



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MÉXICO**

Facultad de Estudios Superiores Iztacala

**“Aplicación y Evaluación de la Técnica de
Plastinación en Lilis (*Lilium* sp) y Gladiolas
(*Gladiolus* sp)”**

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
B I O L O G A
P R E S E N T A:
Cyndi Elvira Quiróz Pérez

DIRECTORA DE TESIS:

M. en D. Gabriela Sánchez Fábila



Los Reyes Iztacala, Tlalnepantla, Edo. De Mex. 2012



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.

"Hay hombres que luchan un día y son buenos, hay otros que luchan un año y son mejores, hay otros que luchan muchos años y son muy buenos, pero hay los que luchan toda la vida esos son los **IMPRESINDIBLES**"

Silvio Rodríguez (Bertolt Brecht).

DEDICATORIA:

A mis padres

Juan Carlos y Alicia, por ser la base más importante para que este logro fuera posible; Ustedes que me han dado amor, apoyo, comprensión y han entregado su mayor esfuerzo, para darme lo mejor, anhelando que siempre me prepare para enfrentar la vida, sin temor a equivocarme son los mejores padres que cualquier hija pudiera desear. Por ello y más les dedico esta tesis con todo mi cariño y eterno agradecimiento, con la promesa de ser este tan solo el inicio de muchas más metas que aun me quedan por conseguir.

A mis hermanitos

Juan Carlos y Ángel, por demostrarme su cariño, por ser mis compañeros incomparables y amigos de toda la vida, espero que este logro que hoy compartimos les sirva de motivación y ejemplo.

A mi abuelita

Ma. De Jesús, por tu inmenso cariño, por tus oraciones que siempre me han ayudado, por ser mi mejor compañía y el mejor y más grande ejemplo que tengo en la vida. Gracias por ser una parte tan importante de este logro. ¡Te quiero mucho!

A mi tía

Josefina, como símbolo de agradecimiento, por quererme tanto, por preocuparte siempre por el bienestar de la familia y por que a pesar de la distancia, nunca as dejado de hacerlo. Gracias por todo lo que me has dado y el apoyo que as significado para toda mi familia. **Que dios la bendiga e ilumine siempre.**

A mi prima

Cinthya, por todo lo que hemos compartido y el cariño que nos mantiene unidas por sobre todas las cosas, gracias por saber ser mi mejor confidente, mi mejor cómplice..... simplemente mi mejor amiga.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, por colmarme de innumerables bendiciones y ser mi guía para alcanzar este objetivo tan importante en mi vida.

A la Universidad Nacional Autónoma de México, por haberme dado la oportunidad de pertenecer a esta máxima casa de estudios y de la que hoy puedo gritar a los cuatro vientos que me llena de orgullo ser UNIVERSITARIA. Con ella a la FESI que me ha dado las herramientas necesarias para mi formación profesional.

A mi Directora de tesis: Gabriela Sánchez Fábila, por su entrega y dedicación en la dirección de esta tesis. Gaby "Muchas gracias"

A mis Sinodales: M.C Alberto Arriaga Frías, Dr. Jorge Ricardo Rodríguez Gersenowies, Dra.Silvia Aguilar Rodríguez, M.C Ma. Edith López Villafranco, por aceptar formar parte de mi proyecto, por sus valiosas aportaciones y su tiempo que dedicaron para que esta tesis fuera posible.

A la profesora: Ma. Eugenia Daleth Guedea Fernández, por el enorme apoyo para esta tesis, por su confianza que deposito en mí, por escucharme y brindarme su ayuda cuando más lo necesite, por su calidad profesional y humana. Mil gracias

Al Profesor: Héctor Barrera Escorcía, por el apoyo incondicional y por que sin conocerme me dio la oportunidad de formar parte del lab de microscopia, le agradezco su tiempo empleado en compartirme sus valiosos conocimientos y por que además de ser un excelente maestro es una gran persona.

Al Profesor: Manuel Mandujano, por su asesoría en la utilización del espectrofotómetro y por contribuir con sus conocimientos en esta tesis. "Muchas gracias"

A Oscar, por brindarme tu apoyo en cualquier momento y circunstancia, por aquellas palabras que levantaron mi animo en mis momentos de desesperación tanto en lo profesional como en mi vida personal, gracias por escucharme y ayudarme a confiar en mi misma en que puedo lograr todo y más, gracias por permitirme conocer a la gran persona que eres y convertirte en un gran amigo. Te quiero muchote.

A Monce, por haber compartido una parte de esta tesis, aunque en ocasiones el proceso no fue fácil siempre entregaste lo mejor de ti, gracias por la solidaridad en los momentos difíciles, por tu confianza, por brindarme un concejo cuando te lo pedía, por las risas interminables que ni sabíamos luego de que pero las disfrutábamos al 1000, en fin gracias por ser como eres "una grandiosa amiga".

A mis compañeros y amigos de la universidad: por haberme acompañado en este maravilloso camino de aprendizaje brindándome compañerismo y sobretodo una gran amistad, gracias por darme la oportunidad de conocerlos y por todos esos momentos tan chidos que me han regalado en especial a: Jaqueline, Cinthya, Candis, Lupita, Graciela, Alma, Feli, Miriam, Tomas, Lalo, Víctor, Marina, Ariel, Ale y Naty.

¡GRACIAS!

ÍNDICE

	Página
RESÚMEN	1
ABSTRACT	2
1.- INTRODUCCIÓN	3
1.1.- Técnicas tradicionales de preservación en plantas	5
1.2.- Plastinación	10
1.3.- Características de Lili (<i>Lilium</i> sp).....	12
1.4.- Características de Gladiola (<i>Gladiolus</i> sp)	14
2.- ANTECEDENTES	16
3.- JUSTIFICACIÓN	18
4.- OBJETIVOS	19
5.- MATERIAL Y MÉTODO	20
6.- RESULTADOS	27
6.1.- Materiales obtenidos	27
6.2- Variables Cuantitativas	28
6.2.1.- Forma.....	28
6.2.1.1.- Longitud	28
6.2.1.2.- Diámetro (flor abierta).....	29
6.2.1.3.-Diámetro (flor cerrada).....	30
6.2.2- Color.....	31

6.3.- Variables Cualitativas	32
6.3.1.-Apariencia	32
6.4.- Comparación microscópica natural Vs plastinación	33
6.4.1.- Cortes en natural de Lili	33
6.4.2.- Cortes plastinados de Lili	34
6.4.3.- Observaciones Generales	35
6.4.4.- Cortes en natural de Gladiola	36
6.4.5.- Cortes plastinados de Gladiola	37
6.4.6.- Observaciones Generales	38
7.- ANÁLISIS Y DISCUSIÓN	39
7.1.- Forma.....	39
7.2.- Color.....	40
7.3.- Apariencia	40
7.4.- Comparación microscópica.....	41
7.5.- Ventajas de la técnica de plastinación	41
8.- CONCLUSIONES.....	42
9.- BIBLIOGRAFÍA	43
10.- ANEXOS.....	48

RESUMEN

El presente estudio se realizó con el objetivo de evaluar la técnica de plastinación como una técnica innovadora de preservación en tejido vegetal a nivel macroscópico y microscópico, para lo cual se diseñó un trabajo que compara la técnica de plastinación con la técnica de prensado, utilizada comúnmente para la preservación de muestras vegetales.

Se utilizaron 20 Gladiolas (*Gladiolus* sp) y 20 Lilis (*Lilium* sp) divididas en dos grupos; al primero (10 Gladiolas y 10 Lilis) se le aplicó la técnica de plastinación y el segundo (10 Gladiolas y 10 Lilis) fue preservado con la técnica de prensado. Para medir la efectividad de las técnicas y hacer comparaciones, se evaluaron los parámetros: forma, color y apariencia, antes y después de los tratamientos, también se procedió a realizar cortes histológicos a las flores en fresco y plastinadas.

Los resultados indican que para las variables forma y apariencia existieron diferencias significativas entre especie y método, mostrando la mejor combinación Gladiola-plastinación; sin embargo, para la variable color hubo similitud estadística en los métodos plastinación-Prensado. Microscópicamente resultó que sus estructuras no cambian con respecto a la plastinación.

Por lo tanto, la técnica de plastinación puede ser considerada como una alternativa en la preservación de ejemplares vegetales debido a que las células y estructuras mantienen su estado cercano a lo natural, además son secos, inodoros y pueden permanecer inalterables durante un largo periodo permitiendo de esta manera su estudio.

Palabras clave: preservación, plastinación, Tejidos vegetales, Lili, Gladiola.

ABSTRACT

The present study was conducted with the aim of evaluating the plastination technique as an innovative technique of plant tissue preservation in macroscopic and microscopic level, was designed a work that comparing the plastination technique with the pressing technique used commonly for the preservation of plant samples.

20 Gladiolus (*Gladiolus* sp) and 20 Lilies (*Lilium* sp) divided into two groups were used; the plastination technique was applied to the first (10 Gladiolus, 10 Lilies), and the second (10 Gladiolus, 10 Lilies) was preserved with the pressing technique. To measure the effectiveness of the techniques and make comparisons were evaluated the parameters: form, color and appearance, before and after treatments, also proceeded to make histological slides to the flowers in fresh and plastinated.

The results indicate that variables form and appearance there were significant differences between specimens and method, showing the best combination Gladiola-Plastination; however, for the variable color there was similarity statistic in the plastination-pressing methods. Microscopically resulted that their structures remain unchanged with regard to the plastination.

