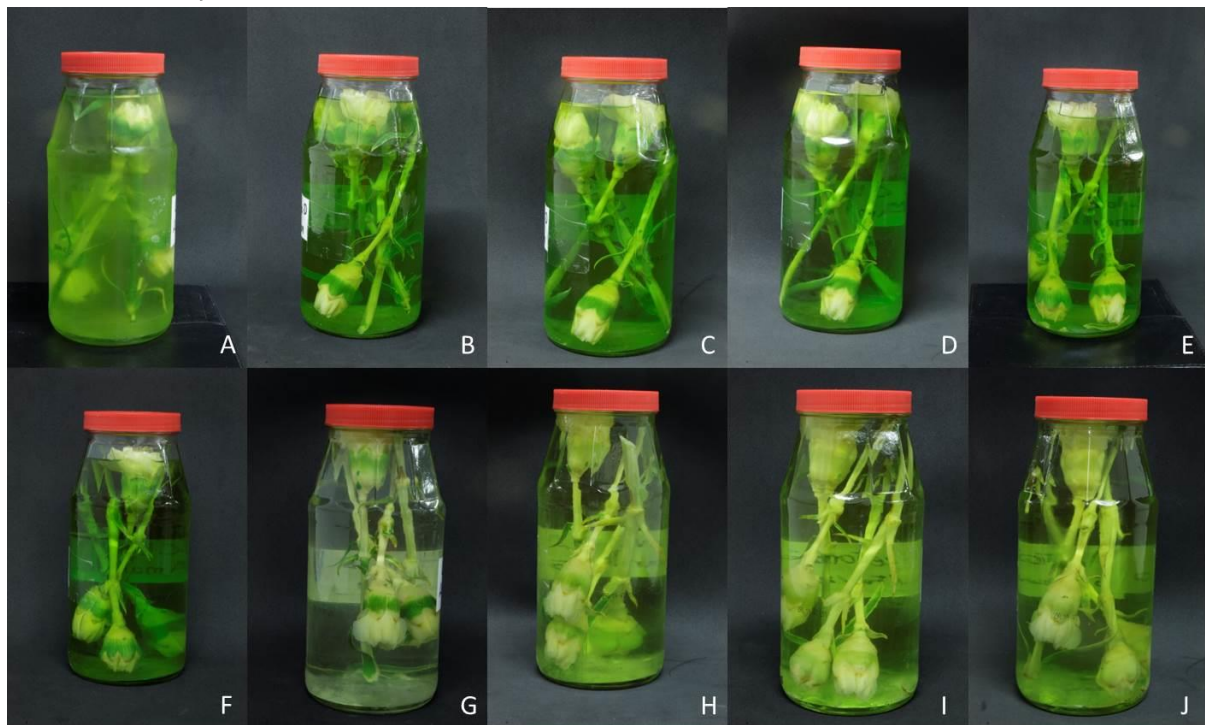


Figura 12. Clavel amarillo sumergido en acetona después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

Los claveles blancos presentan un patrón similar al de los amarillos, sin embargo, la acetona en la que están embebidos se observa más oscura y menos cristalina. Después de hacer el cambio de acetona, es evidente la elevada pérdida de color verde en las flores y con el paso del tiempo la pigmentación de la nueva sustancia es casi imperceptible (Figura 13)



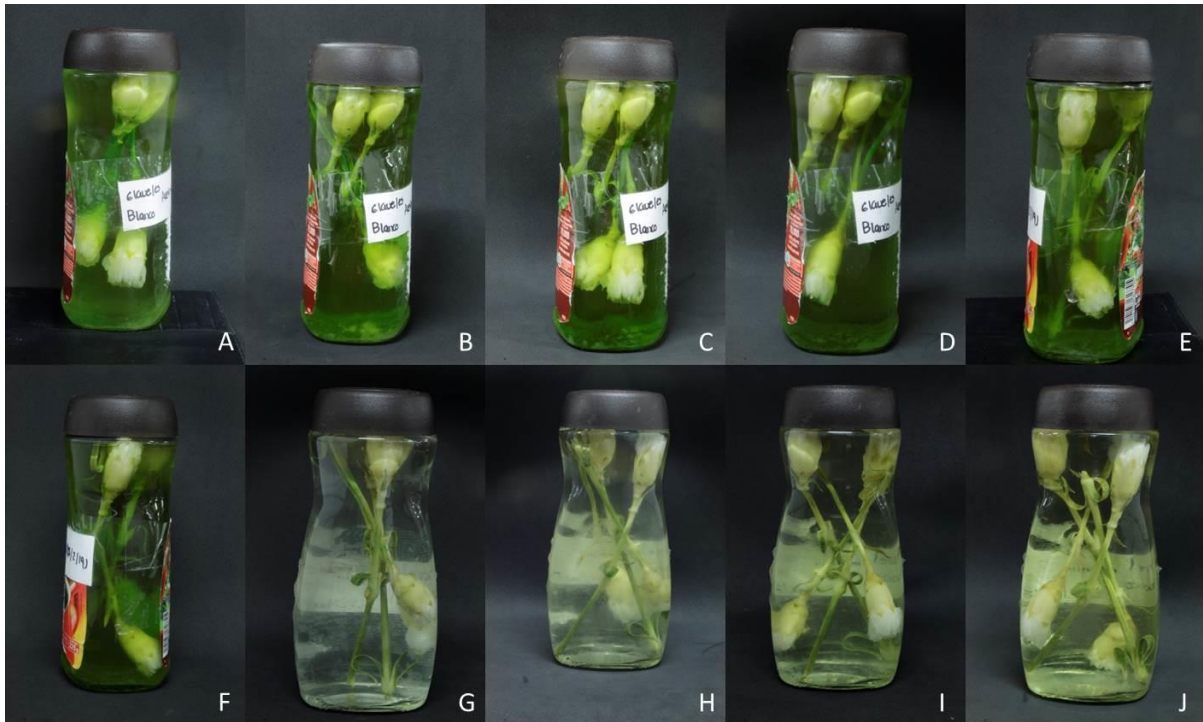


Figura 13. Clavel blanco sumergido en acetona después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

Las rosas rojas tratadas con acetona presentan los cambios visuales más evidentes dentro de los grupos en los que se usó este deshidratante. Al inicio la acetona adquiere un tono grisáceo y el rojo de los pétalos vira a morado (Figura 14A), con el pasar del tiempo el color del deshidratante cambia a un color similar a café sin enturbiarse. Después del cambio de acetona (Figura 14G) se percibe que los pétalos tienen color rosa pálido, los tallos y corola aclararon mucho y con el paso del tiempo la acetona se vuelve a pintar del mismo color café cristalino registrado antes.



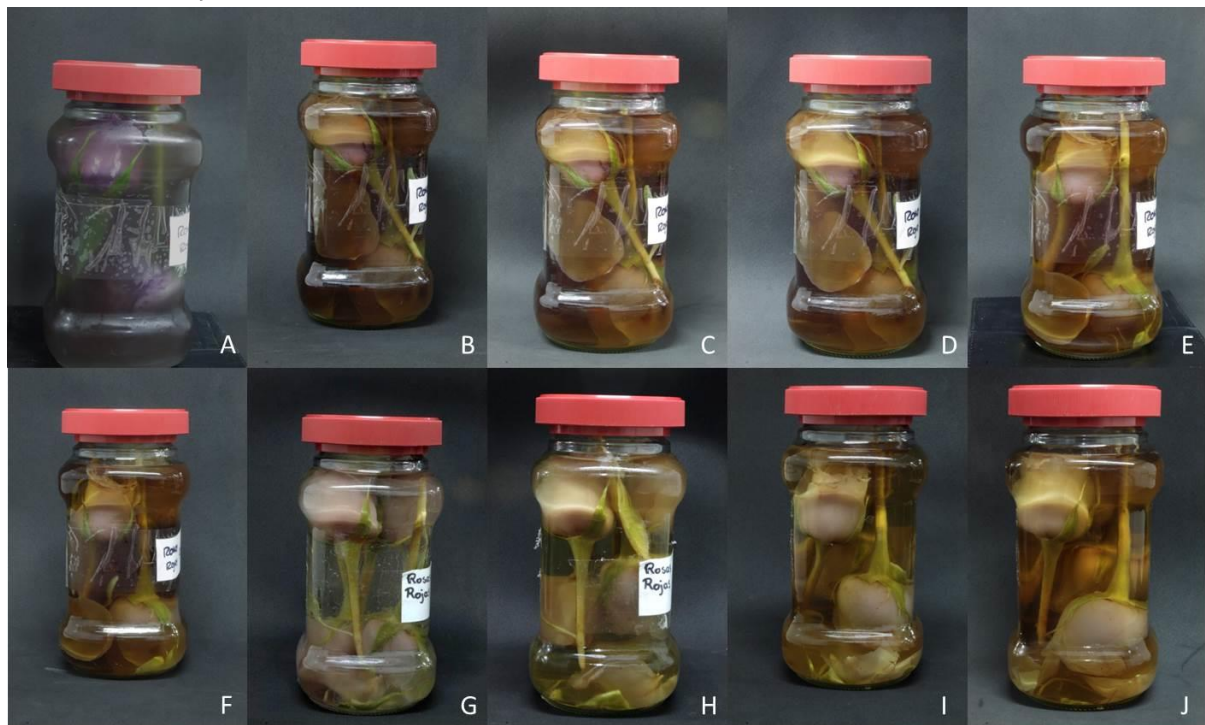


Figura 14. Rosa roja sumergida en acetona después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

En el caso de las rosas amarillas deshidratadas con acetona (Figura 15) se mantiene un color amarillo constante en el líquido, se observa ligeramente turbio y no se alcanza a percibir cambios en las flores. Cabe recordar que en este tratamiento no fue necesario hacer un cambio de acetona.





Figura 15. Rosa amarilla sumergida en acetona después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

La acetona de las rosas blancas se vuelve turbia desde el día 1 (Figura 16A) que con el pasar del tiempo adquiere un tono verde, impidiendo evidenciar las diferencias en los tejidos. En este tratamiento no hay un cambio del deshidratante



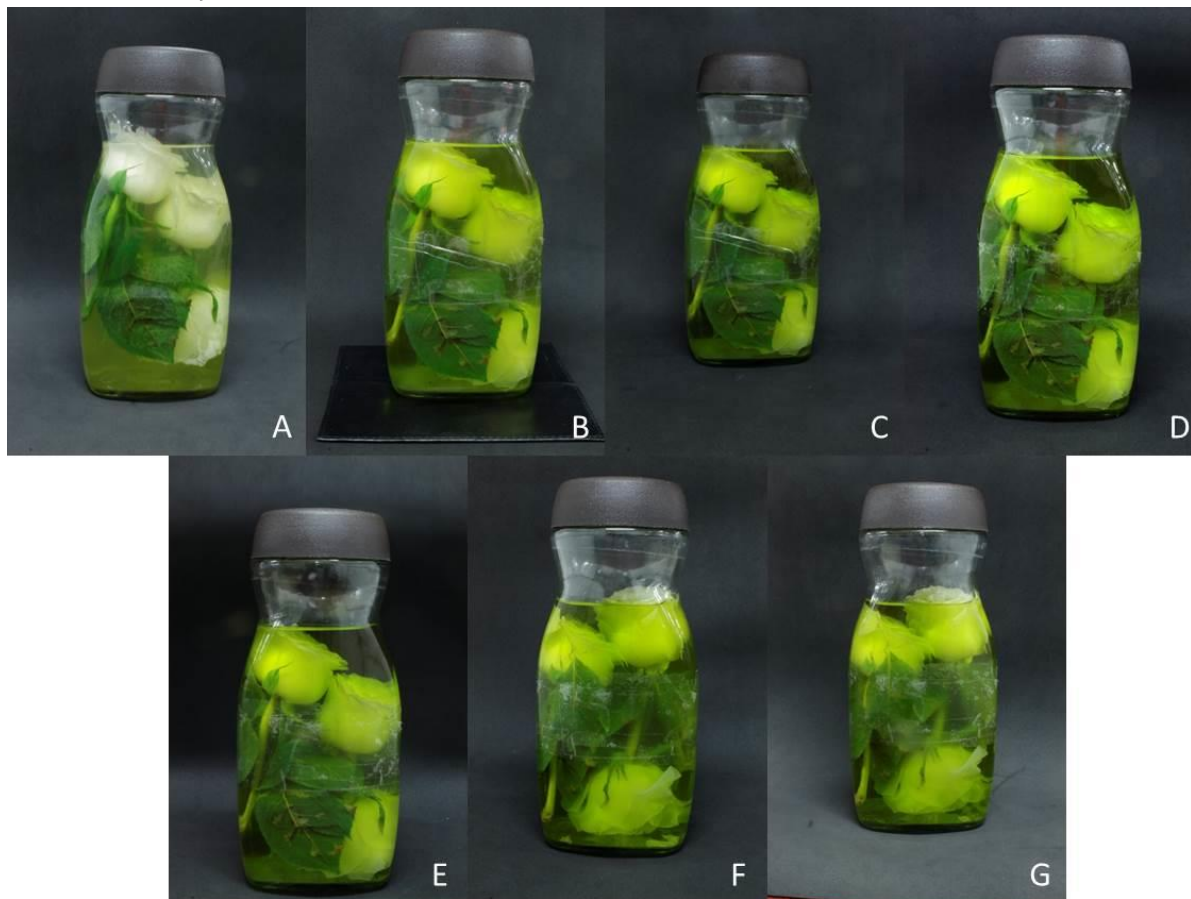


Figura 16. Rosa blanca sumergida en acetona después de: A) un día, B) seis días, C) dos semanas, D) 20 días, E) 27 días, F) un mes tres días y G) seis semanas seis días.

Thinner

El tiempo que tardó en deshidratar este tratamiento en claveles rojos y amarillos fue de dos meses, después de 45 días se cambió el thinner por uno nuevo; en claveles blancos demoró un mes y dos días (siendo este el tratamiento con menor tiempo en este paso) y no fue necesario un cambio de disolvente. Todas las rosas deshidratadas con thinner tardaron tres meses y 23 días, después de 45 días fue necesario cambiar el thinner de las rosas rojas y blancas. En todos los tratamientos en los que se usó este disolvente se observa la pérdida de colorantes de manera desfasada y el color verde siempre queda arriba. Debido a la composición variable del thinner, se infiere que la estructura química de los solventes que lo componen son afines a los diferentes pigmentos presentes en la flor, lo que da como resultado la separación de los colorantes por diferencia de densidades.



En la Figura 17 se sigue la deshidratación de claveles rojos con thinner, en la parte superior permanece de color verde a lo largo de toda la etapa, mientras que la parte inferior cambia de amarillo a un color similar al café después de cuatro semanas (Figura 17E). Después de hacer el cambio de thinner (Figura 17G) se percibe que el color original de las flores se ha perdido por completo y el deshidratante se empieza a pintar lentamente de amarillo. Al estar en contacto con la resina, se nota que la tapa se empieza a inflar, probablemente debido a la presión de vapor elevada de la mezcla y los claveles (en un inicio rojos) son rosa.