Therefore, the plastination technique can be considered as an alternative in the preservation of plant specimens because of that the cells and structures keep their state close to the natural, also are dry, odorless and can remain unchanged for long period allowing their study.

Keywords: Preservation, plastination technique, plant tissue, Lily, Gladiola.

1.- INTRODUCCIÓN

México es considerado uno de los países con mayor riqueza florística. Se estima una probable presencia de 25 000 a 30 000 especies de fanerógamas, de las cuales cerca del 60% son consideradas endémicas del país (Rzedowsky, 1998). Debido a la gran riqueza de los recursos naturales y a pesar del contacto y dependencia del hombre hacia ellos a través de su historia, estamos muy lejos de conocerlos completamente y lamentablemente la alarmante y creciente modificación de las comunidades vegetales ha provocado que muchas de las plantas hayan desaparecido sin siquiera ser conocidas (Dirzo y Raven, 1994).

En este sentido las colecciones botánicas son una herramienta fundamental para el conocimiento de esta diversidad, puesto que representan el patrimonio natural de un país o región y constituyen un archivo histórico de utilidad múltiple donde la preservación de especímenes y sus datos asociados constituyen la base para numerosas disciplinas científicas (Mesa, 2005). Dada la importancia que tienen las colecciones para la comunidad científica y para la sociedad en general, es necesario preservar a cada uno de los ejemplares en el mejor estado posible (Mesa, 2005).

Existen diversas técnicas de preservación, aunque en general hay dos formas básicas, como es la fijación en diferentes sustancias o mezclas de sustancias químicas, orgánicas o inorgánicas; el otro tipo es el secado para formar herbarios, siendo este último el más utilizado (Gaviño *et al.*, 1996). Sin embargo, estas técnicas utilizadas tradicionalmente adolecen de múltiples defectos, destacándose una preservación a corto plazo y la modificación sustancial o desaparición de una serie de características que se les considera esenciales para su identificación perdiendo así su composición original (Lot y Chiang, 1986).

Por otra parte, uno de los problemas que afrontan los ejemplares en las colecciones es el deterioro causado por diversos agentes entre los cuales están: físicos (condiciones ambientales inadecuadas como humedad, temperatura e iluminación incorrectas), biológicos (alteraciones producidas por bacterias, mohos u hongos, insectos y roedores), químicos (como algunos insecticidas o fungicidas, adhesivos, sustancias perseverantes o fijadoras) y adicionalmente el medio ambiente atmosférico y contaminantes (Mesa, 2005).

Estos aspectos fundamentales ante esta problemática motivan a la búsqueda de técnicas alternativas que permitan la preservación de estructuras en tejidos vegetales como lo es la técnica de plastinación, la cual es utilizada generalmente para la preservación de estructuras macroscópicas en tejidos animales, con esta técnica aplicada a ejemplares botánicos se pretende que estos tengan un mayor grado de manipulación, una larga duración con aspecto y forma natural al abrigo de factores deteriorantes permitiendo su estudio morfológico a nivel macroscópico como microscópico y así suministrar una buena fuente de consulta como colección biológica y por ende contribuir en la protección de nuestro patrimonio vegetal.

1.1.- Técnicas tradicionales de preservación en plantas.

Se distinguen entre estas cuatro técnicas básicas que de acuerdo con Miralles de Imperial (1995) son:

- 1) secado natural
- 2) usando un tratamiento líquido previo al secado
- 3) usando un desecante
- 4) prensado

De las que destacan actualmente son el secado en cámaras y la liofilización, que son utilizados por profesionales e industrias dedicadas a esta actividad y que cuentan con tecnología de punta.

Liofilización

Esta técnica se basa en la deshidratación de la flor por sublimación al vacío, ofrece la ventaja de conservar el color y flexibilidad; sin embargo, es una técnica muy costosa (tabla1), por lo que normalmente se aplica en especies rentables.

La liofilización consta de tres fases:

- a) **Sobrecongelación:** La planta u órgano se somete a temperaturas por debajo de los $-80\text{ }^{\circ}\text{C}$ en donde el agua libre se cristaliza.
- b) **Desecación primaria:** Con la finalidad de sublimar el hielo la flor se somete al vacío, para acelerar el fenómeno.
- c) **Desecación secundaria:** En las mismas condiciones de vacío se sobrecalienta la flor para eliminar el agua residual.

La duración del proceso depende del material a liofilizar, puede tardar de 24 a 48 horas (Miralles de Imperial, 1995).

Secado en cámaras

La cámara de secado acelera el proceso y aumenta el volumen de producción. Con el secado en cámaras se consigue una mayor conservación del color, debido a su rapidez independientemente de las condiciones climáticas de la época del año en que se vaya a proceder el secado, sin embargo, tiene la desventaja de presentar un elevado costo (tabla 1).

Las condiciones de secado dentro de la cámara son las siguientes: temperatura de 40° C, humedad ambiental de 30% y un tiempo de 24 a 48 horas, estas condiciones se pueden ajustar para cada tipo de producto según sus características (Miralles de Imperial, 1995).

Secado natural (al aire)

Es el método más sencillo, barato y el que se puede aplicar a mayor número de plantas y flores, además de ser un método muy práctico si se dispone de poco tiempo y espacio para la deshidratación; con la desventaja de que es uno de los más deficientes ya que se tienen considerables cambios en el tamaño, forma y color de la flor (tabla 1) (Miralles de Imperial, 1995).

El tiempo que necesitan las hojas y flores para secarse completamente depende de su densidad y tamaño, además de su contenido de humedad, de la temperatura y la cantidad de aire en movimiento en el lugar de secado. El proceso se completa normalmente en un período de cuatro a diez días. Se considera que los materiales están listos cuando están crujientes y tienen una consistencia como de papel (Sarret, 1992).

En el secado al aire libre se pueden distinguir diferentes modalidades basándose en la forma de colocar las flores que se van a secar, con el cuidado de que el aire circule con facilidad entre las flores y hojas, las más comunes son: colgados, secado en plano, verticales, sobre una cesta o una caja con un soporte alambrado en la parte superior (Miralles de Imperial, 1995).

Tratamientos Líquidos

Las soluciones preparadas con agua y otros compuestos químicos por lo general son absorbidos por los tallos y al secarse, el agua se evapora y el compuesto químico permanece en el interior del tejido (Miralles de Imperial, 1995).

Glicerina

La glicerina se usa como pretratamiento al secado por que evita los hongos y bacterias durante el proceso (Cormack y Carter, 1987). Las principales ventajas del uso de la glicerina es que permite mantener la flexibilidad y elasticidad del material ya seco, no se deforma y evita que se torne quebradizo; en cambio, tiene el inconveniente de alterar el color de las hojas adoptando un tono marrón (tabla 1). El material conservado con glicerina, es conveniente almacenarlo en lugares frescos y alejados de cualquier fuente de calor; los lugares húmedos son riesgosos debido a que el material puede enmohecerse (Miralles de Imperial, 1995).

El tiempo de permanencia en la solución es según la planta que se trate, y va de unos días hasta 3 semanas, habrá que ir comprobando desde el segundo día esto en el caso de el tratamiento de inmersión de tallos en la solución de glicerina, sin embargo, para la inmersión de hojas se requieren menos días para conseguir que las plantas estén flexibles (Miralles de Imperial, 1995).

Métodos de tratamiento con glicerina

1. Inmersión de los extremos de los tallos en la solución de glicerina: Se colocan los tallos de las plantas, en un recipiente que contenga unos 10 cm de alto de la solución de glicerina, y se introducen en la mezcla caliente, mientras se esta absorbiendo la glicerina colocar el material en un lugar oscuro y fresco.

2. Inmersión de las hojas en solución de glicerina: Se introducen las hojas de manera que queden totalmente cubiertas de la solución de glicerina, procurando que no floten, se dejan sumergidas durante varios días en dicha solución.

Secado químico con desecantes.

Las flores se recubren con productos que tengan la capacidad de absorber humedad de manera gradual. Estos pueden ser: Bórax, harina de maíz, arena fina y gel de sílice, este último es el desecante mejor y más utilizado, los resultados son excelentes, pero con la desventaja de ser el más costoso (tabla 1).

El tiempo de secado tarda de uno hasta cinco días en realizarse, depende de las flores y plantas de que se trate. Sin embargo, si se les deja demasiado tiempo en contacto con el desecante las flores pueden volverse frágiles y quebradizas (Hiller y Hilton, 1992). Además es un método con alto grado de riesgo, por lo que se debe tener cuidado en las proporciones, el tiempo, el tipo de producto a usar (no se puede generalizar un producto para todo tipo de flores), entre otras cosas, de no tomar esas consideraciones se pueden “quemar” las flores (Miralles de Imperial, 1995).

Prensado

Es el método más utilizado, que tiene por objetivo que las plantas entre hojas de papel pierdan agua al presionarse mientras se secan. Sin embargo, las flores preservadas por este método pierden su forma original (tabla 1), ya que quedan solo con dos dimensiones al secarse debido a la presión (Gaviño *et al.*, 1996)

El secado puede llevarse a cabo en varias formas. Por lo regular se deja la prensa en un lugar aireado y seco o bien directamente en una secadora de plantas (Laguereenne, 1972).

Los ejemplares tardan en secarse de una a dos semanas, se notan que están listos cuando al tacto están secos y rígidos. Pueden almacenarse en bolsas de plástico o entre capas de cartulina para evitar que se decoloren o marchiten al estar en contacto con el aire y deben colocarse en lugares frescos y secos para impedir que sean invadidas por mohos e insectos (Miralles de Imperial, 1995).