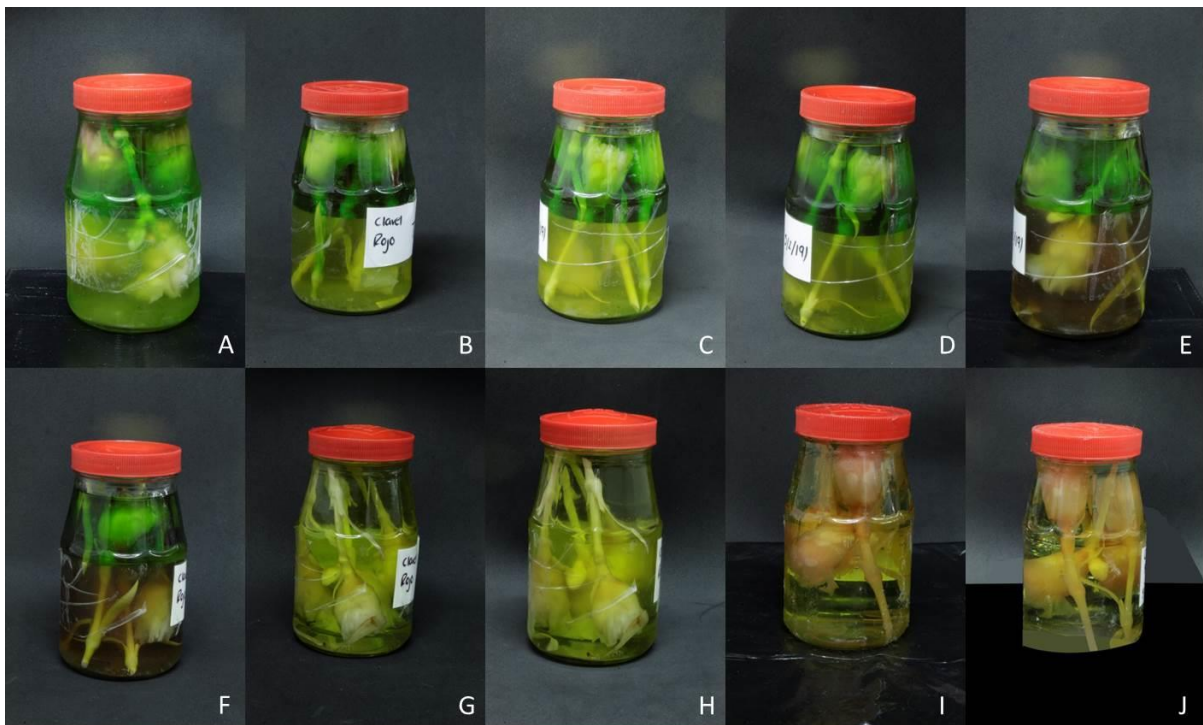


Figura 17. Clavel rojo sumergido en thinner después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

Los claveles amarillos pintan de verde oscuro y cristalino la parte superior del thinner en el que se sumergieron, la parte inferior adquiere un color amarillo turbio. Después de hacer el cambio de deshidratante (Figura 18G) es posible ver que el amarillo cambia a blanco en los pétalos y que el verde de los tallos se perdió por completo y el thinner se empieza a tornar amarillo sin turbiedad (Figura 18I-J).



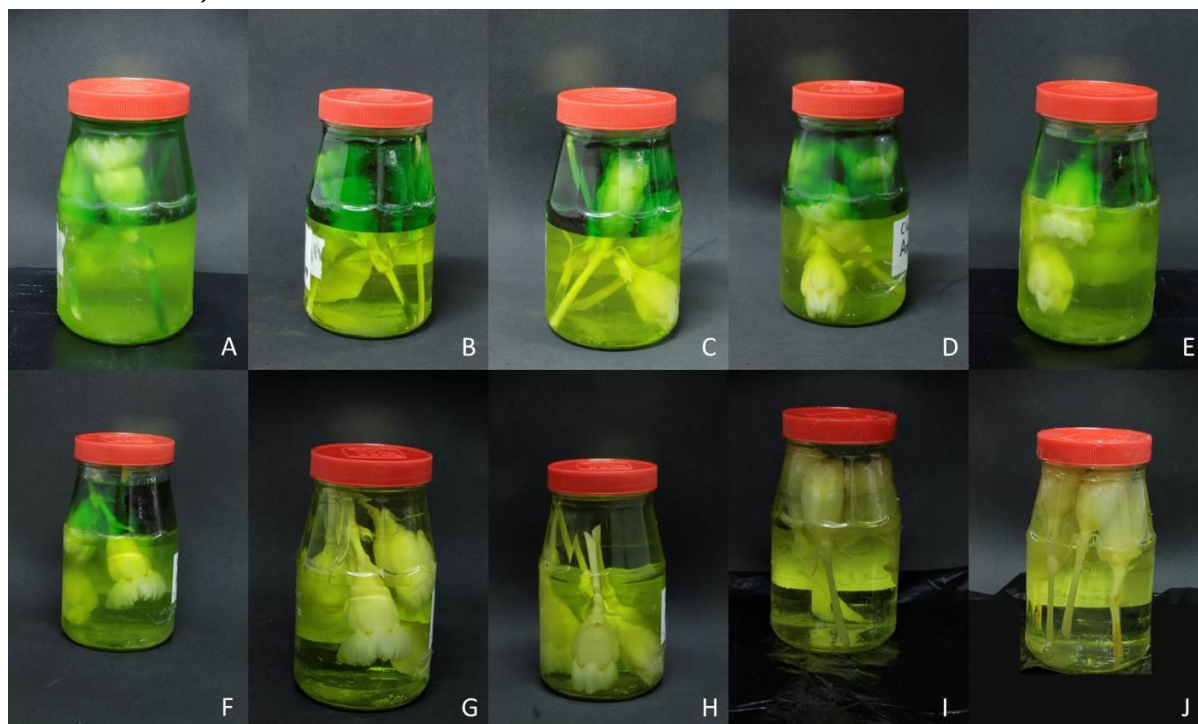


Figura 18. Clavel amarillo sumergido en thinner después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

En la Figura 19 se plasma los claveles blancos tratados con thinner, donde se puede apreciar prácticamente todo el proceso de plastinación. El disolvente se pinta de verde oscuro en la parte superior y de verde claro (parecido a amarillo fosforescente) en la inferior (Figura 19A-D). La solución de resina con thinner tiene color verde y no se diferencia el aspecto de las flores (Figura 19E-H). Cuando entra a resina pura (Figura 19I) se observa la pérdida total del color verde y la inflación de la tapa del contenedor.



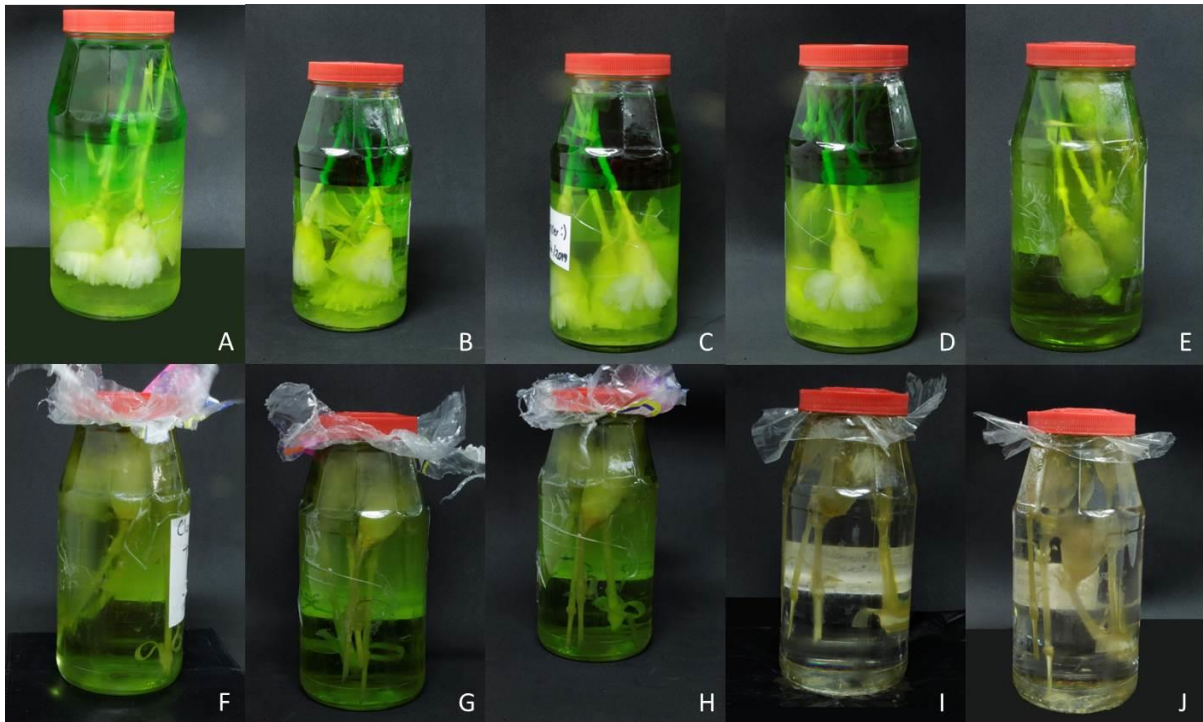


Figura 19. Clavel blanco sumergido en thinner después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

En el caso de las rosas rojas (Figura 20) el thinner se colorea en la parte superior de verde más oscuro que en los tratamientos anteriores mientras que la inferior se ve negro. Después de cuatro semanas se formaron pequeñas precipitaciones brillantes en el fondo del frasco que se aprecian en la Figura 21, se asume que podrían ser cúmulos de aceites que no se disociaron en el thinner. Al hacer el cambio (Figura 20G) es posible percatarse que los pétalos son morados y las estructuras verdes son amarillas; con el paso de las semanas el thinner se pinta de amarillo de manera homogénea y se infla la tapa paulatinamente (Figura 20G-J).



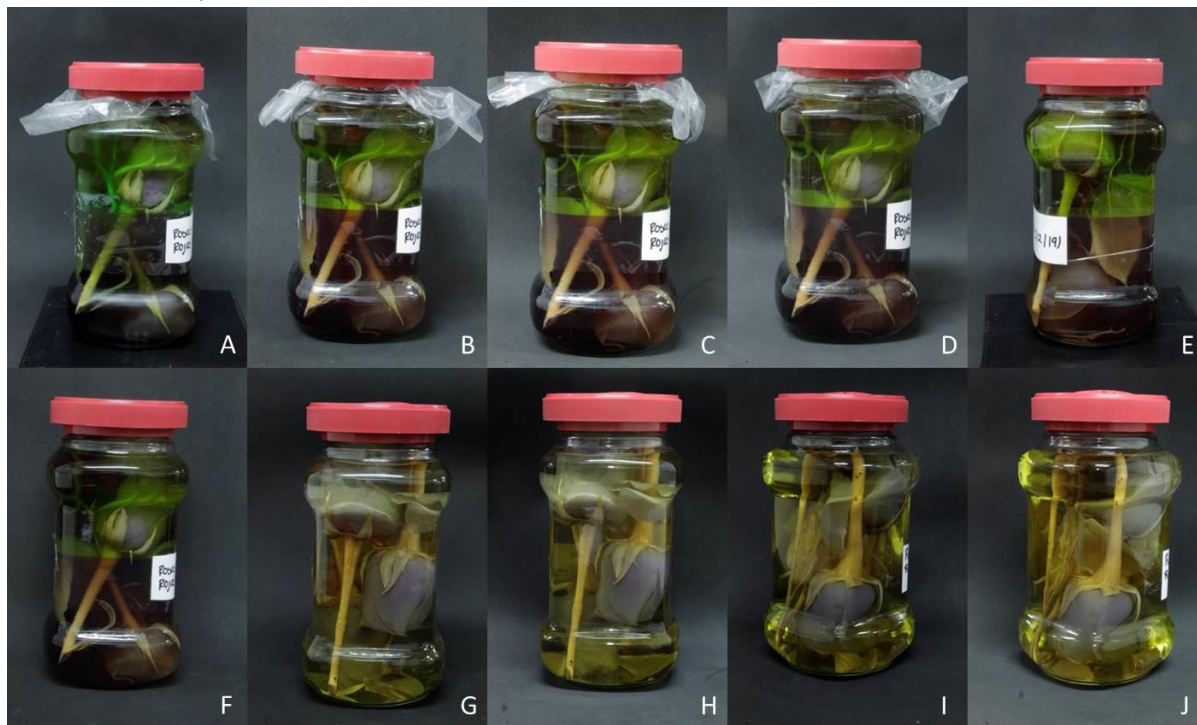


Figura 20. Rosa roja sumergida en thinner después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

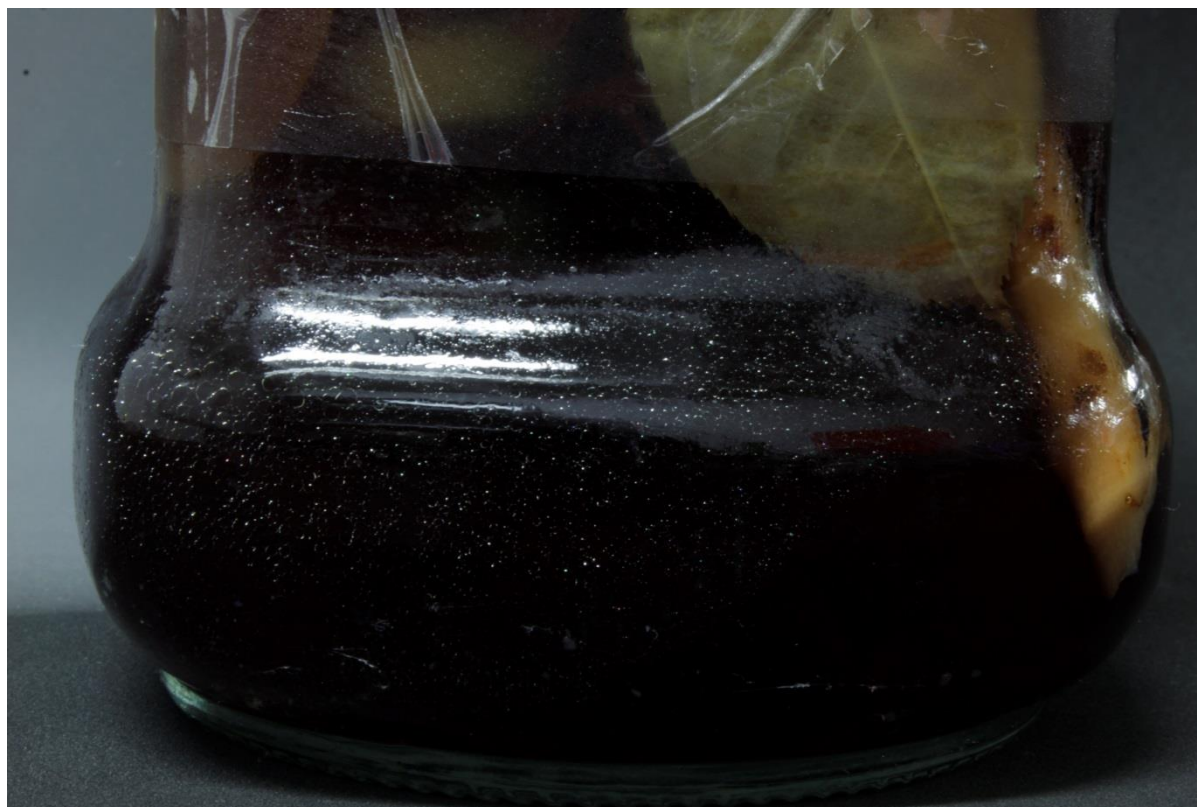


Figura 21. Formaciones en el frasco de rosas rojas deshidratadas con thinner.



En el día 1, el disolvente usado en las rosas amarillas (Figura 22A) se ve de color amarillento turbio, con el paso del tiempo se empiezan a separar los colores pero no es tan notable como en los casos anteriores; en la parte superior se concentra el color verde, en el fondo del recipiente se encuentra el color amarillo pero se ve muy tenue en ambos casos, además del oscurecimiento con el paso de las semanas.

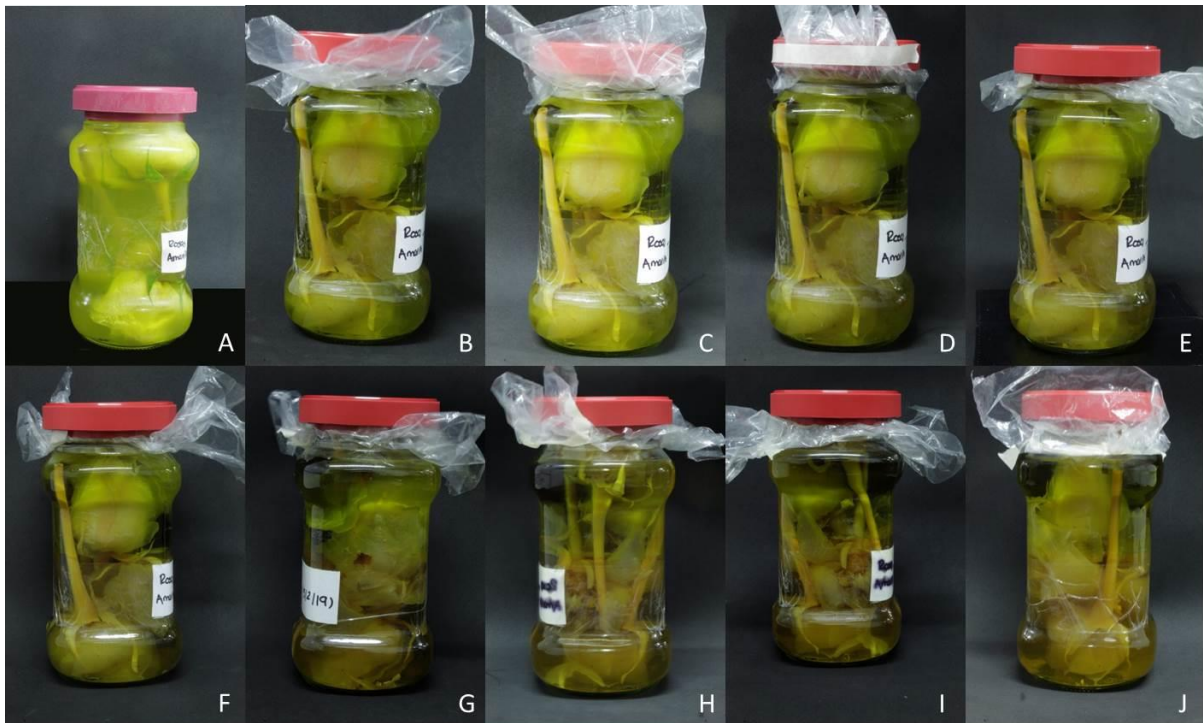


Figura 22. Rosa amarilla sumergida en thinner después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

Hasta ahora, en los tratamientos con thinner la separación se presenta en la zona central de los frascos; en la Figura 23 se puede notar que el desfase de colores en las rosas blancas es diferente, donde solo una pequeña sección de la parte superior se torna verde oscuro y todo lo demás adquiere un color verde claro. Al hacer el cambio de thinner (Figura 23E-H) no se percibe un cambio visual que indique pérdida de color y las flores se ven blancas por completo.



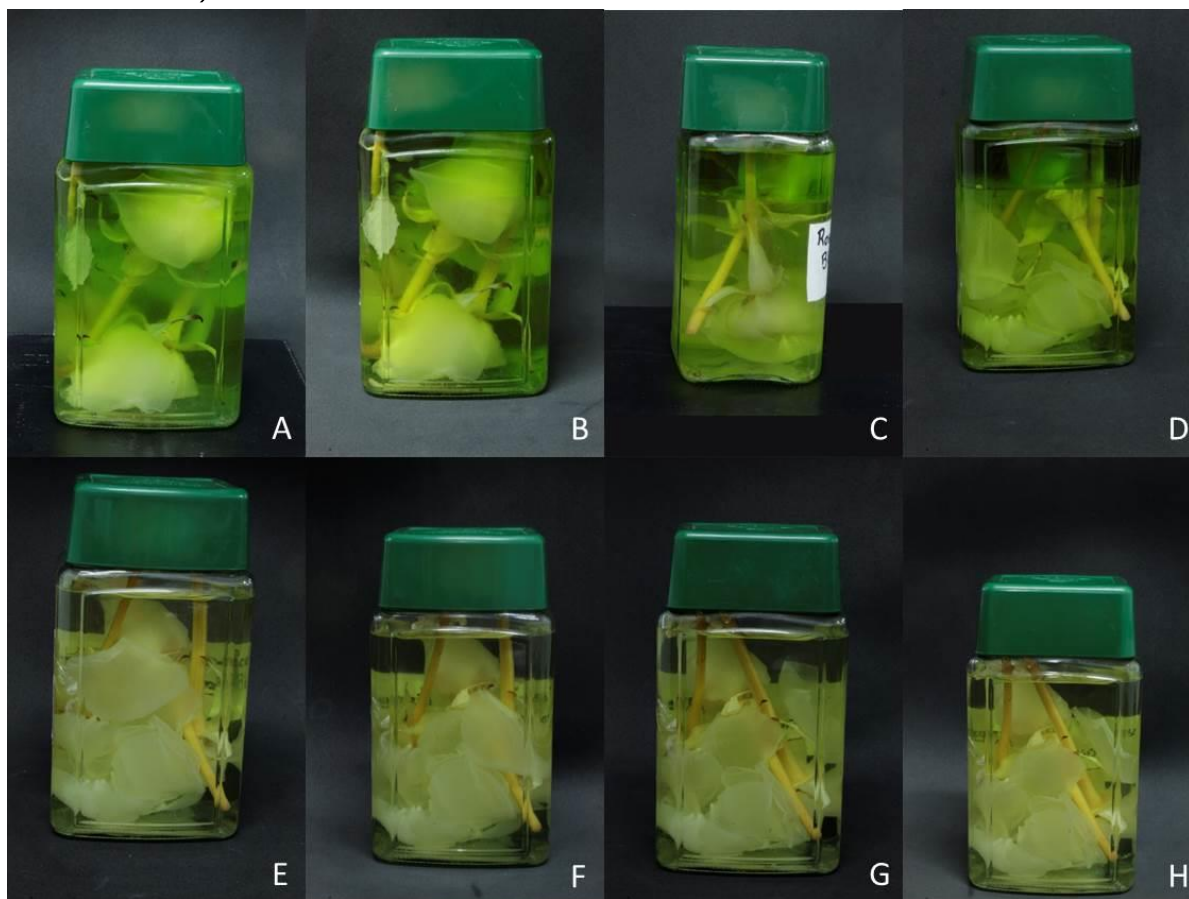


Figura 23. Rosa blanca sumergida en thinner después de: A) Un día, B) 29 días, C) cinco semanas, D) un mes 15 días, E) siete semanas, F) dos meses, G) nueve semanas y H) 11 semanas.

Xileno

Los ejemplares sometidos a este tratamiento no presentaron los mismos síntomas de deshidratación que los procesados con los solventes anteriores, al esperar que aparecieran estas características el tiempo en el deshidratante fue mayor. El proceso de deshidratación inició en diferentes fechas entre los tratamientos y se realizó el cambio a resina-disolvente el mismo día en todos por igual, provocando así que los claveles rojos y blancos tardaran siete meses y 24 días en entrar a resina-solvente, los amarillos siete meses y diez días; y los tres tratamientos de rosas tardaron ocho meses y 26 días. A diferencia de los otros deshidratantes, la pérdida de color no tiñe la sustancia en la que se encontraban inmersas las flores.

Al entrar en contacto con el xileno, la corola de los claveles rojos se oscurece y adquiere tonalidades violáceas y las estructuras verdes se mantienen igual (Figura



24A), con el paso del tiempo el verde se oscurece y en el caso de los pétalos, algunos se vuelven blancos y otros se ven rosas; además de que se nota la acumulación de pequeñas aglomeraciones de pigmento en el fondo del frasco (Figura 24B). Al observar este suceso, se puede suponer que el rojo no era el color original de estas flores y lo pintaron de manera artificial. En los demás tratamientos con claveles rojos no sucede este evento debido a que las flores se compraron en diferentes momentos. No existe un cambio en la apariencia del disolvente (Figura 24).



Figura 24. Clavel rojo sumergido en xileno después de: A) un día, B) seis días, C) dos semanas, D) 20 días, E) 27 días, F) un mes tres días y G) seis semanas seis días.

En la Figura 25 se aprecia el ligero cambio en el xileno donde se sumergieron los claveles amarillos, con el paso de las semanas se vuelve más turbio. No se aprecia un cambio significativo en el color de los pétalos y las estructuras verdes se ven café.



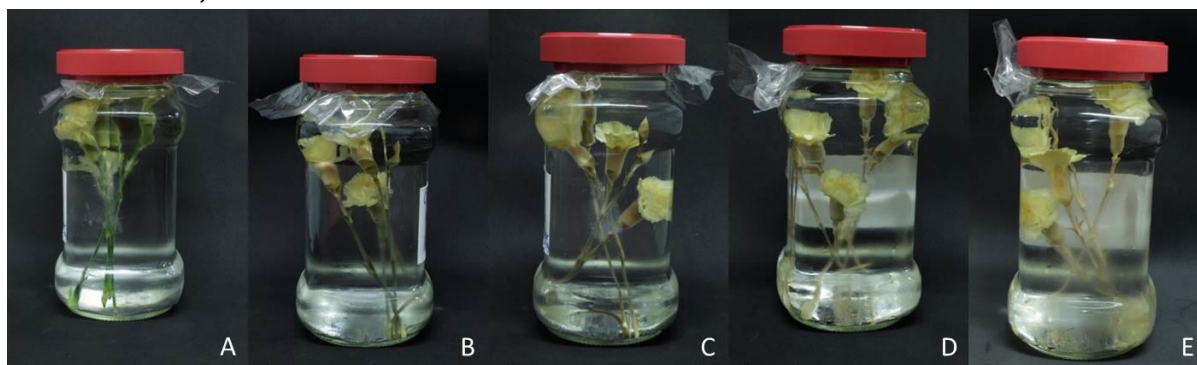


Figura 25. Clavel amarillo sumergido en xileno después de: A) un día, B) seis días, C) 13 días, D) 20 días y E) un mes tres días.

En los claveles blancos el cambio evidente se ve en los tallos de las flores (Figura 26), en donde el color verde empieza a virar a café lentamente. Tanto el color de los pétalos como el del deshidratante permanecen igual.

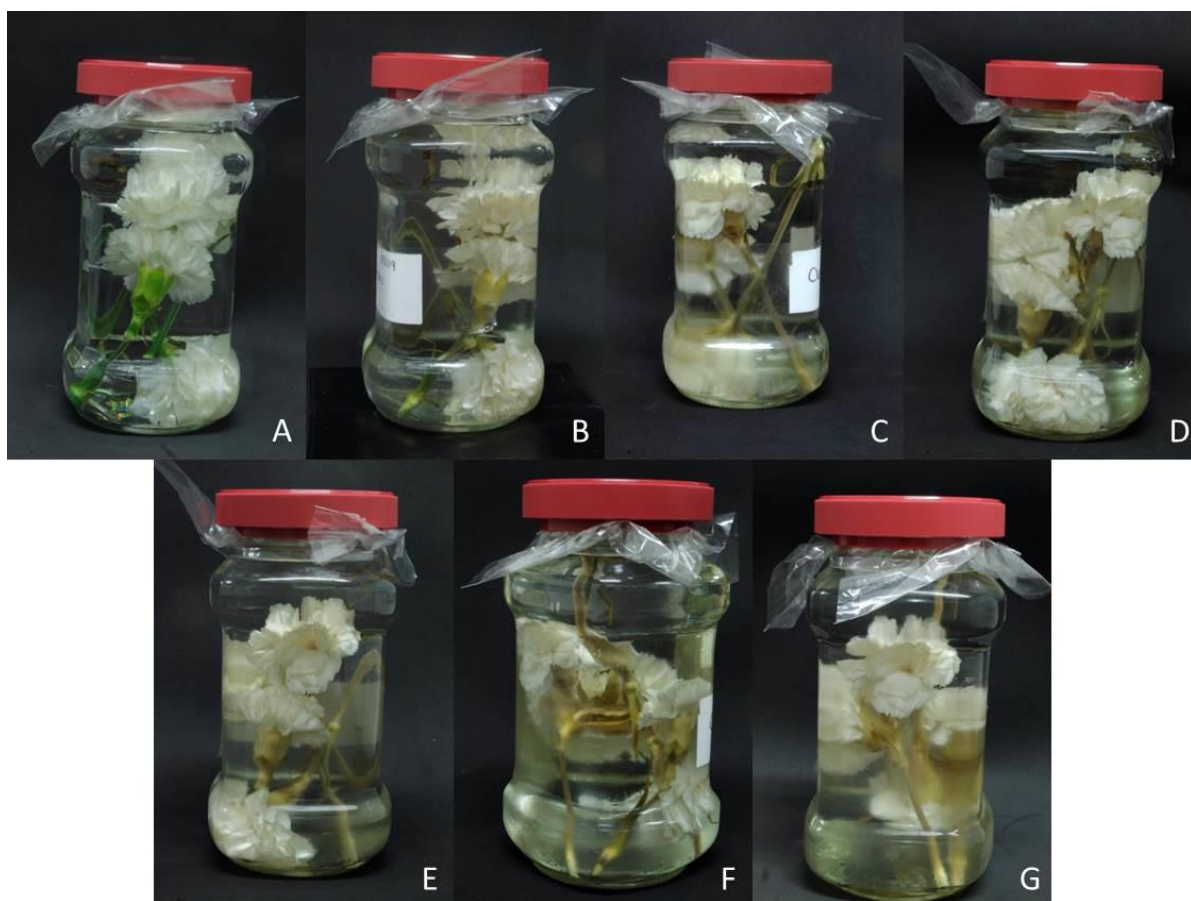


Figura 26. Clavel blanco sumergido en xileno después de: A) un día, B) seis días, C) dos semanas, D) 20 días, E) 27 días, F) un mes tres días y G) seis semanas seis días.



El vire en la apariencia del xileno es evidente en el tratamiento de rosas rojas donde el solvente pasa de ser transparente a adquirir un tono ligeramente verde; sin embargo, no se nota una diferencia significativa en el color de las rosas (Figura 27).



Figura 27. Rosa roja sumergida en xileno después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

Los cambios visuales que resaltan en las rosas amarillas (Figura 28) son el cambio de color del tallo, de caoba a café, y el desprendimiento de los pétalos de las flores sin perder color ni teñir el xileno en el que se embebieron.





Figura 28. Rosa amarilla sumergida en xileno después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

Se presenta un caso similar con las rosas blancas, el color del tallo y cáliz viran a café oscuro, el color de los pétalos empieza a verse ligeramente amarillento y empiezan a abrirse (Figura 29).





Figura 29. Rosa blanca sumergida en xileno después de: A) un día, B) dos semanas, C) 22 días, D) 29 días, E) cinco semanas, F) un mes 15 días, G) siete semanas, H) dos meses, I) nueve semanas y J) 11 semanas.

Cambio de color

A lo largo del proceso de plastinación se pudo apreciar la pérdida de color de dos maneras: la primera, y más directa, fue observando la tinción del líquido en el que estaban inmersas las flores, se presentó un patrón en función de los diferentes disolventes. La segunda fue al comparar directamente al organismo con la flor fresca y los otros tratamientos. El aspecto visual de las flores cambia al usar diferentes sustancias; tanto a la mitad del proceso, como al comparar los organismos finalizados.

Respecto al color, todos los tratamientos con thinner se muestran blancos y con tonos amarillentos; al deshidratar con acetona las rosas adquieren tonalidades café rojizas, sin importar el color original y al usar este mismo solvente en claveles existe un viro ligado a los colores originales de cada flor, siendo este el que menos cambia de color; las flores en las que se usó xileno se muestran más oscuras que las demás y no se observa un patrón aparente.



Clavel rojo

Los claveles rojos deshidratados con acetona conservan poca cantidad de color verde, principalmente en hojas y nudos, mientras que los pétalos viran a rosa pálido (Figura 30B). La deshidratación con thinner elimina casi por completo todos los pigmentos, la corola permanece de color rosa muy pálido y las demás estructuras adquieren un tono amarillo nacarado, con un poco de transparencia (Figura 30C). El rojo vira a rosa en el tratamiento con xileno, y las partes verdes cambian a café (Figura 30D).

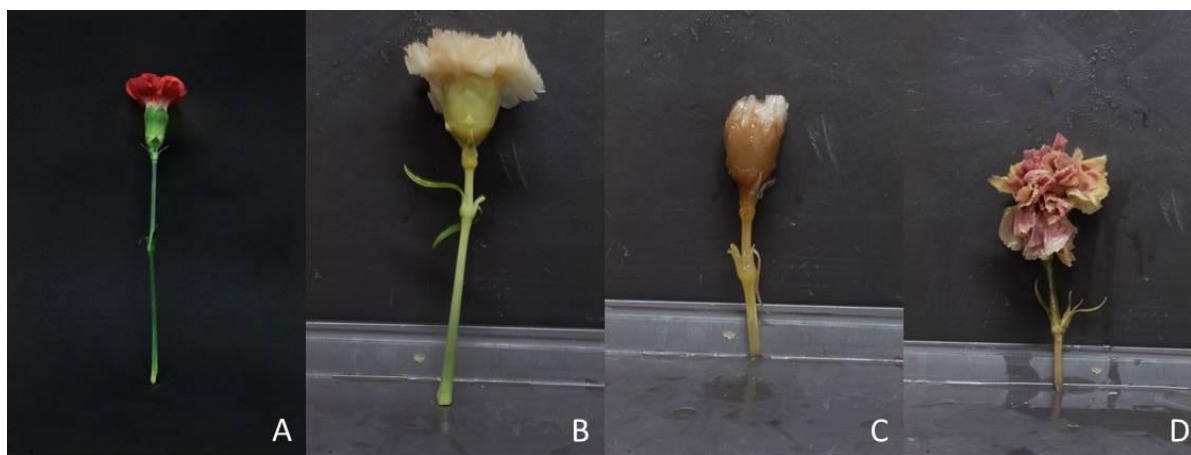


Figura 30. Clavel rojo (A) deshidratado con acetona (B), thinner (C) y xileno (D).