Desventajas de las técnicas tradicionales de preservación en plantas.

TÉCNICA	DESVENTAJAS EN LOS EJEMPLARES
Liofilización	Costo elevado
Secado en cámaras	Costo elevado.
Secado natural o al aire libre	Cambios en el tamaño, forma y color.
Tratamientos líquidos (glicerina)	Color alterado.
Secado químico con uso de desecantes	Quebradizas, costo elevado.
Prensado	Pierde su forma original.

Tabla 1. Se presentan las distintas técnicas de preservación en plantas utilizadas tradicionalmente con sus respectivas desventajas en su aplicación.

1.2.- Plastinación.

La técnica de plastinación, permite la preservación macroscópica de material biológico con fines de investigación y enseñanza. Su principio involucra la eliminación de toda el agua del tejido de los especímenes a través del uso de un agente deshidratante adecuado. Entonces, bajo condiciones de vacío, el espécimen se impregna con un polímero (silicón, resina epóxica, resina poliéster) el cual es endurecido posteriormente como consecuencia de la polimerización (Von Hagens *et al.*, 1987).

La técnica incluye cinco pasos, que de acuerdo al instituto de plastinación (Institute for Plastination 2006-2012) consisten en lo siguiente:

1.- Embalsamado y disección: El primer paso del proceso involucra detener la descomposición bombeando formalina al interior del cuerpo a través de las arterias. La formalina destruye todas las bacterias y detiene químicamente la descomposición de los tejidos. Utilizando instrumental de disección, se extraen la piel, tejidos grasos y conectivos.

2.- Extracción del agua y la grasa corporal: En el segundo paso, el agua y las grasas solubles del cuerpo se disuelven introduciéndolo en un baño de disolvente por ejemplo, un baño de acetona.

3.- Impregnación forzada: Es el paso clave en el proceso. Durante la impregnación forzada, un polímero, como puede ser la silicona o poliéster, reemplaza a la acetona. Para lograr esto, el espécimen se sumerge en una solución del polímero y luego se introduce en una cámara de vacío. El vacío extrae la acetona del espécimen y ayuda a que el polímero penetre hasta en la última célula.

4.- Posicionamiento: Tras la impregnación forzada, se posiciona el cuerpo de la manera deseada. Cada estructura anatómica se alinea adecuadamente y a continuación se fija mediante la ayuda de cables, agujas, mordazas y bloques de espuma.

5.- Curado (endurecimiento): En el paso final, el espécimen se somete al proceso de endurecimiento. Según el polímero empleado, esto se lleva a cabo mediante la acción de gases, la luz o el calor. La plastinación de un cuerpo entero requiere aproximadamente 1500 horas de trabajo y habitualmente tarda un año acabar el proceso.

La plastinación puede ser usada en todo tipo de material biológico normal o patológico, debido a que los especímenes resultantes poseen una estructura muy precisa. Es posible plastinar a los organismos enteros, solos órganos o cualquier combinación que pueda disecarse, por ejemplo un sistema completo de órganos como aquéllos involucrados en la digestión, excreción y reproducción (Douglass y Glover, 2003).

Las ventajas que ofrece la plastinación es la preparación de especímenes muy realistas debido a que preservan, tamaño, forma, volumen, textura y color lo más cercano a lo natural. Además las piezas preservadas con este método resultan ser secos, inodoros, no son tóxicos y tienen larga duración (Von Hagens *et al.*, 1987). Sin necesidad de mantenimiento y pueden almacenarse en bolsas de plástico cuando no estén en uso (Guillen, 1992).

Estas características permiten la oportunidad de manipular a los especímenes sin el uso de equipo protector por parte de los maestros y estudiantes (Grondin, 1998). A pesar de ser un procedimiento costoso y que puede considerarse que consume mucho tiempo es un método que vale la pena porque los especímenes son permanentes (O' Sullivan y Mithell, 1995). Así, el costo inicial de compra del material para plastinación podrá verse a través de los años como una excelente inversión ya que no se tendrá que estar invirtiendo tiempo, ni dinero constantemente como sucede con las técnicas de preservación convencionales (Douglass y Glover, 2003).

1.3.- Características de Lili.

Origen del nombre

El termino "*Lilium*" deriva de la palabra céltica "li" que significa "Blancura" aunque esto se aplica específicamente al *Lilium candidum* aun cuando el más conocido es el *Lilium Longiflorum* ambas especies son de color blanco lustroso (Porcayo, 1993).

Distribución

El *Lilium* posee una distribución cosmopolita, aunque algunos de sus grupos más pequeños presentan una distribución limitada a áreas definidas (Heywood, 1985).

Uso

El uso principal del *Lilium* es económico se encuentra dentro del campo hortícola, debido a su gran belleza (Heywood, 1985).

Taxonomía y Morfología

La Lili (figura 1) pertenece a la familia de las Liliáceas, género *Lilium*. Se trata de una planta herbácea perenne que se desarrolla a partir de un bulbo escamoso, carente de túnica y esta formado por hojas modificadas que se agrupan en un disco basal o tallo modificado. Estas hojas son gruesas, generalmente de color blanco y de forma triangular, cuya función es almacenar sustancias de reserva para iniciar el crecimiento vegetativo (Bañon *et al.*, 1993).

Por encima del bulbo pero ya en el tallo se forman las raíces de tallo llamadas raigambre que son las que absorben agua y nutrientes para la planta (Porcayo, 1993).

El tallo es cilíndrico y herbáceo, su longitud varía de acuerdo a la especie y a la variedad (Porcayo, 1993).

Las hojas, son lanceoladas u oval-lanceoladas, de dimensiones variables (10 a 15 cm de largo y ancho de 1 a 3 cm), sésiles o mínimamente pecioladas, paralelinervias en el sentido de su eje longitudinal y de color generalmente verde intenso (Bañon *et al.*, 1993).

Las flores se sitúan en el extremo del tallo; sus sépalos y pétalos se encuentran desplegados o curvados dando a la flor apariencia de trompeta. Se disponen solitarias o agrupadas en inflorescencias (racimos o corimbos), mostrándose erguidas o péndulas (Bañon *et al.*, 1993). El color varía en una gama que va del blanco, blanco crema, amarillo, anaranjado, rosa y algunas combinaciones de éstos en la misma flor (Porcayo, 1993).



Figura 1. Lili (*Lilium* sp.).

1.4.- Características de Gladiola.

Origen del nombre

La palabra gladiolo proviene de la raíz griega "*Gladiolus*" que significa "sable" o "espada", que hace referencia a la forma de la hoja que es lanceolada (termina en punta). También se conoce con diversos nombres como: Espada, Palma, Estoque, Pluma de sta. Rita, Cresta de gallo, etc. (Mares, 1994).

Distribución

El genero *Gladiolus* esta representado por 180 especies. Se encuentra en toda África y el área del Mediterráneo, con la mayor concentración en África del Sur (Larson, 1992).

Uso

Su uso es como planta ornamental de interior y jardinería, habiéndose producido gran cantidad de cultivares e híbridos. No obstante, el principal uso del gladiolo es en la industria de la floricultura, para la producción de flor cortada (Heywood, 1985).

Taxonomía y Morfología

Los Gladiolos (figura 2) pertenecen a la familia Iridaceae, genero *Gladiolus* (Larson, 1992). Son Plantas herbáceas que se desarrolla a partir tallo subterráneo llamado cormo. La estructura del cormo consiste en tejido de reserva formado por células parenquimatosas (tejidos de nutrición). Envuelven al cormo la base de las hojas secas o brácteas que persisten en cada uno de los nudos, cubierta que es conocida con el nombre de túnica que lo protege de lesiones y de la perdida de agua (Mares, 1994).

Las hojas son alargadas, paralelinervas, lanceoladas y están recubiertas de una cutícula cerosa. Las hojas inferiores están reducidas a vainas y las superiores son lineales a estrechamente lanceoladas. Todas las hojas salen de la base y varían de 1 a 12 (Vidalie, 2001).

La inflorescencia es una espiga larga con 12-20 flores. Las flores son bisexuales, sésiles, cada una rodeada de una bráctea y una bractéola. Perianto simétrico bilateral con seis lóbulos algo desiguales. Androceo con tres estambres naciendo en el tubo del perianto y estilo trifido en el ápice. En cuanto al color ofrecen una gran diversidad, excepto azul, aunque algunos de los tonos violeta aparecen casi azules bajo la luz tenue (Larson, 1992).



Figura 2. Gladiola (*Gladiolus* sp).

2.- ANTECEDENTES

La técnica de plastinación fue desarrollada en 1978 por el Dr. Gunter Von Hagens de la universidad de Heidelberg Alemania, se basa en la impregnación con polímeros sintéticos, la cual permite un mejor manejo de los organismos, tanto para la enseñanza como para estudios anatómicos. El primer artículo describiendo este revolucionario método fue publicado por el propio von Hagens en 1979. (Von Hagen, 1979; Bickley *et al.*, 1981; Kramer y Von Hagen, 1983; Von Hagen, *et al.*, 1987). La técnica se extendió a través de los laboratorios de instrucción de anatomía humana y veterinaria, primero en Europa y América del Norte y en la actualidad se usa en más de 250 universidades y colegios alrededor del mundo. La "International Conference on Plastination" fue llevada a cabo en abril de 1982 en San Antonio, Texas. En abril de 1986, los participantes a la "3rd International Conference on Plastination" crearon la "International Society for Plastination". En enero de 1987, se inicio la publicación del "Journal of the International Society for Plastination". En julio de 1996, participantes de 20 países se reunieron en la Universidad de Queensland, Australia para asistir a la "8th International Conference on Plastination" (Bickley *et al.*, 1987).

La Técnica de plastinación ha tenido un gran éxito en la preservación de cadáveres y estudios patológicos (Cooper, *et al.*, 1987; Muller, *et al.*, 1989). Este proceso esta respaldado por varias patentes como son: US patents 4205059, 4244492 y otras.

En América latina se están comenzando hacer estudios para llevar a cabo la plastinación de especímenes, y el primer laboratorio que comenzó a realizar preparaciones de este tipo fue el del departamento de plastinación y museografía médica de la facultad de medicina veterinaria y zootecnia de la UNAM (Guillén, 1992).

En el laboratorio de Anatomía Animal Comparada de la Unidad de Morfología y Función (UMF) de la FES Iztacala, UNAM, se ha investigado formas alternativas para plastinar especímenes completos y órganos utilizando las resinas poliéster MC-40 de fabricación nacional, en donde se ha demostrado su potencial al aplicarse en; corazones de cerdo (Gersenowies y Gonzales, 1993); elasmobranquios (Macias, 1998); Reptiles (Hernandez, 2006); y Peces óseos (Ortiz, 2006). En el caso de las plantas los trabajos realizados son escasos y entre estos se encuentran:

Castellanos y colaboradores (2002), evaluaron la aplicación de la técnica de plastinación, en la preservación de estructuras macroscópicas y microscópicas de la hoja y flor de la *Rosa gallica L.* Así como también determinaron si el tejido, una vez plastinado, es susceptible de ser teñido con colorantes propios de la técnica histológica de parafina. Los resultados obtenidos a nivel microscópico demostraron que la plastinación permite la preservación de sus estructuras, en cuanto a la tinciones realizadas al tejido resultaron adecuadas para la plastinación, para las variables a nivel macroscópico el espécimen se preservó seco, con volumen y formas naturales.

Calderón (2010), evaluó el proceso de plastinación en *Echinocactus grusonii* Hildmann, Monats (Cactaceae), comparando este proceso con la técnica de prensado y tomando como indicador la alteración morfológica del organismo. Los resultados obtenidos mostraron que los organismos plastinados preservaron sus características de origen, son secos, resistentes, durables, no tóxicos y con una alteración morfológica mínima, lo contrario al secado, que altera morfológicamente al organismo, preservando pocas estructuras originales.

3.- JUSTIFICACIÓN

La preservación y mantenimiento de material biológico ha llevado a la búsqueda de técnicas diferentes a las convencionales, con el objetivo de disponer de organismos con mayor durabilidad preservando sus características anatómicas de forma estética y realista. Una de estas técnicas es la plastinación que generalmente se utiliza para la preservación de estructuras macroscópicas en tejido animal y hasta el momento solo se ha aplicado en escasas especies vegetales, por lo que es importante su evaluación ante la necesidad de adaptar otras técnicas alternativas de preservación tanto en estructuras macroscópicas como microscópicas, con el objetivo de que tengan una larga duración y sufran las menores alteraciones posibles y así poder tenerlas en el mejor estado como referencia en colecciones, lo que significará un valioso instrumento para la educación, la investigación científica y la conservación de la diversidad florística Mexicana.

4.- OBJETIVOS

Objetivo general.

Aplicar y Evaluar la técnica de plastinación con resina poliéster MC-40 en Lilis (*Lilium* sp) y Gladiolas (*Gladiolus* sp).

Objetivos particulares.

- Aplicar la técnica de plastinación en Lilis (*Lilium* sp) y Gladiolas (*Gladiolus* sp) basada en la metodología de Gersenowies y Sánchez (2004).
- Evaluar la técnica de plastinación comparando la preservación de caracteres macroscópicos de Lilis (*Lilium* sp) y Gladiolas (*Gladiolus* sp) con respecto a la técnica de prensado.
- Describir y comparar los cortes histológicos provenientes de la técnica de plastinación en relación con los cortes en natural.

5.- MATERIAL Y MÉTODO

1.- Obtención del material biológico: Se obtuvieron 20 Lilis (figura 3) (10 anaranjados y 10 blancas) y 20 Gladiolas (figura 4) (10 blancas y 10 rojas) en centros de distribución comercial, posteriormente se les corto el tallo dejando 7cm de longitud, para poder manipularlas.



Figura 3: Lili (*Lilium* sp)



Figura 4: Gladiola (*Gladiolus* sp)

2.- División de los organismos: Se separaron los ejemplares en 2 grupos de 10 Lilis y 10 Gladiolas escogidas al azar.

3.- Medición: La medición de las variables de estudio se realizó en dos etapas la primera antes de someter a los ejemplares a los tratamientos y la segunda que fue al término de los mismos. Las muestras que fueron medidas, se marcaron con hilo para su posterior reconocimiento de nuevas mediciones al final de los procesos.

3.1.- Variables de estudio

3.1.1.- Variables cuantitativas

- **Forma**

Se evaluó tomando las medidas morfométricas longitud y diámetro de cada ejemplar antes y después de los tratamientos (figuras 5 y 6). La longitud se determinó desde la base del tallo hasta donde se inserta la última flor con la ayuda de una cinta métrica en centímetros (cm) y para el diámetro de la flor abierta y cerrada se midió la flor inmediata inferior con un vernier en milímetros (mm).

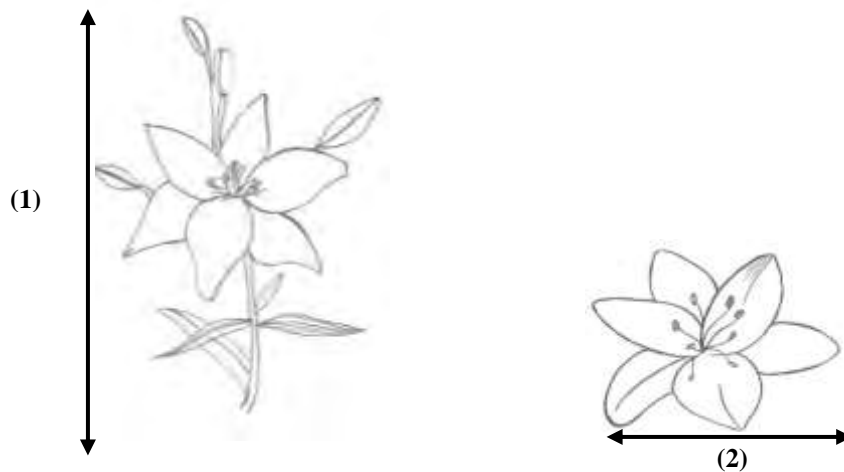


Figura 5. Dibujo esquemático de las medidas morfométricas de Lili (*Lilium* sp) 1, longitud; 2, diámetro.

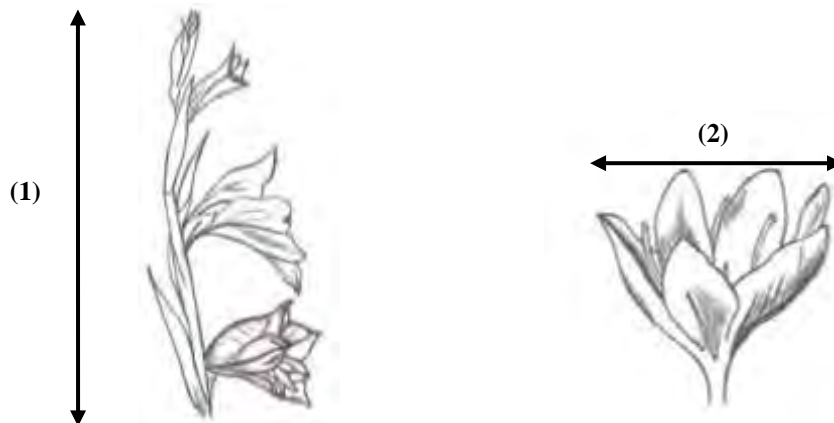


Figura 6. Dibujo esquemático de las medidas morfométricas de Gladiola (*Gladiolus* sp) 1, longitud; 2, diámetro.

- **Color**

Se realizaron 3 mediciones en el haz de pétalos y hojas, antes y después de los tratamientos, mediante un espectrofotómetro de esfera (X-RITE SP-62), el cual proporciona la lectura de los parámetros L, C, H.

3.1.2.- Variables cualitativas

- **Apariencia**

Se evaluó de forma visual, antes y después de los tratamientos dándoles una calificación en un rango de valores del 1 al 9 de acuerdo a la escala fijada por Orduño (1995), la cual se indica a continuación.

Tabla 2. Escala fijada por Orduño (1995), para determinar apariencia.

Escala	Definición
1	Muy buena
3	Buena
5	Regular
7	Mala
9	Muy mala

4.- Grupo 1; Los ejemplares se preservaron con la técnica de plastinación propuesta por Gersenowies y Sánchez (2004), la cual consistió en los siguientes pasos:

a) Deshidratación: Los ejemplares fueron sumergidos en acetona al 100% a -20°C durante 1 mes (figura 7) ya que el agua que contienen debe ser remplazada para permitir posteriormente que el polímero impregne al ejemplar.



Figura 7. Deshidratación de las flores en acetona al 100% a -20°C .

b) Impregnación: Se realizó gradualmente con los ejemplares saturados en acetona, sumergiéndolos en un baño de resina poliéster cristal MC-40, en dos fases:

Fase 1. Los ejemplares se sumergieron por un periodo de 2 meses en una solución de resina poliéster cristal MC-40 y acetona en una proporción 1:1 a -20°C (figura 8).