Al plastinar con acetona (Figura 31C) el aspecto general de la flor es brillante, el tallo se ve de color café verdoso, el cáliz amarillento y los pétalos se ven rojizos, pese a verse rosas después de la deshidratación (Figura 31B). La principal diferencia con la flor fresca (Figura 31A) son las zonas verdes del organismo que parece estar marchita pero no deja de perder atractivo visual (Cuadro 3).



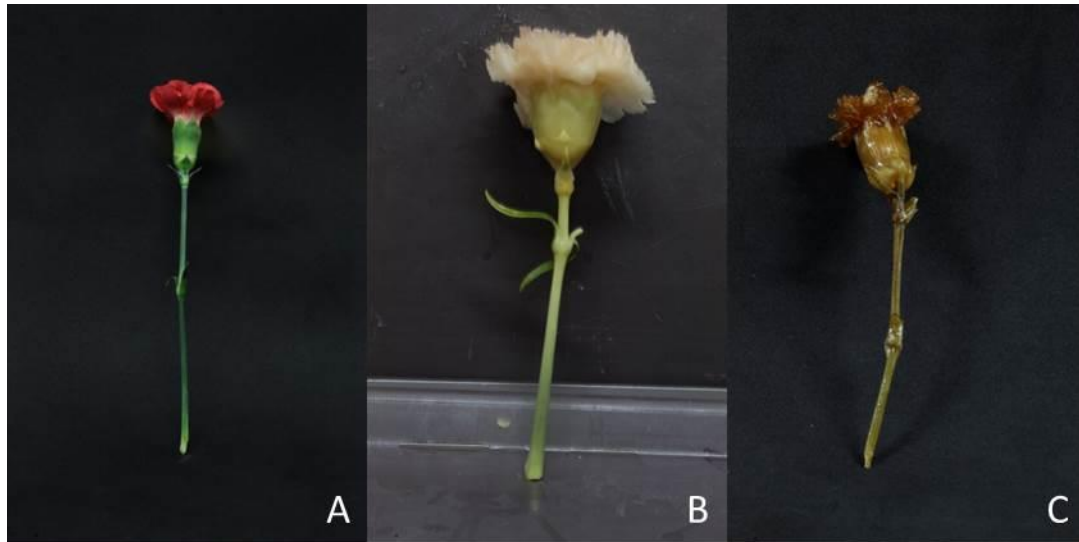


Figura 31. Proceso de plastinación con acetona en clavel rojo. A) Fresco, B) Deshidratado y C) Terminado.

Cuadro 3. Comparación de características visuales en clavel rojo antes y después de plastinar con acetona.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|--|---------|--------------|-----------------------------|
| Color | Pétalos | Rojo | Café rojizo | Es más brillante |
| | Tallo | Verde | Café verdoso | |
| Forma | Flor tubular con borde dentado | | | Ruptura de hojas |
| Tamaño | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | | |
| Tersura | Pliegues propios de la flor | | | Canales en el tallo y cáliz |
| Nitidez | Diferenciación entre estructuras | | | |

Después de incluir con resina cuando se deshidrata con thinner (Figura 32C), la pérdida de color es muy elevada. El tallo, hojas y sépalos pierden el característico verde de las plantas y se observan de color blanquecino; la corola tiene un pequeño vestigio del color rojo original viéndose café muy claro y con translucidez. La elevada pérdida de color trae consigo la transparencia de zonas de la flor como en hojas y cáliz (Cuadro 4).



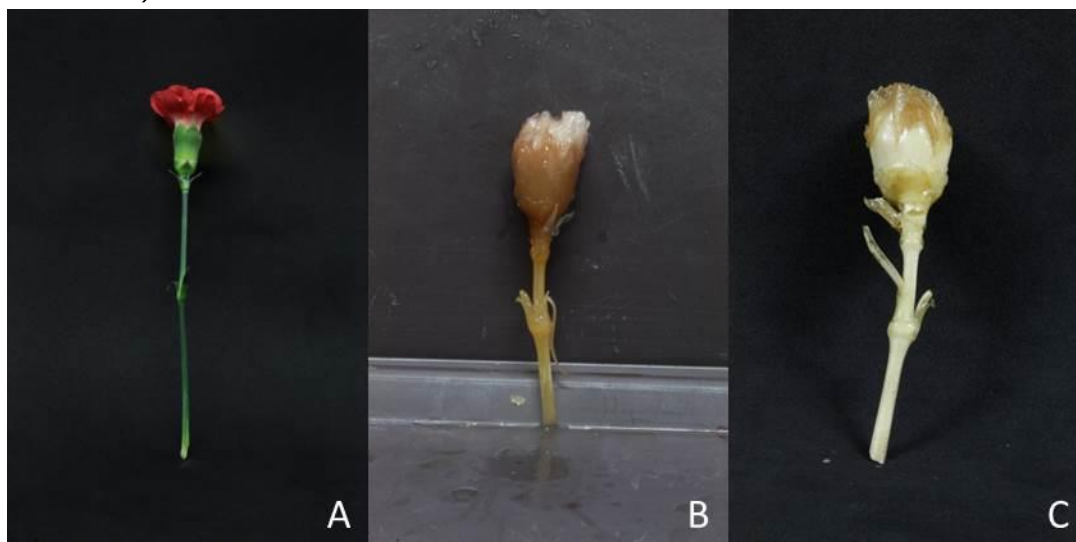


Figura 32. Proceso de plastinación con thinner en clavel rojo. A) Fresco, B) Deshidratado y C) Terminado.

Cuadro 4. Comparación de características visuales en clavel rojo antes y después de plastinar con thinner.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|---------|--|-------------------|-----------------------------|
| Color | Pétalos | Rojo | Naranja muy claro | Translucidez en los pétalos |
| | Tallo | Verde | Blanco | |
| Forma | | Flor tubular con borde dentado | | Ruptura de hojas |
| Tamaño | | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | |
| Tersura | | Pliegues propios de la flor | | Canales en el tallo y cáliz |
| Nitidez | | Diferenciación entre estructuras | | |

Retomando que los claveles rojos al deshidratarse con xileno (Figura 33B) mostraron que en realidad no eran rojos naturales; el resultado final (Figura 33C) luce pétalos color blanco con bordes café, mientras que los demás órganos se ven café claro amarillento, parecido a como si se estuviera marchitando (Cuadro 5).



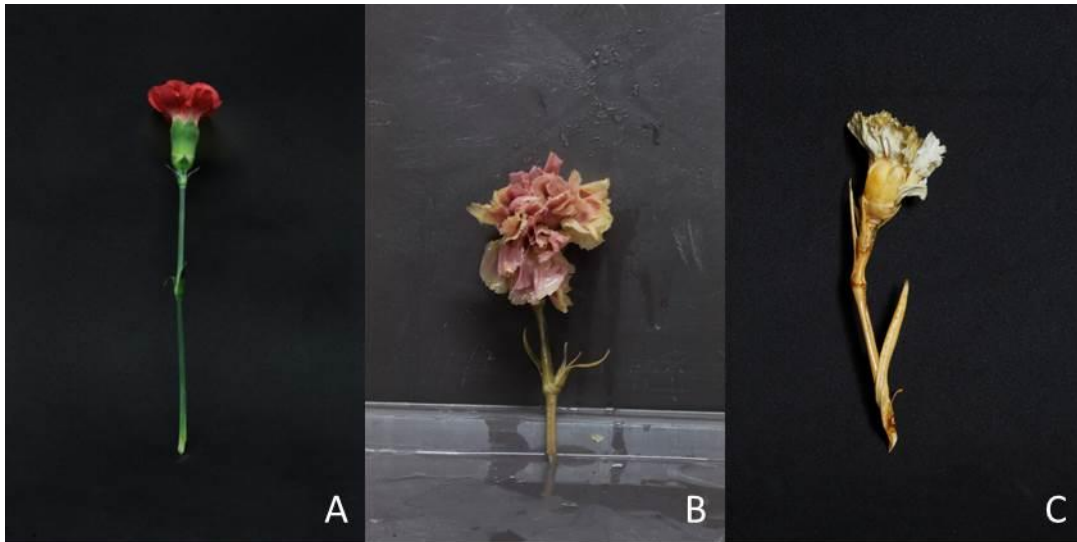


Figura 33. Proceso de plastinación con xileno en clavel rojo. A) Fresco, B) Deshidratado y C) Terminado.

Cuadro 5. Comparación de características visuales en clavel rojo antes y después de plastinar con xileno.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|--|---------|--------|-----------------------------|
| Color | Pétalos | Rojo | Blanco | Textura similar al papel |
| | Tallo | Verde | Beige | |
| Forma | Flor tubular con borde dentado | | | |
| Tamaño | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | | |
| Tersura | Pliegues propios de la flor | | | Canales en el tallo y cáliz |
| Nitidez | Diferenciación entre estructuras | | | |

Clavel amarillo

Cuando se deshidratan con acetona conservan color verde en el cáliz, hojas y tallo aunque se vuelve claro; el color amarillo de la corola se vuelve muy claro, a tal grado de parecer blanco (Figura 34B). El thinner vuelve los pétalos y sépalos translúcidos y todos los demás órganos adquieren un color amarillento (Figura 34C). En las flores tratadas con xileno el color amarillo permanece sin cambios aparentes pero el verde vira totalmente a café amarillento, similar a la apariencia que tiene al estar marchita (Figura 34D).



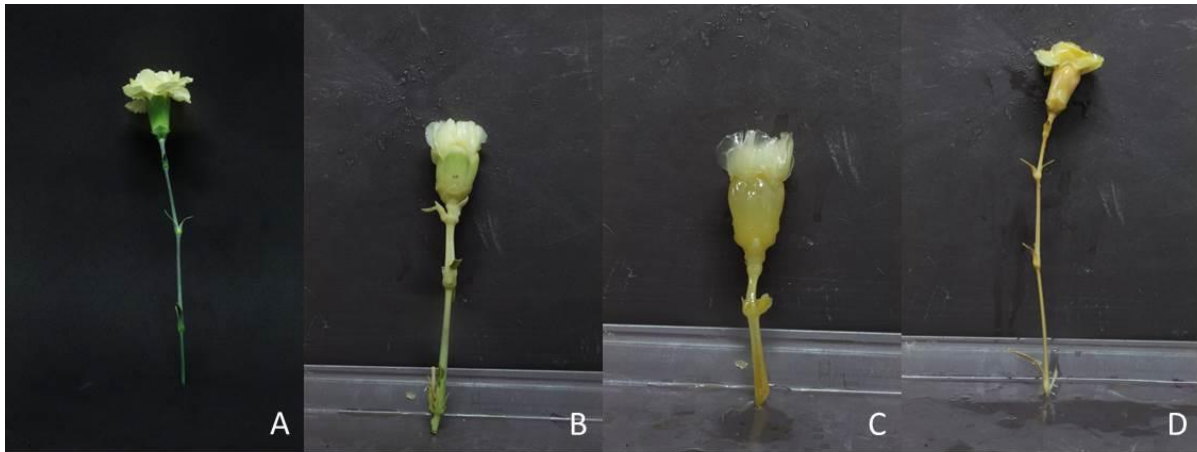


Figura 34 Clavel amarillo (A) deshidratado con acetona (B), thinner (C) y xileno (D).

Al final de la etapa de inclusión, usando acetona como agente deshidratador (Figura 35C), la flor tiene un aspecto brillante y el amarillo de los pétalos se intensifica, contrastando con el color verde que se ve oscuro y con tonos marrones. Se distinguen perfectamente las hojas y nudos del clavel y al compararla cuando estaba fresca (Figura 35A) la principal diferencia es el cambio de color del tallo y hojas (Cuadro 6).



Figura 35. Proceso de plastinación con acetona en clavel amarillo. A) Fresco, B) Deshidratado y C) Terminado.



Cuadro 6. Comparación de características visuales en clavel amarillo antes y después de plastinar con acetona.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|--|----------------|-----------------------------------|-----------------------------|
| Color | Pétalos | Amarillo claro | Amarillo verdoso | Transparencia en pétalos |
| | Tallo | Verde | Café verdusco | |
| Forma | Flor tubular con borde dentado | | Brote cerrado a manera de capullo | |
| Tamaño | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | | |
| Tersura | Pliegues propios de la flor | | | Canales en el tallo y hojas |
| Nitidez | Diferenciación entre estructuras | | | |

En el clavel amarillo plastinado deshidratado con thinner (Figura 36C) los colores de las estructuras se ven blancas, a excepción de los pétalos (que se aprecian amarillo claro y translúcidos) y donde se hizo la incisión (donde el color se ve amarillo). A diferencia de la flor fresca (Figura 36A), la plastinada luce totalmente diferente (Cuadro 7).

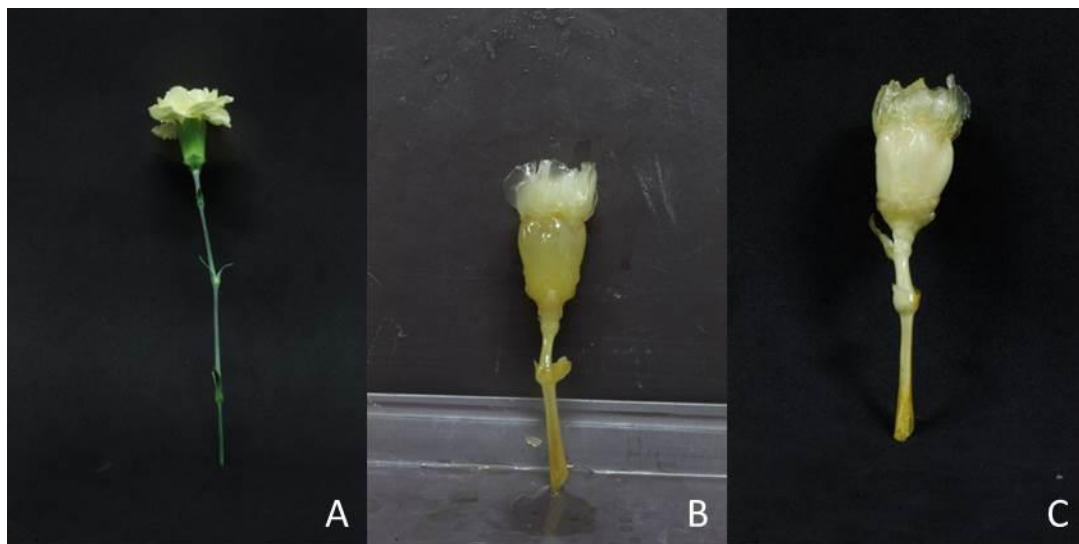


Figura 36. Proceso de plastinación con thinner en clavel amarillo. A) Fresco, B) Deshidratado y C) Terminado.



Cuadro 7. Comparación de características visuales en clavel amarillo antes y después de plastinar con thinner.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|--|----------------|----------------|-----------------------------|
| Color | Pétalos | Amarillo claro | Amarillo claro | Pétalos translúcidos |
| | Tallo | Verde | Blanco | |
| Forma | Flor tubular con borde dentado | | | Ruptura de hojas |
| Tamaño | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | | |
| Tersura | Pliegues propios de la flor | | | Canales en el tallo y cáliz |
| Nitidez | Diferenciación entre estructuras | | | |

Al comparar el clavel amarillo fresco y el plastinado con xileno (Figura 37 y Cuadro 8) resalta el obscurecimiento de toda la flor: el color de los pétalos pasa de ser amarillo claro a café amarillento y el tallo de verde a amarillo oscuro, la forma prevalece y los pétalos se compactan por la naturaleza de la resina.

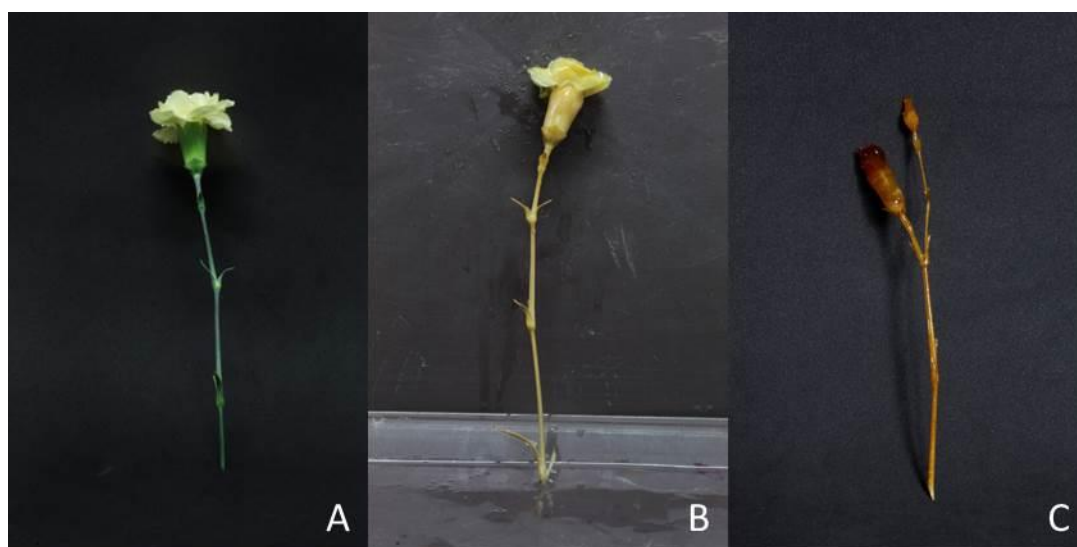


Figura 37. Proceso de plastinación con xileno en clavel amarillo. A) Fresco, B) Deshidratado y C) Terminado.