Figura 8. Flores sumergidas en la solución de resina-acetona 1:1.

Fase 2. Los ejemplares fueron transferidos a resina poliéster cristal MC-40 al 100% a temperatura ambiente, por un mes (figura 9).



Figura 9. Flores sumergidas en resina 100%.

c) Polimerización o Curado: Los ejemplares se enjuagaron en una solución de catalizador K-2000 (peróxido de metil etil cetona) y acetona en una proporción 1:1 (figura 10), para remover el exceso de resina e inducir su polimerización endureciendo los tejidos del organismo.



Figura 10.-Enjuagado de las flores.

d) Recubrimiento: Los ejemplares ya curados fueron recubiertos con una capa fina de esmalte acrílico transparente de la marca Comex para una mejor preservación y se dejaron secar durante una semana a temperatura ambiente.

5.- Grupo 2; Los ejemplares se preservaron con la técnica de prensado, según Katinas (2001), que consistió en lo siguiente:

a) Se colocó a cada uno de los ejemplares entre dos hojas de papel periódico e intercalando papel secante y cartón corrugado, se continuó con esta operación hasta terminar de apilar a todos los ejemplares.

b) Posteriormente se colocó la pila de plantas dentro de una prensa de madera, la cual se ajustó con dos correas resistentes.

c) Finalmente la prensa fue llevada a una secadora para la deshidratación de los ejemplares (figura 11). Se volteó una vez por día para un secado uniforme del material y tanto el periódico como el papel absorbente se cambiaron cada tercer día. El secado llevó de 4 a 5 días.



Figura 11. Secado de los ejemplares.

6.- Análisis estadísticos: Los datos obtenidos se procesaron mediante el programa Statistica Versión 8 y se realizó un análisis de varianza (ANOVA) de dos factores para la forma, para el “color” fue analizado mediante la prueba estadística Kruskal-Wallis, el cual consideró únicamente el parámetro Tono o (*hue*) y para apariencia el análisis estadístico se llevó a cabo a través de una prueba de homogeneidad de frecuencias por medio del estadístico χ^2 para una tabla de contingencia del método contra la escala propuesta por Orduño (1995).

7.- Histología

a) Se realizaron cortes histológicos a mano con la ayuda de una hoja de afeitar deslizándola de manera transversal en hoja, tallo y ovario de Lili y Gladiola en natural y plastinadas.

b) Para las secciones plastinadas se desplastificaron con acetona al 100% y posteriormente se rehidrataron con un tren de alcohol etílico a concentraciones descendentes: 100%, 95%, 90%, 80%, 70% y H₂O, por un tiempo de 1 minuto en cada cambio.

c) Se colocaron los cortes sobre una lámina portaobjetos y como medio de montaje se utilizó gelatina glicerinada con colorante azul de toluidina, posteriormente se cubrió con una lámina cubreobjetos y se dejó secar.

d) Los cortes obtenidos fueron analizados con un microscopio óptico (Carl Zeiss) a 4x y 10x y fotografiadas con el organizador de imágenes N15-Element BR 233 (Nikon corporation 1991-2006).

e) Finalmente se realizaron esquemas de las secciones plastinadas mediante una cámara clara (Nikon SM 2800).

6.- RESULTADOS

6.1.- Materiales Obtenidos

Se obtuvieron 6 Lilis y 10 Gladiolas plastinadas completas y 4 Gladiolas y 4 Lilis prensadas completas, comparándose con respecto al ejemplar natural (figura 12).

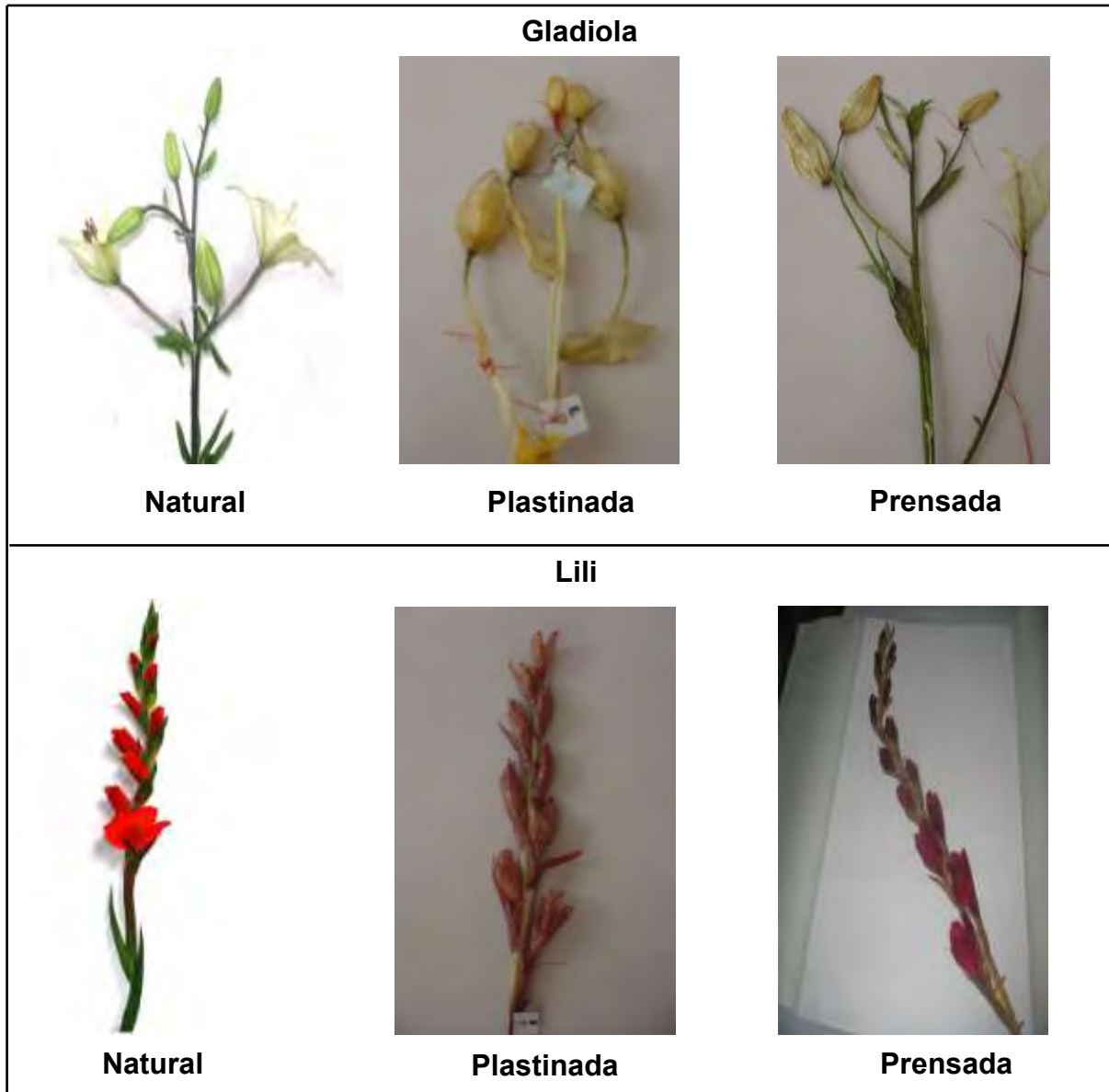


Figura 12. Lili (*Lilium* sp) y Gladiola (*Gladiolus* sp) en natural, plastinadas y prensadas.

6.2.- Variables Cuantitativas.

6.2.1. - Forma

6.2.1.1.- Longitud

Resultados del análisis de varianza (ANOVA) de dos factores

El análisis de varianza muestra que para la longitud hubo diferencias estadísticamente significativas en el factor método ($F=6.42$; $p=0.0053$) y en la interacción especie–método ($F=6.13$; $p=0.0065$) (tabla 3). De la prueba LSD para el factor método se observa que no existieron diferencias en la longitud entre las flores naturales $\bar{Y}=6.1875$ y prensadas $\bar{Y}=6.1875$, pero al compararse con las flores plastinadas se observa que en promedio estas presentaron una reducción con una $\bar{Y}=3.91$ (tabla 4). En la interacción la prueba de LSD muestra que la mejor combinación fue Gladiola plastinada ya que en promedio presentó una menor modificación con una $\bar{Y}=2.62$ (tabla 5).