Cuadro 8. Comparación de características visuales en clavel amarillo antes y después de plastinar con xileno.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|--|----------------|------------------|-------------------------|
| Color | Pétalos | Amarillo claro | Café amarillento | Pétalos translúcidos |
| | Tallo | Verde | Amarillo obscuro | |
| Forma | Flor tubular con borde dentado | | | Aglomeración de pétalos |
| Tamaño | Parece que encoge por la corola compacta | | | |
| Tersura | Pliegues propios de la flor | | Lisa | |
| Nitidez | Diferenciación entre estructuras | | | Ruptura de hojas |

Clavel blanco

Los pétalos de todos los organismos tratados con los tres deshidratantes presentan el color blanco con pequeños cambios (Figura 38). Las principales diferencias radican en las estructuras verdes: en los ejemplares tratados con acetona el color se vuelve claro y se observa en el tallo, en los pétalos no se aprecia un cambio de color (Figura 38B). Las hojas, tallos y cáliz de las flores deshidratadas con thinner se ven cristalizados y con color amarillento, este aspecto rígido y cristalizado es notorio también en la corola (Figura 38C). En contraste, las estructuras verdes de los claveles tratados con xileno se aprecian café obscuro y opaco mientras los pétalos se ven ligeramente amarillentos (Figura 38D).

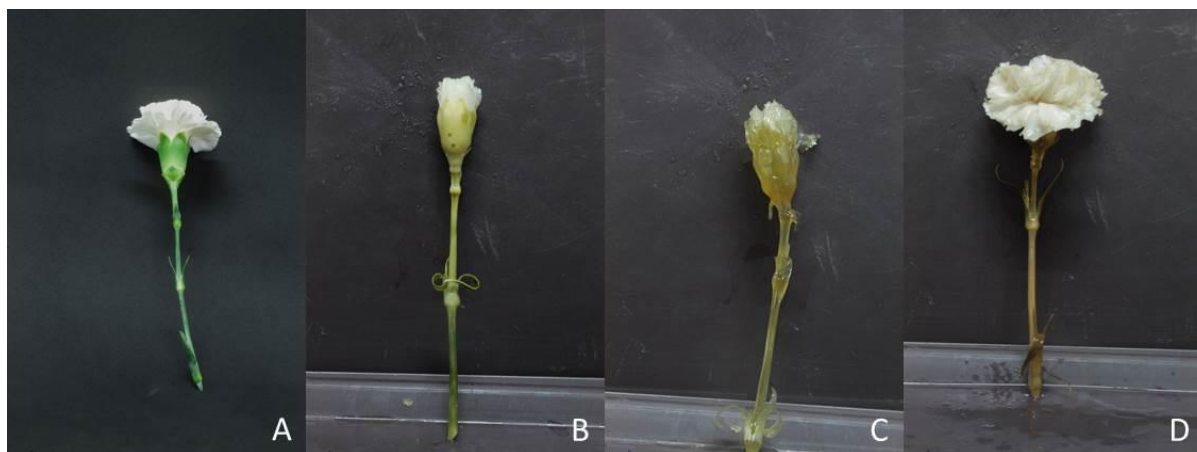


Figura 38. Clavel blanco (A) deshidratado con acetona (B), thinner (C) y xileno (D).



Cuando se usa acetona para remover el agua del organismo y entra en contacto con la resina, el cambio gradual es evidente a lo largo del proceso y esto permite notar en cuál fase hay pérdida específica de color (Figura 39). El color blanco de los pétalos se enturbia y adquiere un color nácar; las estructuras verdes se oscurecen y en el caso del cáliz se vuelve del mismo color que la corola (Cuadro 9).

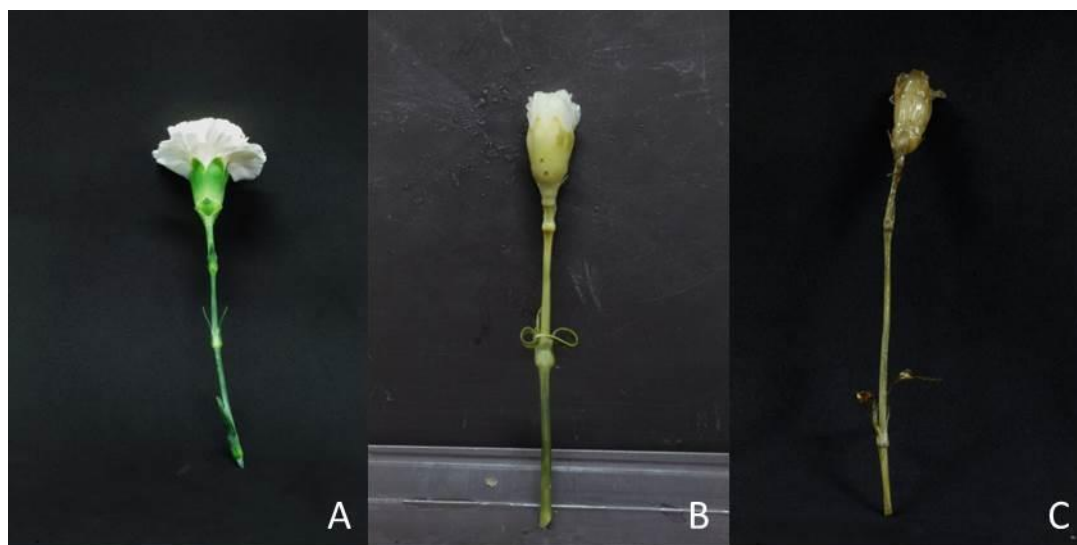


Figura 39. Proceso de plastinación con acetona en clavel blanco. A) Fresco, B) Deshidratado y C) Terminado.

Cuadro 9. Comparación de características visuales en clavel blanco antes y después de plastinar con acetona.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|---------|--|----------------------------------|--------------------------------------|
| Color | Pétalos | Blanco | Transparentes | Bordes de pétalos y hojas café claro |
| | Tallo | Verde | Verde oscuro | |
| Forma | | Flor tubular con borde dentado | Flor cerrada a manera de capullo | |
| Tamaño | | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | |
| Tersura | | Pliegues propios de la flor | | Canales en el tallo y hojas |
| Nitidez | | Diferenciación entre estructuras | | |



Comparado con los ejemplares en los que se usó thinner, después de deshidratar parece que se diafanizaran los tejidos (Figura 40B) y después de incluir la resina todo se vuelve blanco (Figura 40C), el color de los pétalos se asemeja mucho a cuando la flor estaba fresca (Figura 40A y Cuadro 10).

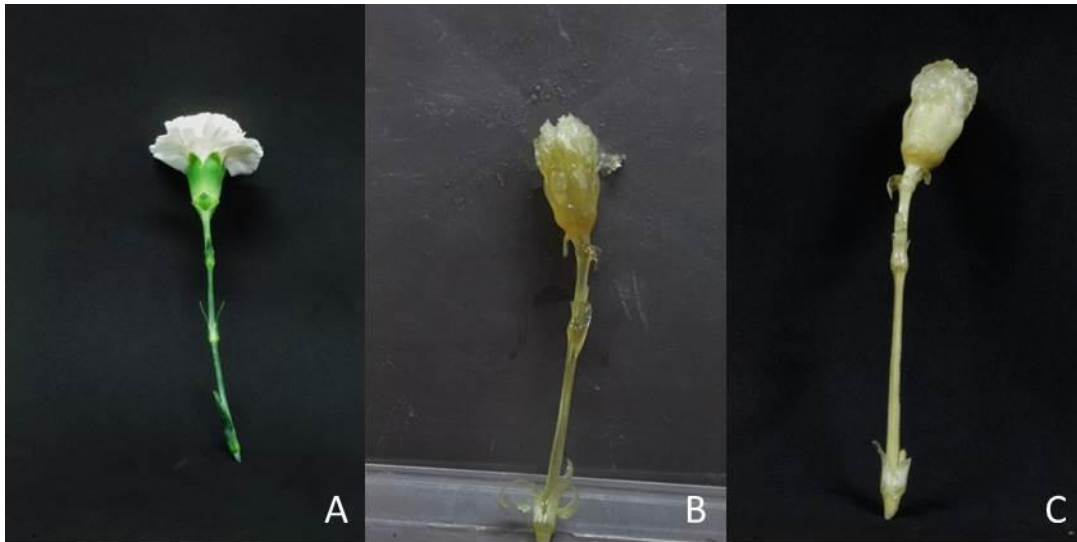


Figura 40. Proceso de plastinación con thinner en clavel blanco. A) Fresco, B) Deshidratado y C) Terminado.

Cuadro 10. Comparación de características visuales en clavel blanco antes y después de plastinar con thinner.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|--|---------|--------------------|--------------------------|
| Color | Pétalos | Blanco | Blanco | Pétalos con translucidez |
| | Tallo | Verde | Blanco amarillento | |
| Forma | Flor tubular con borde dentado | | | Ruptura de hojas |
| Tamaño | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | | |
| Tersura | Pliegues propios de la flor | | | Canales en el tallo |
| Nitidez | Diferenciación entre estructuras | | | |

Las flores tratadas con xileno (Figura 41C) son las que menos se asemejan a cuando estaban frescas (Figura 41A). Después de deshidratar con xileno (Figura 41B) aún



mantenían el color de los pétalos y el tallo parecía marchito, pero después de la inclusión toda la flor adquirió un color marrón, más oscuro en tallo, lo que provoca un cambio visual drástico en la última etapa (Cuadro 11).

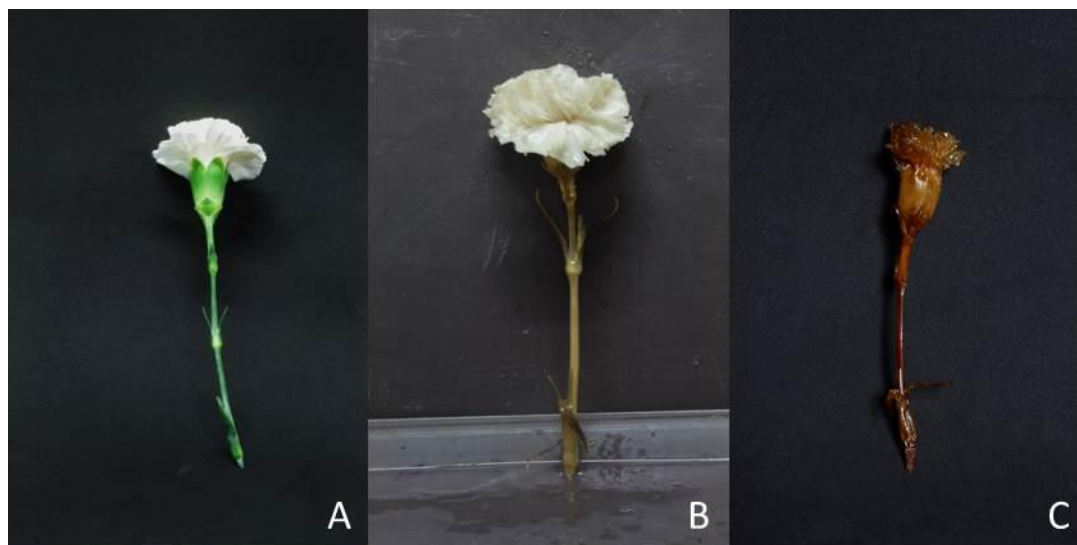


Figura 41. Proceso de plastinación con xileno en clavel blanco. A) Fresco, B) Deshidratado y C) Terminado.

Cuadro 11. Comparación de características visuales en clavel blanco antes y después de plastinar con xileno.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|---------|--|-----------------------------|--------------------------|
| Color | Pétalos | Blanco | Amarillo oscuro | Pétalos con translucidez |
| | Tallo | Verde | Café | |
| Forma | | Flor tubular con borde dentado | | Ruptura de hojas |
| Tamaño | | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | |
| Tersura | | Pliegues propios de la flor | Algunos igual y otros lisos | Canales en el tallo |
| Nitidez | | Diferenciación entre estructuras | | |

Rosa roja

Las diferentes interacciones en las rosas rojas muestran que la pérdida de color verde es elevada en los tres tratamientos (Figura 42). Lo que respecta al color rojo



característico de la flor, con acetona el color vira a rosa pálido (Figura 42B). Con thinner cambia drásticamente a morado claro (Figura 42C); cabe destacar que, en este tratamiento, al poner en contacto el disolvente con el organismo, presentó un fenómeno de efervescencia y rápida deshidratación del mismo, causando quemaduras en el tejido de la corola. El xileno obscurece el color rojo de los pétalos, pero no es significativo comparado con la flor fresca (Figura 42D).

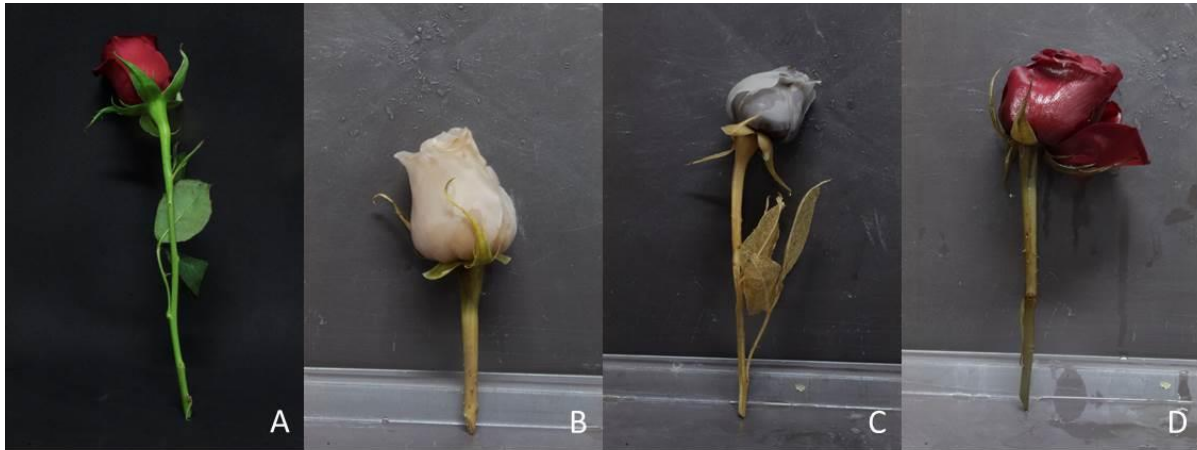


Figura 42. Rosa roja (A) deshidratada con acetona (B), thinner (C) y xileno (D).

En la Figura 43 se observan los cambios que sufrió la rosa roja en las diferentes etapas del proceso de plastinación, usando como agente deshidratante la acetona. De la flor fresca (Figura 43A) a deshidratada (Figura 43B) el aclaramiento de color es el primer cambio notorio en el organismo, seguido de la ruptura de algunas brácteas; al finalizar la inclusión en resina (Figura 43C) se obscurecen todas las partes de la flor, principalmente el pedúnculo floral, el resto del tallo es café oscuro y la corola es rojiza y brillante (Cuadro 12).



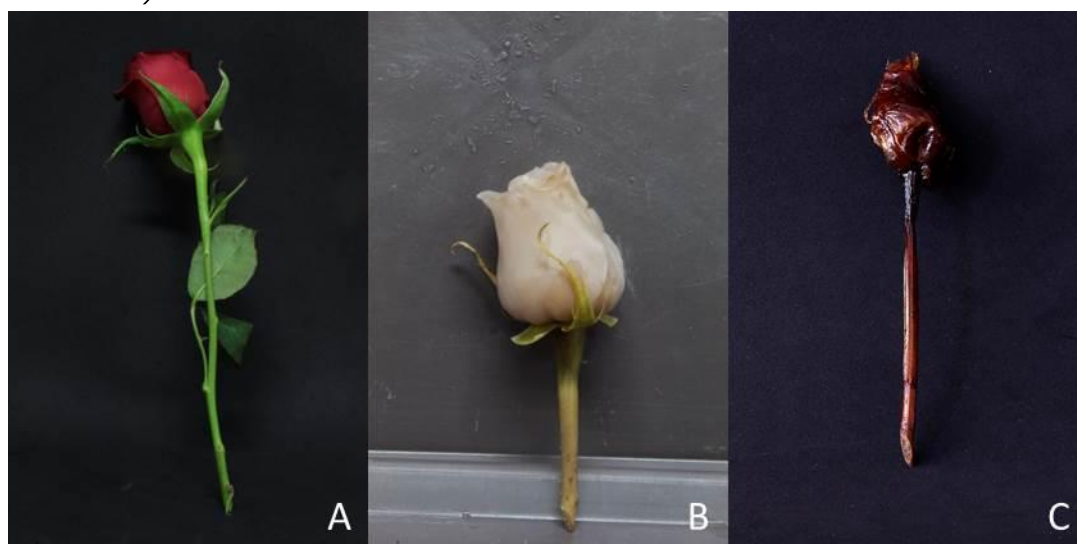


Figura 43. Proceso de plastinación con acetona en rosa roja. A) Fresca, B) Deshidratada y C) Terminada.

Cuadro 12. Comparación de características visuales en rosa roja antes y después de plastinar con acetona.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|---------|--|--------------------------|---------------------|
| Color | Pétalos | Rojo oscuro | Café rojizo | Es más brillante |
| | Tallo | Verde oscuro | Café oscuro | |
| Forma | | Flor cordiforme | Misma forma | Pétalos arrugados |
| Tamaño | | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | |
| Tersura | | Pliegues propios de la flor | | Espinas en el tallo |
| Nitidez | | Estructuras reconocibles | sépalos pegados a corola | |

Las rosas rojas plastinadas usando thinner (Figura 44C) son completamente blancas en la corola y amarillo claro en el tallo. Después de la fase de deshidratación (Figura 44B) el aspecto del tallo se aclara. La ruptura de los sépalos y hojas es evidente, sin embargo, aún es distinguible la forma de la flor (Cuadro 13).





Figura 44. Proceso de plastinación con thinner en rosa roja. A) Fresca, B) Deshidratada y C) Terminada.

Cuadro 13. Comparación de características visuales en rosa roja antes y después de plastinar con thinner.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|--|--------------|--------|--------------------|
| Color | Pétalos | Rojo oscuro | Blanco | Sin transparencias |
| | Tallo | Verde oscuro | Blanco | |
| Forma | Flor cordiforme | | | Se pierden sépalos |
| Tamaño | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | | |
| Tersura | Pliegues y bordes propios de la flor | | | |
| Nitidez | Se reconocen las estructuras | | | |

Si se usa xileno para deshidratar rosas rojas (Figura 45B) el principal cambio en ser notado es la pérdida de turgencia en lo pétalos, y en segundo lugar el aclaramiento excesivo del color verde. Al terminar la fase de inclusión (Figura 45C), la pérdida de turgencia provocada por la deshidratación, repercute en la forma final de la flor al estar contraída; en cuanto al color, tanto pétalos como tallo tiene un color café muy oscuro, al punto de parecer negro (Cuadro 14).



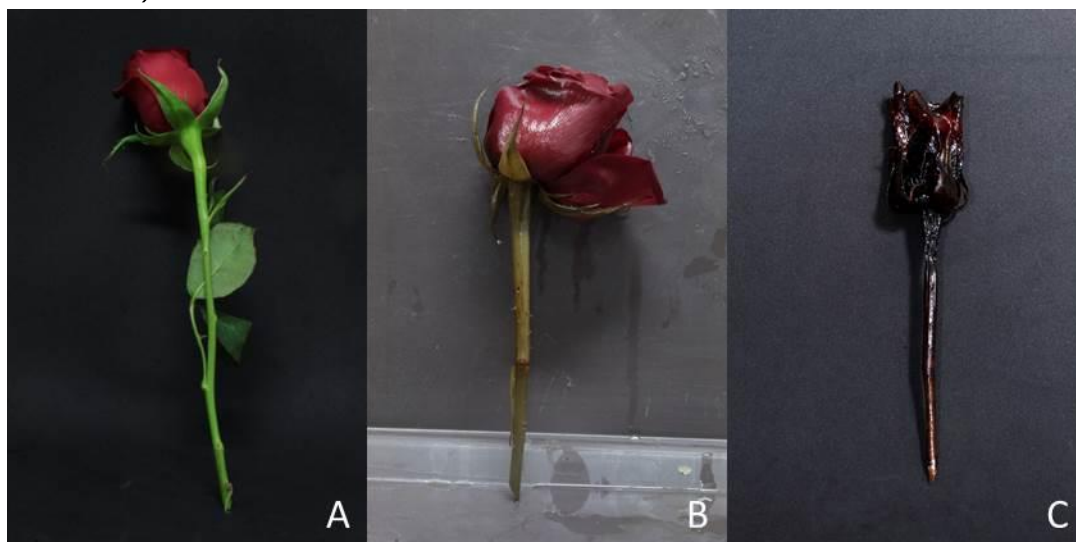


Figura 45. Proceso de plastinación con xileno en rosa roja. A) Fresca, B) Deshidratada y C) Terminada.

Cuadro 14. Comparación de características visuales en rosa roja antes y después de plastinar con xileno.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|---------|--|-------------------------------------|--------------------------------|
| Color | Pétalos | Rojo oscuro | Ámbar oscuro | Es tan oscuro que parece negro |
| | Tallo | Verde oscuro | Ámbar oscuro | |
| Forma | | Flor cordiforme | | Contracción de los pétalos |
| Tamaño | | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | |
| Tersura | | Pliegues y bordes propios de la flor | | |
| Nitidez | | Diferenciación de estructuras | Punta de sépalos unidos a la corola | |

Rosa amarilla

El color de la corola en las rosas amarillas permanece con el mismo tono pero pierden intensidad volviéndose claros, el color es similar entre los tres solventes (Figura 46). Las estructuras verdes pierden su color natural, que se ve sustituido por un color similar al café; en las flores tratadas con acetona el tallo se ve pálido y se asemeja más al amarillo que al verde aunado a que los sépalos se pierden en esta etapa (Figura 46B); al deshidratar con thinner el tallo se ve seco y el cáliz amarillo (Figura



46C), mientras que en el tratamiento con xileno el tallo adquiere un tono café y tanto hojas como sépalos son verde pero oscuro, cabe destacar que la corola se empieza a observar despetalada (Figura 46D) fenómeno que no pasa en los tratamientos anteriores, ya que la forma de la corola se mantiene igual.

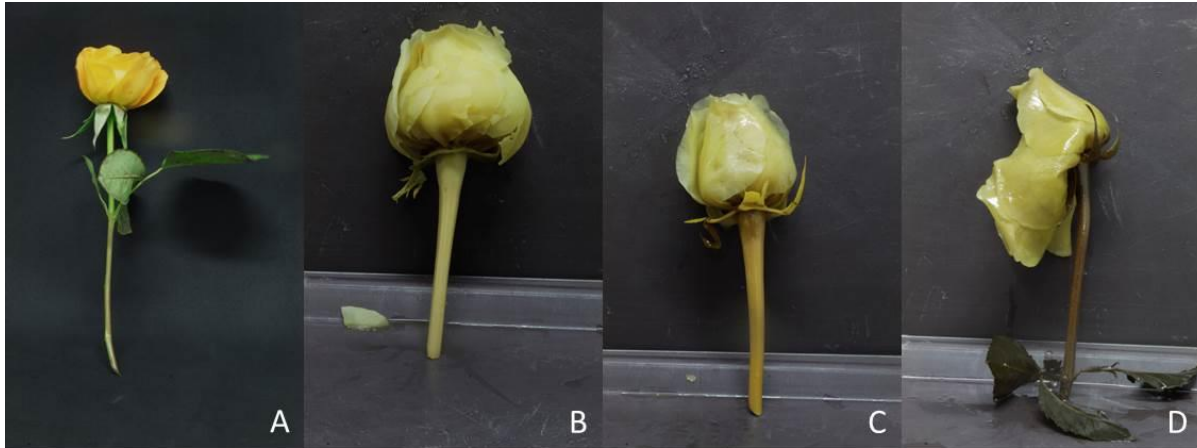


Figura 46. Rosa amarilla (A) deshidratada con acetona (B), thinner (C) y xileno (D).

Hay un cambio drástico entre la rosa amarilla fresca (Figura 47A) y la plastinada al usar acetona (Figura 47C), los pétalos son café anaranjado y el tallo café rojizo claro. Si se compara con la flor deshidratada (Figura 47B) se observa un oscurecimiento general y se mantiene el patrón homogéneo de coloración, en el que la flor es de un solo color más intenso en la corola y más claro en el tallo (Cuadro 15).

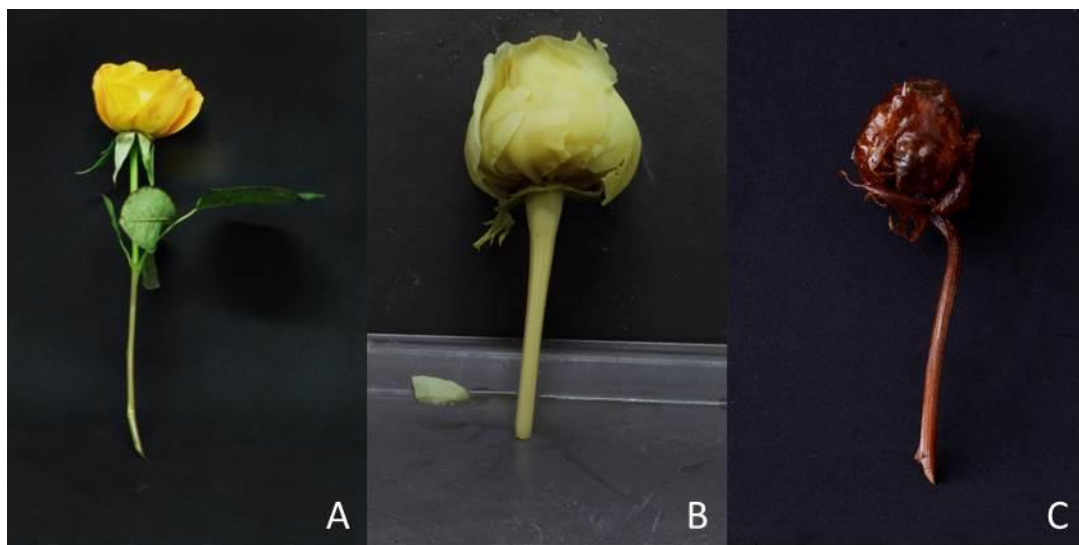


Figura 47. Proceso de plastinación con acetona en rosa amarilla. A) Fresca, B) Deshidratada y C) Terminada.



Cuadro 15. Comparación de características visuales en rosa amarilla antes y después de plastinar con acetona.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|---------|--|------------------------|-----------------------------------|
| Color | Pétalos | Amarillo | Café anaranjado | Pétalos transparentes y brillosos |
| | Tallo | Verde oscuro | Café rojizo | |
| Forma | | Flor cordiforme | Flor con forma redonda | |
| Tamaño | | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | |
| Tersura | | Pliegues propios de la flor | | Canales en el tallo y cáliz |
| Nitidez | | Se reconocen las estructuras | | |

Los cambios que sufren las rosas amarillas plastinadas (Figura 48C) después de deshidratarse con thinner (Figura 48B) son sutiles, el tallo se torna más claro y los pétalos se ven más transparentes, en este tratamiento el cáliz también se quiebra pero permite observar estructuras internas (Cuadro 16).

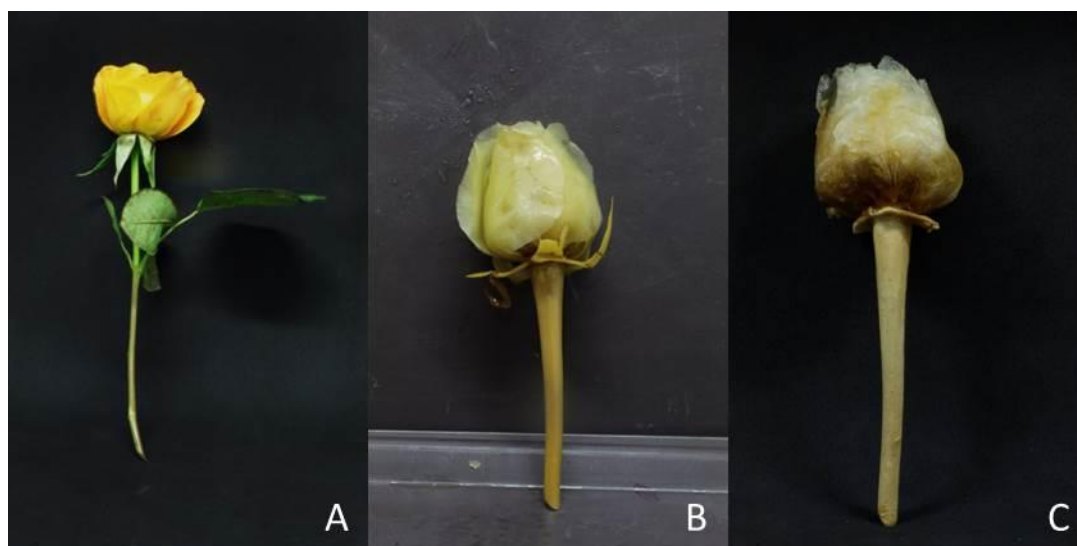


Figura 48. Proceso de plastinación con thinner en rosa amarilla. A) Fresca, B) Deshidratada y C) Terminada.



Cuadro 16. Comparación de características visuales en rosa amarilla antes y después de plastinar con thinner.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|--------------------------------------|--------------|--------------------|-------------------------------------|
| Color | Pétalos | Amarillo | Amarillo muy claro | Transparencia en borde de pétalos |
| | Tallo | Verde oscuro | Color hueso/crema | |
| Forma | Flor cordiforme | | | Quiebre de cáliz Despetalamiento |
| Tamaño | No cambia el tamaño en el proceso | | | |
| Tersura | Pliegues y bordes propios de la flor | | | Vestigios de espinas |
| Nitidez | Se reconocen las estructuras | | | |

Similar a lo que ocurre en las rosas rojas, las rosas amarillas deshidratadas con xileno (Figura 49B) pierden turgencia tanto en pétalos como en hojas, lo que repercute en la forma final de la flor plastinada (Figura 49C). Se aprecia totalmente contraída y los colores son mucho más oscuros que en las etapas anteriores (Cuadro 17).



Figura 49. Proceso de plastinación con xileno en rosa amarilla. A) Fresca, B) Deshidratada y C) Terminada.



Cuadro 17. Comparación de características visuales en rosa amarilla antes y después de plastinar con xileno.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|---------|--------------------------------------|--|-----------------------------------|
| Color | Pétalos | Amarillo | Amarillo grisáceo | Transparencia en borde de pétalos |
| | Tallo | Verde oscuro | Café oscuro | |
| Forma | | Flor cordiforme | Flor pierde forma Hojas se enrollan | Hojas parecen circinios |
| Tamaño | | No cambia el tamaño en el proceso | | |
| Tersura | | Pliegues y bordes propios de la flor | | Canales en tallo |
| Nitidez | | Se reconocen las estructuras | | |

Rosa blanca

En los ensayos con estas flores destaca que las diferencias entre los tres tratamientos son puntuales (Figura 50). El color blanco empieza a tornarse ligeramente amarillo, siendo el thinner el que presenta menos viro (Figura 50C) y el xileno el más turbio (Figura 50D), en ambos casos existe un cambio de verde a café claro en el tallo. Los organismos tratados con acetona, mantienen un color verde claro en hojas, tallo y sépalos (Figura 50B) lo que indica la presencia de clorofila.