FACTOR	F	p
"ESPECIES"	4.0157	0.055602
"METODO"	6.4268	0.005396
"INTERACCION"	6.1384	0.006554

Tabla 3: Prueba univariada de significancia para Var4 parametrización sigma restringida descomposición hipótesis eficaz

METODO:

	METODO	{1} 3.9187	{2} 6.1875	{3} 6.1875
1	PLASTINACIÓN		0.001078	0.001078
2	NATURAL	0.001078		1.000000
3	PRENSADO	0.001078	1.000000	

Tabla 4: Prueba LSD; Var4 variable Probabilidades de pruebas post hoc de error: Entre MS=2.0300, df=26.000

INTERACCIÓN:

	ESPECIE	METODO	{1} 2.6200	{2} 6.2500	{3} 6.2500	{4} 6.0833	{5} 6.1250	{6} 6.1250
1	GLADIOLA	PLASTINACIÓN		0.000209	0.000209	0.000073	0.000309	0.000309
2	GLADIOLA	NATURAL	0.000209		1.000000	0.857599	0.902211	0.902211
3	GLADIOLA	PRENSADO	0.000209	1.000000		0.857599	0.902211	0.902211
4	LILI	PLASTINACIÓN	0.000073	0.857599	0.857599		0.964210	0.964h210
5	LILI	NATURAL	0.000309	0.902211	0.902211	0.964210		1.000000
6	LILI	PRENSADO	0.000309	0.902211	0.902211	0.964210	1.000000	

Tabla 5: Prueba LSD; Var4 variable. Probabilidades de pruebas post Hoc de error: entre MS=2.0300, df=26.000

6.2.1.2.- Diámetro (Flor abierta)

En el análisis de varianza se observa que para el diámetro de la flor abierta hubo diferencias estadísticamente significativas tanto en el factor especies ($F=30.51$; $p=0.00008$) como en el factor método ($F=6.58$; $p=0.004852$) (tabla 6). De la prueba de LSD para el factor especie arrojó que la Gladiola en promedio presentó una menor modificación en el diámetro con una $\bar{Y}=23.4$ (tabla 7). En el factor método la prueba de LSD muestra que hay un aumento en el diámetro de las flores en el método de prensado $\bar{Y}=38.056$ que con la plastinación $\bar{Y}=25.000$ (tabla 8).

FACTOR	F	p
"ESPECIES"	30.5100	0.000008
"METODO"	6.5861	0.004852
"INTERACCION"	0.2463	0.783491

Tabla 6: Prueba Univariada de significancia para Var5 Parametrización Sigma restringida descomposición hipótesis eficaz.

ESPECIE

	ESPECIE	{1} 23.425	{2} 39.736
1	GLADIOLA		0.000002
2	LILI	0.000002	

Tabla 7: Prueba LSD; Var5 variable. Probabilidades de pruebas Post Hoc de error: Entre $MS=56.980$, $df=26.000$

METODO

	METODO	{1} 25.000	{2} 34.188	{3} 38.056
1	PLASTINACION		0.009268	0.000474
2	NATURAL	0.009268		0.314787
3	PRENSADO	0.000474	0.314787	

Tabla 8: Prueba LSD; Var5 variable. Probabilidades de pruebas Post Hoc de error: Entre $MS=56.980$, $df=26.000$

6.2.1.3.- Diámetro (Flor cerrada).

El análisis de varianza indica que para el diámetro de la flor cerrada hubo diferencias estadísticamente significativas en el factor especie ($F=4.68$; $p=0.0397$) y en el factor método ($F=3.49$; $p=0.0454$) (tabla 9). De la prueba de LSD para el factor especie se observa que Gladiola en promedio mostró la menor variación con una $\bar{Y}=12.60$ (tabla 10). En cuanto al factor método la prueba de LSD indica que hubo un aumento del diámetro en el prensado $\bar{Y}=17.83$ que con la plastinación $\bar{Y}=12.60$ (tabla 11).

FACTOR	F	p
"ESPECIES"	4.6896	0.039703
"METODO"	3.4902	0.045427
"INTERACCION"	0.2249	0.800128

Tabla 9: Prueba Univariada de significancia para Var6 parametrización Sigma restringida descomposición hipótesis eficaz

ESPECIE

	ESPECIE	{1} 12.603	{2} 16.468
1	GLADIOLA		0.014532
2	LILI	0.014532	

Tabla 10: Prueba LSD; Var6 variable. Probabilidades de pruebas Post Hoc de error: Entre MS=17.156, df=26.000

METODO

	METODO	{1} 12.600	{2} 14.137	{3} 17.837
1	PLASTINACION		0.399142	0.007137
2	NATURAL	0.399142		0.085672
3	PRENSADO	0.007137	0.085672	

Tabla 11: Prueba LSD; Var6 variable Probabilidades de pruebas Post Hoc de error: Entre MS=17.156, df=26.000

Para ver el seguimiento del análisis de varianza (ANOVA) de dos factores ver anexo 1.

6.2.2.- Color

La prueba de Kruskal–Wallis para la variable color (tabla 12), indica que existieron diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$) para el tono en los métodos. En Lili (anaranjada) y Gladiola (blanca) se presentó una disminución en el tono de pétalos y hojas en la condición natural-plastinado. En Lili (blanca) y Gladiola (roja) muestran una disminución en el tono de pétalos y hojas en la condición natural–prensado. Sin embargo, entre las técnicas no existieron diferencias estadísticamente significativas.

Tabla 12: Prueba de Kruskal-Wallis para el variable color (hue) en Lili (*Lilium* sp) y Gladiola (*Gladiolus* sp).

Especie	Color	Órgano	Parámetro	Kruskal-Wallis	Natural / Plastinación	Natural / Prensado	Plastinación / Prensado
Lili	Anaranjada	Pétalo	H	K=11.31 p=0.0035	*	NS	NS
		Hoja	H	K=11.36 p=0.0034	*	NS	NS
Lili	Blanca	Pétalo	H	K=8.72 p=0.0127	NS	*	NS
		Hoja	H	K=8.80 p=0.0122	NS	*	NS
Gladiola	Blanca	Pétalo	H	K=7.63 p=0.0220	*	NS	NS
		Hoja	H	K=8.72 p=0.0127	*	NS	NS
Gladiola	Roja	Pétalo	H	K=6.012 p=0.0495	NS	*	NS
		Hoja	H	K=8.72 p=0.0127	NS	*	NS

* = significativo al 0.05; NS= no significativo; H= (tono)

Para ver el seguimiento del análisis estadístico de Kruskal-Wallis ver anexo 2.

6.3.- Variables Cualitativas.

6.3.1.- Apariencia

Al comparar la apariencia en Gladiola, la prueba de χ^2 ($\chi^2= 28.0721202$ $p<0.05$) nos indica que depende del método, así se observa que el 100% de las Gladiolas plastinadas poseen una apariencia muy buena, en cambio, cuando son prensadas el 100% presenta una apariencia buena (tabla 13). En cuanto a Lili la prueba de χ^2 ($\chi^2= 28.0952381$ $p<0.05$) muestra que de igual forma esta depende del método, donde las Lilis plastinadas presentaron un 16.67% con una apariencia buena, mientras que el 83.3 % son de apariencia regular. Sin embargo, las Lilis prensadas muestran que el 50% son de apariencia regular y el otro 50% resulta ser de apariencia mala (tabla 14).

ESPECIE	MÉTODO	1 (Muy buena)	3 (buena)	5 (Regular)	7 (Mala)
Gladiola	Natural	100%			
	Plastinado	100%			
	Prensado		100%		

$$\chi^2 = 28.0721202 > 5.99$$

Tabla 13: Prueba de χ^2 para la variable apariencia en Gladiola (*Gladiolus* sp)

ESPECIE	MÉTODO	1 (Muy buena)	3 (buena)	5 (Regular)	7 (Mala)
Lili	Natural	100%			
	Plastinado	100%	16.67%	83.33%	
	Prensado			50%	50%

$$\chi^2 = 28.0952381 > 12.59$$

Tabla 14: Prueba de χ^2 para la variable apariencia en Lili (*Lilium* sp)

Para ver el seguimiento del análisis estadístico ver Anexo 3.