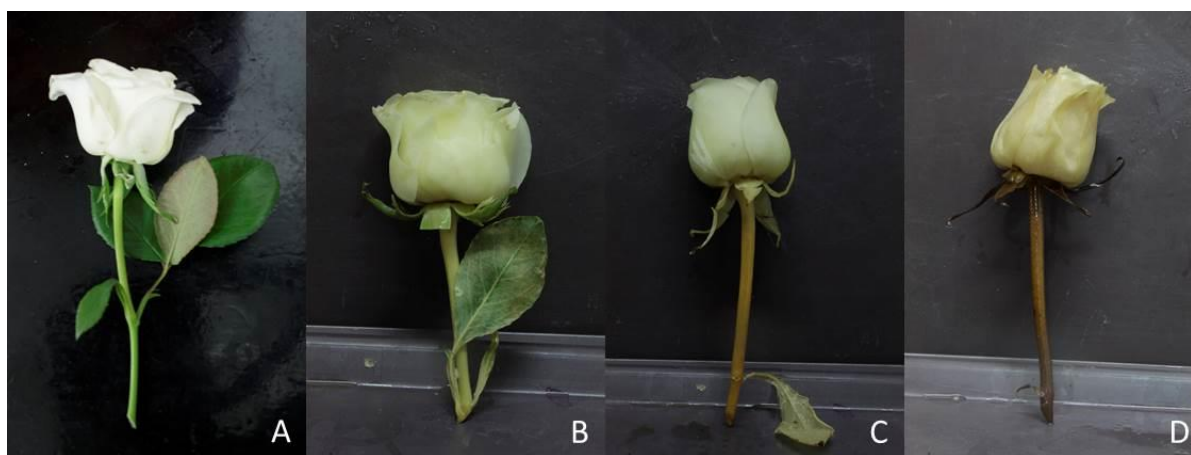


Figura 50. Rosa blanca (A) deshidratada con acetona (B), thinner (C) y xileno (D).

La apariencia de la rosa blanca plastinada con acetona (Figura 51C) es monocromática en café rojizo con diferentes intensidades en corola y tallo, brillante y



hay un colapso en los pétalos, los que se contraen hacia el eje central de la flor provocando que se vea aplastada (Cuadro 20). No se percata similitud o patrón alguno con la flor fresca (Figura 51A) o después de la deshidratación (Figura 51B).

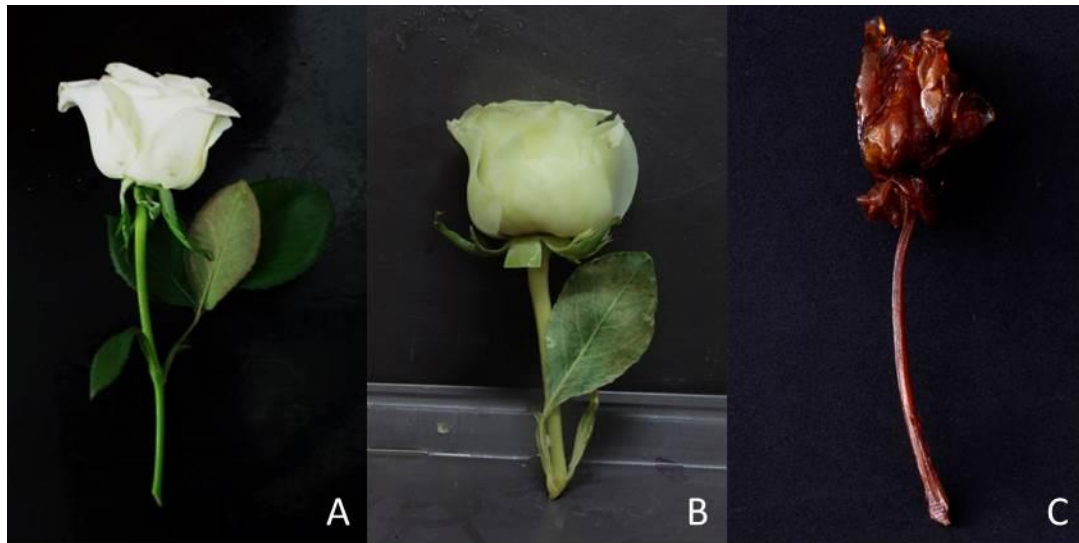


Figura 51. Proceso de plastinación con acetona en rosa blanca. A) Fresca, B) Deshidratada y C) Terminada.

Cuadro 20. Comparación de características visuales en rosa blanca antes y después de plastinar con acetona.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|---------|--|----------------|---------------------|
| Color | Pétalos | Blanco | Café rojizo | Es más brillante |
| | Tallo | Verde oscuro | Café rojizo | |
| Forma | | Flor cordiforme | Flor aplastada | |
| Tamaño | | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | |
| Tersura | | Pliegues propios de la flor | | Canales en el tallo |
| Nitidez | | Se reconocen las estructuras | | |

Similar que en los otros tratamientos con thinner, las rosas blancas plastinadas con este deshidratante (Figura 52C) pierden los colores originales de la flor. Hay un aclaramiento general comparado con la flor deshidratada (Figura 52B) todas las estructuras tienen color café claro; los pétalos se ven blancos y nacarados, las



brácteas translúcidas y el tallo opaco (Cuadro 21).

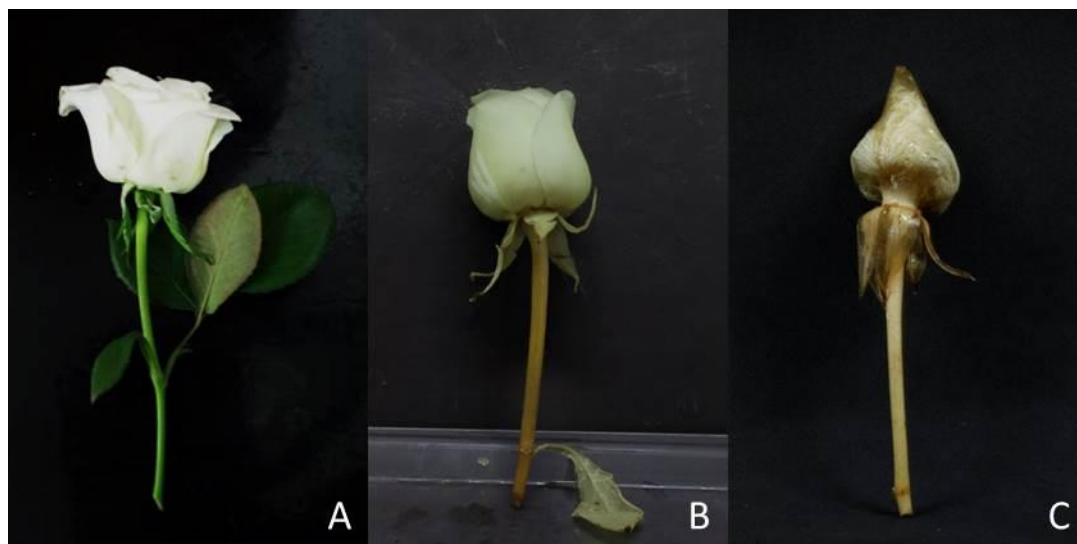


Figura 52. Proceso de plastinación con thinner en rosa blanca. A) Fresca, B) Deshidratada y C) Terminada.

Cuadro 21. Comparación de características visuales en rosa blanca antes y después de plastinar con thinner.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|---------|--|-------------------|------------------------------------|
| Color | Pétalos | Blanco | Nacarado | Transparencia en sépalos y pétalos |
| | Tallo | Verde oscuro | Amarillo nacarado | |
| Forma | | Flor cordiforme | | Pérdida de pétalos |
| Tamaño | | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | |
| Tersura | | Pliegues propios de la flor | | Canales en el tallo y cáliz |
| Nitidez | | Se reconocen estructuras | | |

Es notorio un proceso de obscurecimiento en las rosas blancas platinadas con xileno (Figura 53); los pétalos pasan de ser blancos a amarillentos después de la deshidratación (Figura 53B) y de amarillentos a ámbar terminando la inclusión (Figura 53C), las demás estructuras cambian de verde a café y por último a ámbar. La corola también se aprecia contraída (Cuadro 22).





Figura 53. Proceso de plastinación con xileno en rosa blanca. A) Fresca, B) Deshidratada y C) Terminada.

Cuadro 22. Comparación de características visuales en rosa blanca antes y después de plastinar con xileno.

| Característica | | Inicial | Final | Comentarios |
|----------------|--|--------------|--------------|-----------------------------------|
| Color | Pétalos | Blanco | Ámbar oscuro | Transparencia en punta de pétalos |
| | Tallo | Verde oscuro | Ámbar oscuro | |
| Forma | Flor cordiforme | | | Cáliz pegado a corola |
| Tamaño | No cambia el tamaño a lo largo del proceso | | | |
| Tersura | Pliegues propios de la flor | | | Bordes de espinas |
| Nitidez | Se reconocen estructuras | | | |

Discusión

Si se evaluara el efecto deshidratador de una sustancia, en el sentido más estricto, importaría sólo la cantidad de agua que es capaz de remover, se puede suponer que un deshidratante es completamente efectivo cuando desplaza la mayor cantidad de agua de la flor, obteniendo un producto plastinado de alta calidad. Desafortunadamente sustraer el agua no es el único objetivo para alcanzar un plastinado que se asemeje al organismo vivo. La extracción de pigmentos como



efecto secundario al deshidratar, trae consigo variantes a considerar durante el desarrollo de esta técnica y ampliar los criterios que debe tener el deshidratante para lograr los resultados deseados.

Para llevar a cabo este análisis, primero se considera el tiempo que tarda en remover cada deshidratante el agua de cada flor en los diferentes tratamientos, después la pérdida de características de las mismas, siendo principalmente el color sin olvidar la forma; y por último se comparan los resultados con los reportes sobre plastinación vegetal.

Tiempo de deshidratación.

Al utilizar solventes altamente volátiles se empieza a perder sustancia a lo largo del proceso, lo que favorece el incremento de tiempo en esta fase. Los ensayos realizados con acetona en el presente trabajo, en promedio, toma más de tres meses. Calderón (2010), González (2011) y Quiróz (2012) reportan que la fase de deshidratación dura un mes utilizando acetona pura, mientras que para Borja (2013) tarda dos meses. La principal diferencia, sin considerar que son especies distintas, es la temperatura en la que se lleva a cabo la etapa; en los trabajos mencionados la fase de deshidratación se hizo a -25°C contrastando con los 0°C en los que se deshidrató en este proyecto.

La temperatura es una característica importante para muchos procesos (sean o no biológicos), que al modificarla causa diversas reacciones como acelerar o alentar, disminuir o aumentar, perpetuar o cambiar, entre muchas otras. Pozo (2012) señala que la temperatura es uno de los principales factores que afectan al proceso de evaporación, y cuando una sustancia se encuentra en un recipiente cerrado conocer la presión de vapor ayuda a saber la cantidad de moléculas que pasarán a estado gaseoso: si una presión de vapor es elevada, mayor número de moléculas serán gas en el recipiente. Un cambio en la temperatura ocasiona que se modifique el valor de presión de vapor, entre más alejada esté del punto de ebullición menor será la presión de vapor.

La acetona se congela a 94°C bajo cero, en teoría, a esta temperatura la presión de



vapor sería cero porque no hay energía suficiente para que alguna molécula pase a estado gaseoso; los valores que reportan Felsing y Durban (1926) para la presión de vapor a -25° y 0° C son de 17.74 y 72.3 mm Hg respectivamente. Es menor la presión de vapor a una temperatura más baja, coincidiendo con un menor tiempo en deshidratar.

Sin embargo, el punto de fusión del xileno ronda entre 46 y 48 grados bajo cero, el rango para la presión de vapor que reporta Kassel (1936) es de 1.56 a 1.71 mm Hg. Aun teniendo el valor más bajo para presión de vapor, y utilizado para deshidratar a nivel tisular, el xileno es el deshidratante más lento; se puede deber a que no es soluble en agua o a que es un solvente diluyente, clasificado así por Reza y colaboradores (1997), los cuales no tienen las mismas capacidades que los solventes activos, como la acetona.

Otro factor importante que es necesario considerar para deshidratar una planta es la cantidad de agua que almacena en sus tejidos. Las cactáceas y suculentas son las mejor adaptadas para el almacenado de agua por excelencia; sin embargo, al utilizar flores de corte como modelo experimental se tiene una prolongación de tiempo en flor fresca antes de la marchitez comparado con una flor silvestre (Sankat y Mujaffar, 1994; Satoh *et al.*, 2005; Byung-Chun *et al.*, 2009).

El tiempo transcurrido desde que la flor se cosecha, hasta que empieza a tratarse representa una variable difícil de controlar (a menos de ser el productor). Esto se debe a que el proceso de senescencia en plantas está regulado por la hormona etileno, que está genéticamente programada a sintetizarse en diferentes momentos fenológicos del organismo, y se acelera en un órgano cuando se corta de la planta. El aumento en la tasa de producción de etileno coincide con la pérdida de peso fresco. (Reid, 2009; De la Riva, 2011; Balaguera-López *et al.*, 2014). Rivera y colaboradores (2009) afirman que en el proceso de plastinación, la edad de un organismo influye en el tiempo en que tardará en deshidratarse.



Cambio de color

Recordando que los pigmentos vegetales son los responsables de producir color en las plantas, cada pigmento está asociado a un color, pero cada color no está asociado a un pigmento; en otras palabras, esto significa que un mismo color puede ser producido por más de un pigmento. Por ejemplo, el color azul puede ser creado por distintos pigmentos en organismos diferentes.

Los flavonoides pueden brindar casi cualquier espectro visible, los colores rojos son creados por las antocianinas. Las principales antocianinas encontradas en claveles rojos (pese a pertenecer al orden Caryophyllales) son la 3-glucósido y 3,5-diglucósido pelargonidina y/o cianidina que se encuentran aciladas con ácido málico (Bloor, 1998). En el caso de las rosas la 3,5-di-O-glucósido pelargonidina y 3,5-di-O-glucósido cianidina son los pigmentos predominantes (Schmitzer *et al.*, 2010).

El color que emiten las antocianinas puede cambiar si se altera el pH. En medios ácidos brindan colores naranjas a rojos, en ligeramente ácidos a neutros aparecen morados y violetas, y solo en básicos se pinta azul (Goto y Kondo, 1991). Dentro de los experimentos realizados en flores rojas el tratamiento que conserva mejor el color son las rosas rojas deshidratadas con xileno; el pH de esta sustancia ronda entre 6 y 7 (INR, 2013) lo que fomenta la conservación de color rojo violáceo. Al deshidratar con acetona tanto claveles como rosas se tornan cobrizos, la acetona tiene un pH de 2.5 (ATSDR, 1994) lo que es suficientemente ácido para cambiar paulatinamente el color a naranja. Cuando se usa thinner como deshidratante las dos especies usadas se vuelven blancas.

Los pigmentos amarillos son proporcionados por chalconas en claveles, entre la que destaca la chalcona 2-glucosido (Itoh *et al.*, 2002); mientras que en rosas el color amarillo es producido por los carotenoides de manera general, el principal es el β -apocarotenol (Eugster y Märki-Fischer, 1991). De todos los ensayos realizados con flores amarillas no hay una desaparición real del color, más bien un cambio en la intensidad del mismo. En los claveles que fueron tratados con acetona el color es más similar a la flor fresca, y en los que se usó xileno el color oscurece y empieza a semejarse al naranja; en contraste con las rosas donde ocurre lo contrario, el xileno



mantiene los colores similares y la acetona vira al naranja. El thinner en ambas flores aclara el amarillo, pese a que se percibe muy tenue, se nota el color aún.

Estudios afirman que el color blanco en varias flores es causado por el déficit de flavona 3-hidroxilasa, dihidroflavonol 4-reductasa o antocianidina sintasa en la ruta metabólica del flavonoide. Al hacer un análisis de los pigmentos que contienen los pétalos de claveles de este color, principalmente se compone de glucósidos de flavanona y flavonol como kaempferol y naringenina (Mato *et al.*, 2000). Los pigmentos que reportan para rosas blancas son latocromo, β -citraurina, epiluteína, fitoeno, fitoflueno y luteína como representantes de los carotenoides; y flavilio, quercetina, isoquercetina, rutina y espiraeosida para los flavonoides. (Eugster y Märki-Fischer, 1991).

Tanto en las rosas como claveles que se deshidrataron con thinner el color permanece blanco. Sin considerarlos, tres de los tratamientos restantes cambiaron a colores marrones rojizos lo que no representa un patrón a como lucían en la fase de deshidratación, esto sugiere que puede existir algún pigmento en la resina a la hora de incluir.

El verde, en la mayoría de los tratamientos, pasa por tonos amarillentos y marrones principalmente; recordemos que el principal pigmento que provee color verde en estructuras vegetales es la clorofila, sin embargo también existen carotenos en hojas y tallos: por eso, en otoño, las hojas de plantas caducifolias se tornan de tonos amarillos, marrones o rojizos. Así mismo, esto ocurre de manera natural por una paulatina senescencia de los tejidos, en otro tipo de escenarios, como la cocina, las altas temperaturas provocan que los átomos de magnesio sean remplazados por hidrógenos, y existe un obscurecimiento de las estructuras verdes al cocinarlas (Cooper y Deakin, 2016; Gerola *et al.*, 2011). Pese a esto, la molécula de clorofila es insoluble en agua, por lo que se especula que al entrar en contacto con otros solventes se remueve del organismo, lo que coincide con lo que se observa en la fase de deshidratación, en la mayoría de ensayos se observan los deshidratantes teñidos de verde



Comparación

Al comparar los resultados con los anteriores ensayos de plastinación realizados en plantas, se puede afirmar que las modificaciones realizadas dependen del tiempo en el que se mantienen las flores en el deshidratante. Sin embargo, al cotejar los plastinados aquí presentes con las flores que reportan Ito y colaboradores (2010) en su protocolo de preservación, las diferencias son interesantes, es decir, casi la mitad de las flores mantienen el color original o similar a cuando estaba fresca. La primera diferencia la observamos en el primer solvente: el alcohol etílico es uno de los alcoholes más simples y es mucho menos agresivo que la acetona, y aunque también existe una remoción de color, es menor a que si se usaran otros solventes. Después la inclusión con resina, en la plastinación se requiere este proceso para asegurar que el trabajo final no cambiará con el tiempo; en el protocolo de preservación el polipropilenglicol actúa como fijador de color y aunque también es un polímero, no tiene la capacidad de endurecer. A corto plazo, se puede afirmar que el protocolo de preservación es mejor para mantener el color y forma, pero aún tiene caducidad en la calidad del producto final; mientras que en la plastinación se puede estar seguro de que la calidad del producto no cambia con el paso del tiempo, aunque la pérdida de color es evidente.

Se afirma que es más rápido deshidratar claveles usando thinner; al usar este solvente con rosas, tarda lo mismo que al usar acetona, tanto en claveles como rosas. Como las flores en las que se usó xileno para deshidratarlas (sin importar especie o color) no presentaron las mismas características de deshidratación que los otros tratamientos, pasaron a la siguiente fase en más del doble de tiempo que el promedio, sin embargo, no se puede afirmar que es un mal deshidratante hasta que se evalúen los efectos en otros tiempos.

Con respecto al color, al usar thinner se presentó un patrón en todas las flores y colores; se presenta una elevada pérdida de color y los ejemplares presentan tonalidades blanquecinas y amarillentas, en algunos casos translucidez. Al usar acetona existen diferencias en función de la flor usada; mientras en claveles el cambio de color no es extremo y se asemejan a los colores de las flores frescas, mientras que en el caso de las rosas (sin importar el color) todas adquieren tonalidades rojizas. En



los tratamientos con xileno, las rosas se oscurecen y se vuelven monocromáticas asociado a su color original y la forma de la flor se ve contraída y arrugada, probablemente a un exceso de solvente; los claveles que eran amarillos y blancos se observan ocre y las flores se compactaron, semejando a un capullo; y por último, los claveles que eran rojos ahora son blancos y mantienen la forma igual, cabe destacar que sólo en este tratamiento los pétalos tomaron textura similar al papel.

Conclusión

El tratamiento más rápido en deshidratarse es clavel, sin importar el color, en thinner.

La pérdida o modificación del color es elevada en todos los tratamientos, el que se observa más parecido al color original es rosa amarilla en xileno.

Los claveles conservan mejor las estructuras y formas que las rosas.

Considerando todas las características, se propone que el mejor tratamiento fue el de claveles deshidratados con acetona, ya que se asemejan más la forma y colores finales y presenta el tiempo promedio que tardaron en deshidratar los ensayos.

Recomendaciones

Se sugiere que para futuras investigaciones se evite el uso de mezclas, o en caso de usarlas que sea en proporciones definidas de diferentes solventes, para obtener resultados finales diferentes a los que se obtendrían usando los deshidratantes puros.

Se recomienda, en caso de ser posible, controlar la temperatura ambiental terminada la fase de deshidratación, para obtener tiempos más homogéneos y evitar variaciones con el polímero utilizado.

Al igual que probar diferentes polímeros que permitan la flexibilidad del tejido, como silicones.



Fernando López León

También se sugiere utilizar modelos vegetales que tengan betalaínas por pigmentos, en lugar de flavonoides. Al ser estructuras químicas distintas, la interacción con las diferentes variables podría reducir la pérdida de color.

Si se logra estandarizar la fusión de la técnica de plastinación junto con la de protocolo de preservación de Ito y colaboradores (2010) se lograría obtener los beneficios de ambas técnicas. Hacer ensayos modificando los solventes que se han reportado y/u otros con características fisicoquímicas similares, ayudaría a ampliar el conocimiento para preservar mejor las estructuras vegetales.

Referencias

Agency for Toxic Substances and Disease Registry. (1994). Acetone. *Public Health Statement*.

Agency for Toxic Substances and Disease Registry. (2007). Xylene. *Public Health Statement*.

Al-Snafi, A. E. (2013). Chemical contents and medical importance of *Dianthus caryophyllus*- A review. *IOSR Journal of Pharmacy*. 7(3): 61-71.

Balaguera-López, H. E.; Salamanca-Gutiérrez, F. A.; Camilo, G. J. y Herrera-Arévalo, A. (2014). Etileno y retardantes de la maduración en la poscosecha de productos agrícolas. Una revisión. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*. 8(2): 302-213.

Bloor, S. J. (1998). A macrocyclic anthocyanin from red/mauve carnation flowers. *Phytochemistry*. 49(1): 225-228.

Borja, M. S. (2013). *Frutos de Magnoliophytas: Determinación, Preservación y Usos*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. pp: 15-18, 64-66.

Byung-Chun, I.; Myoung-Kap, C. y Ki-Cheol, S. (2009). Effect of vase water temperature and preservative on water relation and flower opening characteristics in cut roses. *Korean Journal of Horticultural Science and Technology*. 27(1): 116-122.



Calderón, T. O. A. (2010). *Evaluación del proceso de plastinación en Echinocactus grusonii* Hildman Monats, (Cactaceae). Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. pp: 17-21.

Carey, F. A. y Giuliano, R. M. (2014). *Química Orgánica*. México: McGraw-Hill Interamericana. 9° Ed. pp. 686-690.

Chen, C. (2015). *Pigments in fruits and vegetables. Genomics and dietetics*. Estados Unidos: Springer. pp. 2-6

Contreras, V. M. D.; Moreno, C. R. y Sánchez, F. G. (2015). Descripción anatómica de cinco órganos internos del delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*) a través de la técnica de plastinación. *International Journal of Morphology*. 33(2): 571-579.

Cooper, R. y Deakin, J. J. (2016). *Botanical miracles. Chemistry of plants that changed the world*. Estados Unidos: CRC Press. pp. 189-233.

Cortez, F. P. (2013). *Las flores de corte: un rubro que florece*. República de Chile: Oficina de Estudios y Políticas Agrarias, Ministerio de Agricultura. pp. 1-11.

De La Riva, M. F. (2011). Poscosecha de flores de corte y medio ambiente. *IDESIA Revista de Agricultura en Zonas Áridas*. 29(3): 125-130.

Díaz-Luna, C. L. y Villarreal, L. M. (1975). Los herbarios de México, su historia y estado actual. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 34: 33-43.

Eugster, C. H. y Märki-fischer, E. (1991). The chemistry of rose pigments. *Angewandte Chemie International Edition in English*. 30: 654-672.

Environmental Protection Agency (2003). *Toxicological review of acetone (CAS No. 67-64-1)*. Estados Unidos. pp. 2-3.



Environmental Protection Agency (2003). *Toxicological review of xylenes (CAS No. 1330-20-7)*. Estados Unidos. pp. 2-4.

Facultad de Estudios Superiores Iztacala. (2019). Centros de Apoyo. Herbario. Recuperado el 10/03/2020 de https://biologia.iztacala.unam.mx/bio_herbario.php

Felsing, W. A. y Durban, S. A. (1926). The vapor pressures, densities, and some derived quantities for acetone. *Journal of the American Chemical Society*. 48: 2885-2893.

Folta, K. M. y Gardiner, S. E. (2009). *Genetics and genomics of Rosaceae*. Estados Unidos: Springer. pp. 2-13.

Gerola, A. P.; Tsubone, T. M.; Santana, A.; de Oliveira, H. P. M.; Hioka, M.; Caetano, W. (2011). Properties of chlorophyll and derivatives in homogeneous and microheterogeneous systems. *The Journal of Physical Chemistry*. 115(22): 7364-7373.

Gobierno del Estado de México. (2020). *Producción florícola del Estado de México 2011-2020*. Unidad de Información, Planeación, Programación y Evaluación. Subdirección de Información y Estadística. Recuperado el 10/03/2020 de: <http://secampo.edomex.gob.mx/sites/secampo.edomex.gob.mx/files/files/Produccion/Floricultura.pdf>

González, G. M. (2011). *Aplicación y evaluación de la técnica de plastinación para la preservación de nardos (Amaryllidaceae), rosas (Rosaceae) y acantos (Acanthaceae)*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México, pp: 20-40.

Goto, T. y Kondo, T. (1991). Structure and molecular stacking of anthocyanins. Flower color variation. *Angewandte Chemie International Edition in English*. 30: 17-33.

Gunther, L. (2012). *The physics of music and color*. Estados Unidos: Springer. pp. 397-409, 413-460.



Instituto de Biología. (2011). Herbario Nacional. *Departamento de Botánica*. Recuperado el 10/03/2020 de: <http://www.ib.unam.mx/botanica/herbario/>

Instituto Nacional de Rehabilitación. (2013). *Hojas de datos de seguridad*. Xilol. México: Secretaría de Salud.

Ito, H.; Hayashi, T.; Hashimoto, M.; Miyagawa, K.; Nakamura, S.; Mizuta, Y. y Yazawa, S. (2010). A protocol for preparing preserved flowers with natural color and texture. *HortTechnology*. 20(2): 445-448.

Itoh, Y.; Higeta, D.; Susuki, A.; Yoshida; H. y Ozeki, Y. (2002). Excision of transposable elements from the chalcone isomerase and dihydroflavonol 4-reductase genes may contribute to the variegation of the yellow-flowered carnation (*Dianthus caryophyllus*). *Plant Cell Physiology*. 43(5): 578-585.

Kassel, L. S. (1936). Vapor pressures of the xylenes and mesitylene. *Journal of the American Chemical Society*. 58: 670-671.

Katinas, L. (2001). *El herbario. Significado, valor y uso*. Argentina: Facultad de Ciencias Naturales y Museo. p. 9

Kowalsky, T. y Holdenrieder, O. (2009). The teleomorph of *Chalara fraxinea*, the causal agent of ash dieback. *Forest Pathology*, 39:304-308.

Liu, M. *Visual and olfactory effects of flowers and floral fragrance on human psychophysiological, emotional and cognitive responses*. Tesis de Doctorado. Universidad del Estado de Kansas. pp. 9-38.

Martínez-Alfaro, M.; Alcaraz-Contreras, Y.; Cárabez-Trejo, A. y Lep-Amador, G. E. (2011). Oxidative stress effects of thinner inhalation. *Indian Journal of Occupational and Environmental Medicine*. 15(3): 87-92.



Mathiowetz, M. D. y Turner, A. D. (2021). *Flower world: religion, aesthetics, and ideology in Mesoamerica and the America Southwest*. Estados Unidos: University of Arizona Press. pp. 3-33.

Mato M.; Onozaki, T.; Ozeki, Y.; Higeta, D.; Itoh, Y.; Yoshimoto, Y.; Ikeda, H.; Yoshida H. y Shibata, M. (2000). Flavonol biosynthesis in white-flowered Sim carnation (*Dianthus caryophyllus*). *Scientia Horticulturae*. 84: 333-347.

Medellín-Leal, F. (1975). Orígenes, desarrollo histórico y estado actual de los herbarios en el mundo. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 34:3-26.

Moreno, E. J. (2007). El herbario como recurso para el aprendizaje de botánica. *Acta Botánica Venezolana*, 30(1):415-427.

Paredes-Flores, M.; Lira, S. R. y Dávila, A. P. D. (2007). Estudio etnobotánico de Zapotitlán Salinas, Puebla. *Acta Botánica Mexicana*, 79:13-61.

Peralta, P. E. (2017). *Aplicación de la técnica de plastinación en órganos humanos utilizando látex en la generación de modelos anatómicos para la enseñanza de la morfología humana*. Tesis de Maestría. Universidad Nacional de Colombia. pp: 13-17

Pozo, R. C. E. (2012). *Pérdidas por evaporación de xileno y tolueno controlados por el CONSEP*. Tesis de Licenciatura. Universidad Central del Ecuador. pp: 18-27.

Quiróz, P. C. E. (2012). *Aplicación y evaluación de la técnica de plastinación en lilis (*Lilium sp.*) y gladiolas (*Gladiolus sp.*)*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. pp: 20-27.

Ramírez, H. J. J. y Avitia-Rodríguez, J. A. (2017). Floricultura mexicana en el siglo XXI: su desempeño en los mercados internacionales. *Revista de Economía*. 34(88): 99-112.

Real Academia Española. (2014). *Diccionario de la lengua española*. España: ESPASA. Recuperado el 31/08/2018 de: <http://dle.rae.es/?id=KBLxmZh>



Reid, M. S. (2009). *Poscosecha de las flores cortadas. Manejo y recomendaciones*. Estados Unidos: Hortitechnia. pp. 5-18.

Reza, J.; Salazar, G. y Trejo, A. (1997). Evaluation of composition and evaporation behavior of commercial thinner samples expended in Mexico City. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*. 13(2):87-95.

Rivera, M. C.; Bonino, F.; Fioretti, C.; Galán, M.; Gigena, S.; Moine, S.; Mouguelar, H.; Natali, J. y Quinteros, R. (2009). Análisis multivariado aplicado a la etapa de deshidratación en la técnica de plastinación del riñón de caballo. *International Journal of Morphology*. 27(3):855-859.

Rzedowski, J. (1981). Un siglo de la botánica en México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 40:1-14.

Sánchez, F. G.; Contreras, V. M. D. y Moreno, C. R. (2016). Plastination and anatomy description of organs of the bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*). *International Journal of Morphology*, 34(2):644-652.

Sankat, C. K. y Mujaffar, S. (1994). Water balance in cut *Anthurium* flowers in storage and its effect on quality. *Acta Horticulturae*. 368(93): 723-732.

Särkinen, T.; Staats, M.; Richardson, J. E.; Cowan, R. S. y Bakker, F. T. (2012). How to Open the Treasure Chest? Optimising DNA extraction from herbarium specimens. *Public Library Of Science ONE*, 7(8):1-9.

Satoh, S.; Nukui, H. e Inokuma, T. (2005). A method for determining the vase life of cut spray carnation flowers. *Journal of Applied Horticulture*. 7(1): 8-10.

Schmitzer, V.; Veberic, R.; Osterc, G. y Stampar, F. (2010). Color and phenolic content changes during flower development in groundcover rose. *Journal of American Society Horticultural Science*. 135(3): 195-202.



Seaton, B. (1995). *The language of flowers: a history*. Estados Unidos: University Press of Virginia. pp. 1-34.

Takana, Y.; Sasaki, N. y Ohmiya, A. (2008). Biosynthesis of plant pigments: anthocyanins, betalains and carotenoids. *The plant Journal*. 54: 733-749.

Tejeda-Sartorius, O.; Ríos-Barreto, Y-; Trejo-Téllez, L. y Vaquera-Huerta, H. (2015). Caracterización de la producción y comercialización de flor de corte en Texcoco, México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 6(5): 1105-1118.

Velasco, W. T. (2011). Métodos de Preparação Industrial de Solventes e Reagentes Químicos. Acetona (CAS No. 67-64-1). *Revista Virtual de Química*. 3(4):339-343.

Von Hagens, G. (1979). Impregnation of soft biological specimens with thermosetting resins and elastomers. *The Anatomical Record*, 194(2): 247-255.

Von Hagens, G.; Tiedemann, K. y Kriz, W. (1987). The current potential of plastination. *Anatomy and Embryology*, 175:411-421.

Vovides, A. P.; Linares, E. y Bye, R. (2010). *Jardines Botánicos de México: historia y perspectivas*. México: Secretaría de Educación de Veracruz. pp. 17-38.

Wade, L. G. (2017). *Química orgánica. Volumen 2*. México: Pearson Educación. 9° ed. pp. 764-798, 876-882.