6.4.- Comparación Microscópica Natural Vs Plastinación

6.4.1.- Cortes en natural de Lili

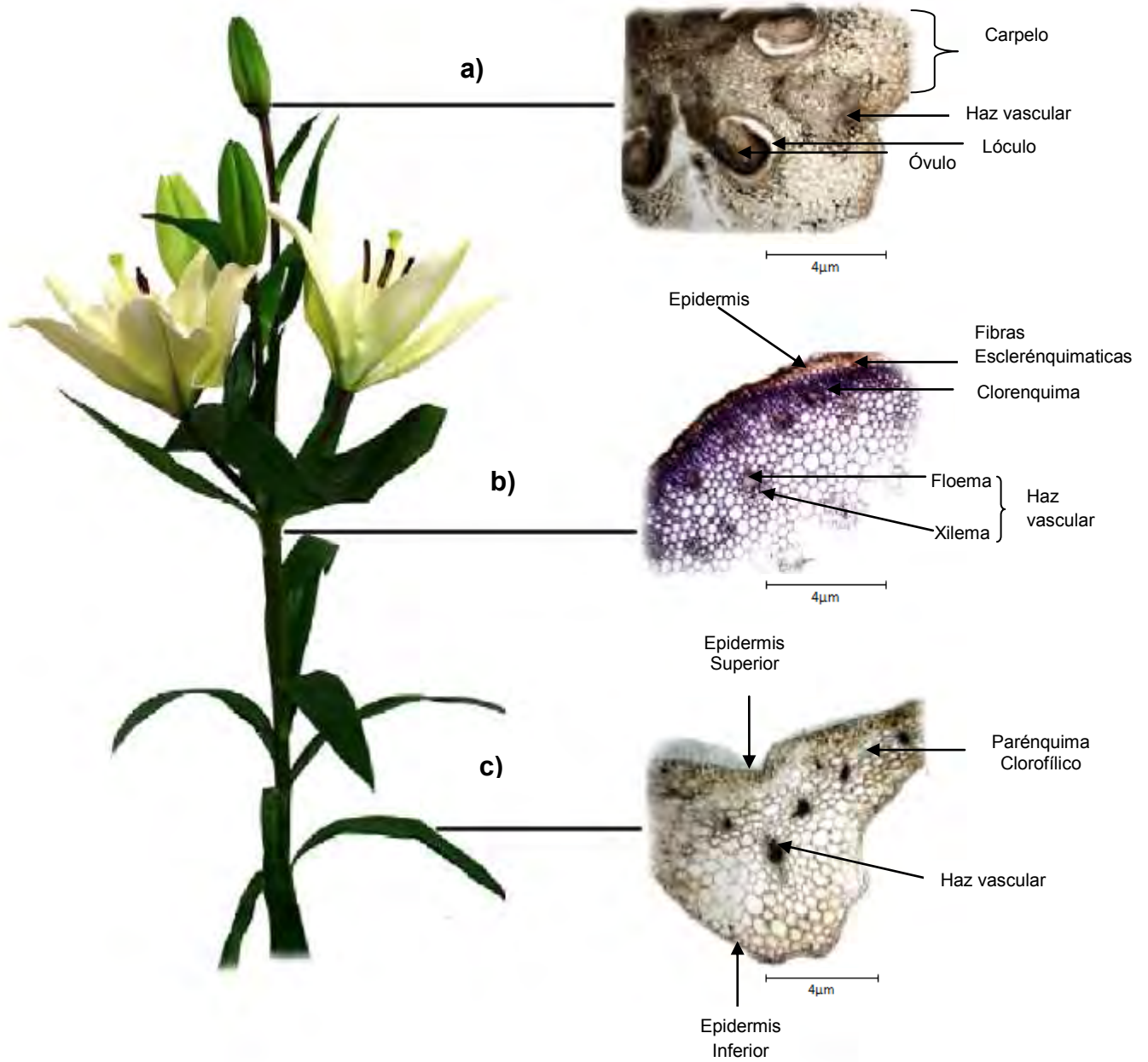


Figura 13: *Lilium* (Lili). Liliaceae; secciones transversales en condición natural de: a) Ovario 4X;

b) Tallo 4X; c) Hoja 4X.

6.4.2. - Cortes plastinados de Lili

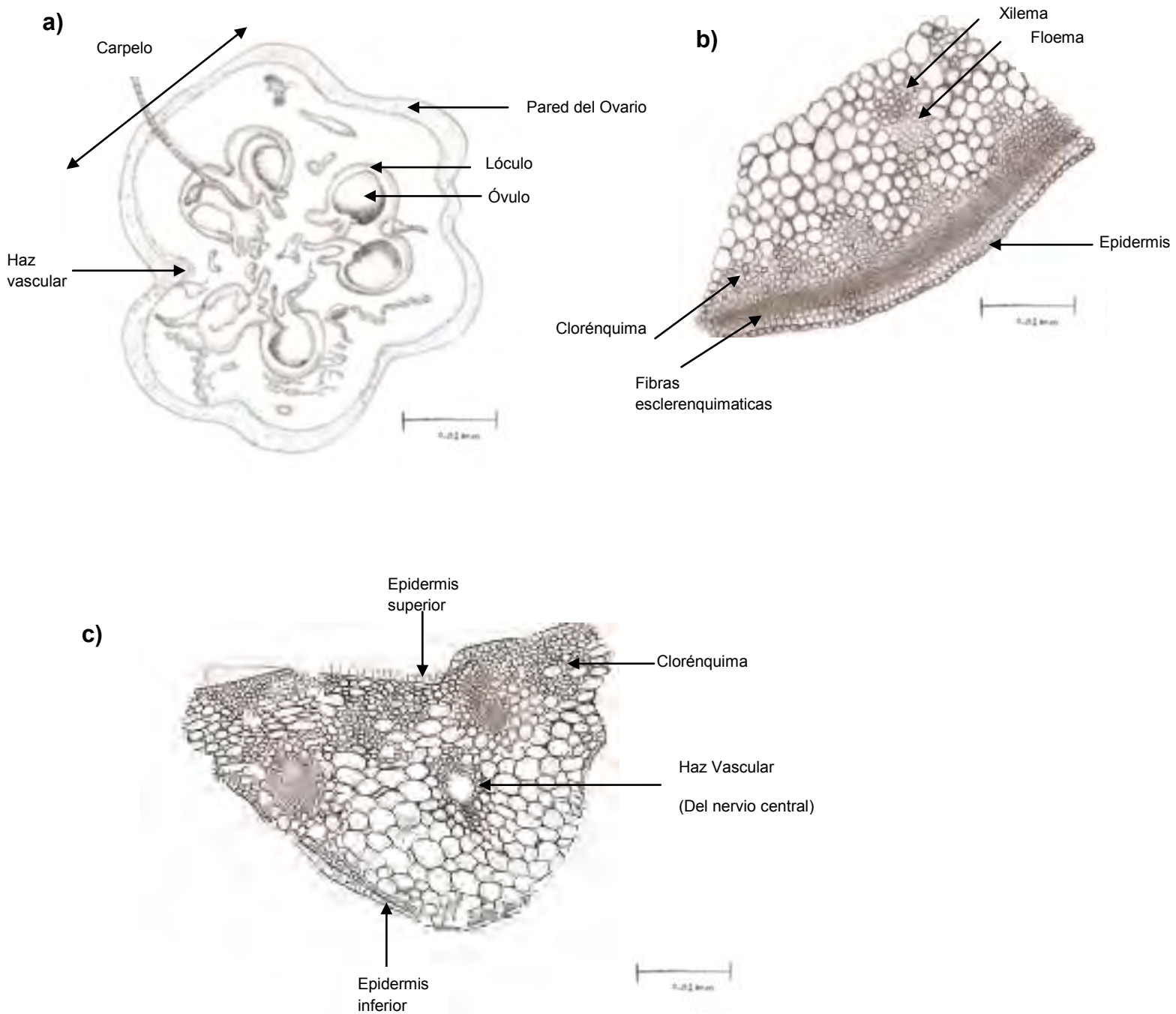


Figura 14: *Lilium* (Lili). Liliaceae; representación esquemática de secciones transversales procesadas con la técnica de plastinación: a) Ovario; b) Tallo; c) Hoja.

6.4.3.- Observaciones Generales (figura 13 y 14):

Al examinar los cortes histológicos, fue posible distinguir los siguientes tejidos:

a).- Ovario en donde se aprecia la pared y los óvulos o rudimentos seminales dentro de cada lóculo. Son visibles igualmente los haces vasculares presentes en las tres hojas carpelares.

b).- Tallo en el que se puede observar la epidermis, por debajo de esta se encuentra una banda de fibras de esclerenquima, enseguida se muestra tejido de asimilación constituido por células de parénquima con cloroplastos (clorénquima) y el cilindro vascular constituido por los haces vasculares que se distribuyen de manera dispersa en los que se aprecia el floema dirigido hacia el exterior y el xilema hacia el interior.

c).- Hoja donde se puede distinguir la epidermis con células alargadas, por debajo se encuentra parénquima clorofílico que aparece entre la epidermis superior y la inferior y en la porción central el xilema y el floema que constituyen el haz vascular del nervio central.

6.4.4.- Cortes en natural de Gladiola

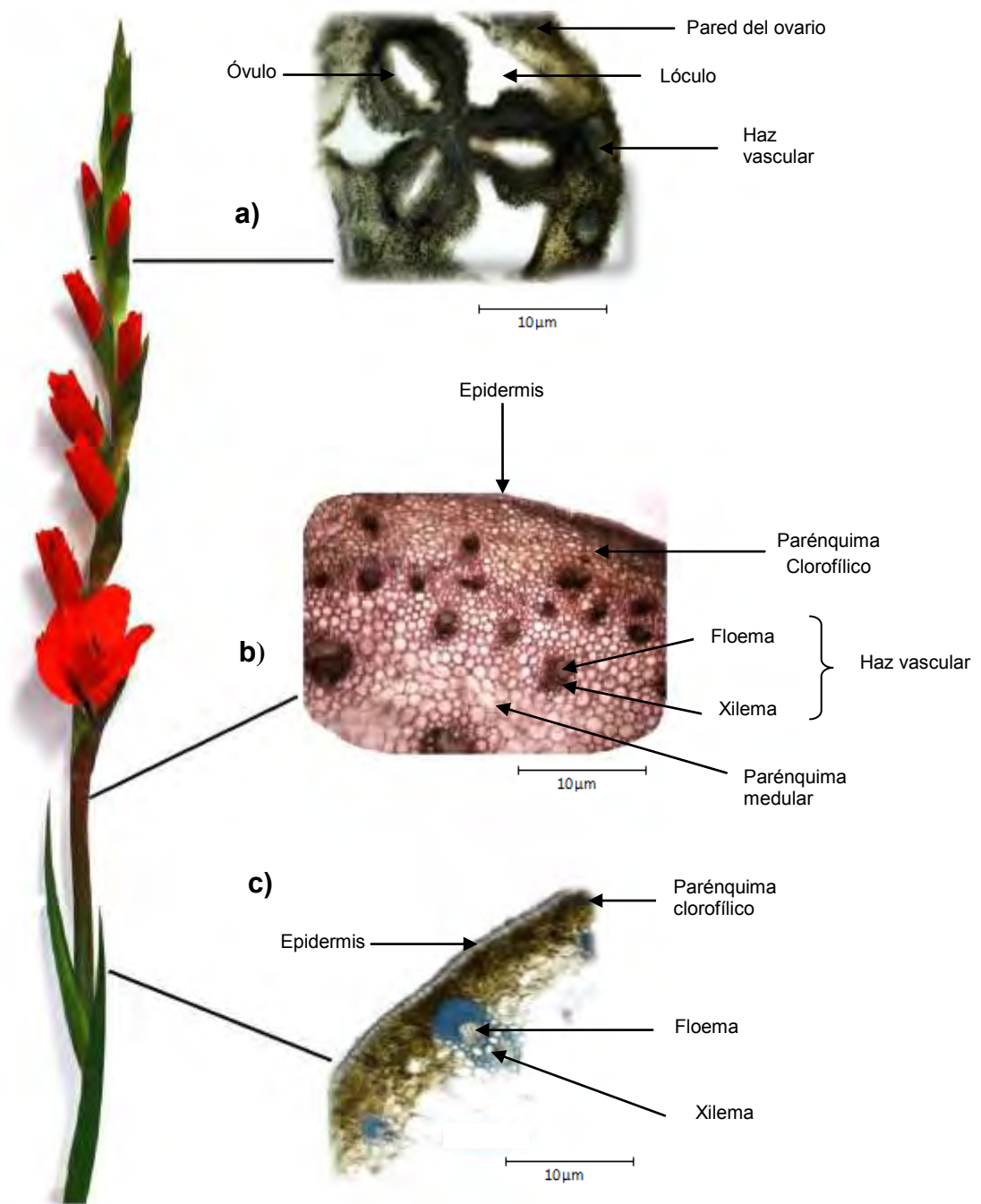


Figura 15: *Gladiolus* sp (Gladiola). Iridaceae; secciones transversales en condición natural de:

a) Ovario 10X; b) Tallo 10X; c) Hoja 10X.

6.4.5.- Cortes plastinados de Gladiola

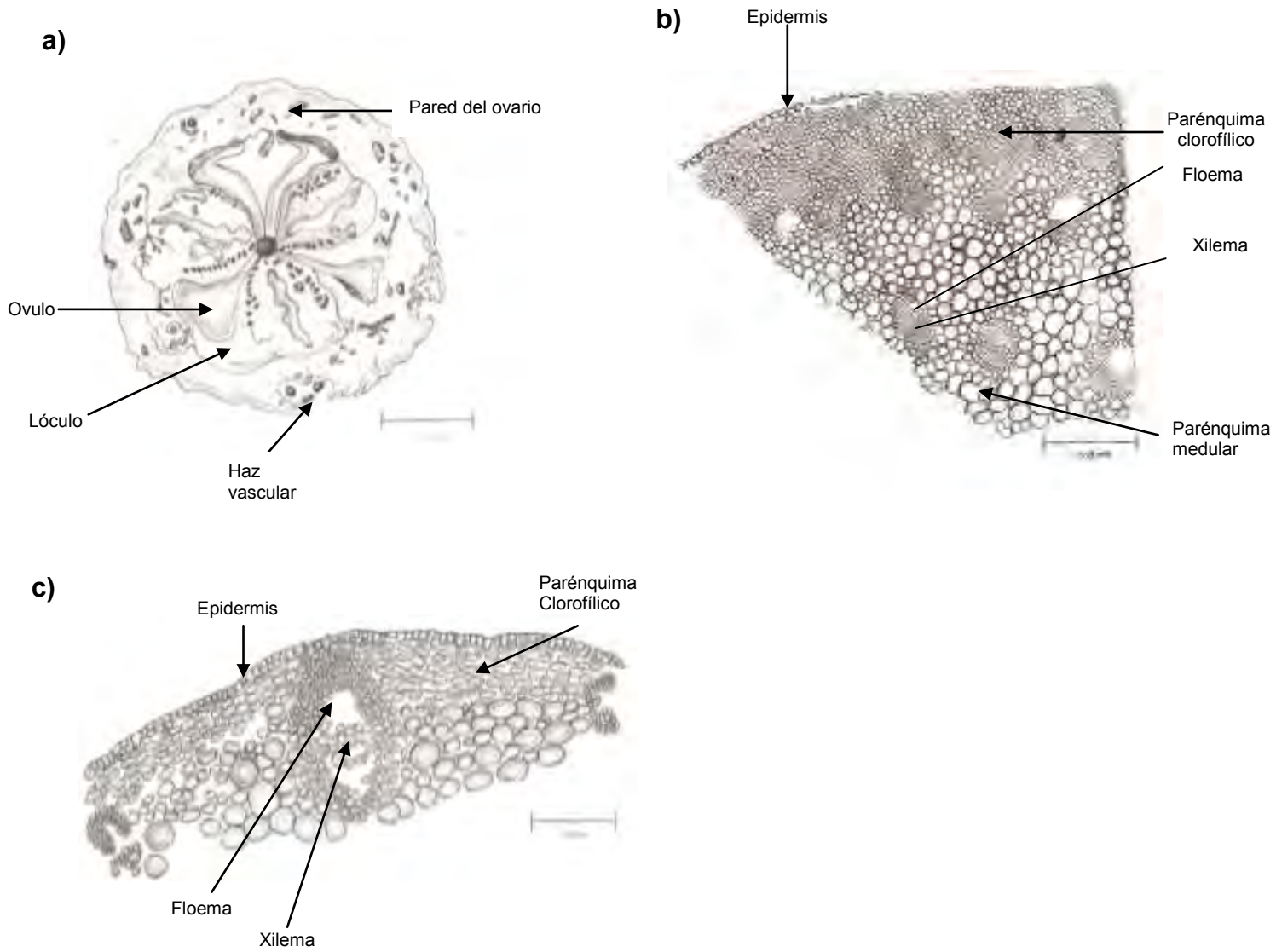


Figura 16: *Gladiolus* sp (Gladiola). Iridaceae; representación esquemática de secciones transversales procesadas con la técnica de plastinación; a) Ovario; b) Tallo; c) Hoja.

6.4.6.- Observaciones Generales (figura 15 y 16):

Al examinar los cortes histológicos, fue posible distinguir los siguientes tejidos:

a).- Ovario donde se observa la pared, los óvulos en cada lóculo y los haces vasculares en cada carpelo.

b).- Tallo en el que se distingue una epidermis de un solo estrato, inmediatamente después se puede ver el parénquima clorofílico, hacia el interior se aprecian con claridad los haces vasculares distribuidos de manera dispersa, donde se aprecia el xilema dirigido hacia el interior (centro del tallo) y el floema hacia el exterior. En el centro se presenta el parénquima medular.

c).- Hoja en la que se puede diferenciar la epidermis uniestratificada con las paredes engrosadas, parénquima clorofílico conteniendo a los haces vasculares y en la porción central se presenta el haz vascular del nervio central en donde se aprecia el xilema y el floema.

7.- ANÁLISIS Y DISCUSIÓN

7.1.- Forma

En general, la forma original en los ejemplares plastinados, se mantuvo en buen estado, aunque se presentó una ligera reducción en sus estructuras, esto se debió a que uno de los principales problemas en la plastinación es el grado de contracción que sufren las muestras al final del proceso, ya que a temperatura ambiente durante la etapa de deshidratación inducida por la acetona esta se evapora con gran facilidad (su punto de ebullición es de 56.3° C), debido a esto en el presente trabajo esta etapa se realizó en frío. Sin embargo, su empleo a bajas temperaturas no fue suficiente, ya que persistió la evaporación de acetona, perdiéndose este líquido de los tejidos, con la consecuente pérdida de tamaño de los ejemplares (Valdés, *et al.*, 2010). No obstante, tal circunstancia no resultó ser significativa de tal manera que altere o deforme al ejemplar. Calderón (2010) obtuvo resultados similares, en la plastinación de *Echinocactus grusonii*, donde encontró que la técnica de plastinación preserva las características originales y modifica ligeramente la morfología del organismo. En relación a los ejemplares prensados estos mostraron una deformación mayor, esta alteración es causada por la presión a la que se sometieron durante el proceso lo que hizo que se aplastaran y de esta manera modificaran completamente su forma original.

7.2.- Color (Angulo de tono o hue)

El tono se refiere al color básico de un objeto (Anónimo, 2002), por lo que en este trabajo se analizó únicamente este parámetro, donde mostro que el tono original en los ejemplares se perdió en ambos tratamientos. En los ejemplares plastinados se debió, a que durante la etapa de deshidratación los pigmentos clorofílicos se diluyeron por efecto de la acetona y en el caso de los ejemplares prensados, se atribuye a que el tiempo de secado fue largo ya que poseen una gran cantidad de agua almacenada en sus tejidos lo que propicio que el color se modificara, esto coincide con lo citado por Orduño (1995), en donde menciona que la técnica de prensado no es funcional para flores suculentas debido a que el tiempo de secado es largo y genera ejemplares decolorados. Al comparar los métodos plastinación–prensado no se encontraron diferencias estadísticas lo que indica que los ejemplares plastinados y prensados respondieron de manera similar en cuanto a la modificación de este parámetro.

7.3.- Apariencia

La apariencia de las flores preservadas estuvo en función de las alteraciones de sus características como flor fresca. De acuerdo con lo anterior las flores plastinadas fueron las que obtuvieron el mayor porcentaje con apariencia entre muy buena y buena, aunque no preservaron su color original, se obtuvieron ejemplares en tres dimensiones y son resistentes, por lo tanto su apariencia es estéticamente adecuada. En cuanto a las flores prensadas su apariencia disminuyo obteniendo una apariencia buena, regular y mala, debido a que su morfología se modifica totalmente, obteniéndose organismos en dos dimensiones (aplanados), son frágiles y no conservan el color, por lo que afecto bastante en la apariencia final de la flor.

7.4.- Comparación Microscópica

De manera general las secciones platinadas mostraron que preservan la mayor parte de las estructuras a la observación microscópica, cuando se compararon con las preparaciones histológicas de las flores naturales, donde se obtuvieron cortes, resistentes, sobre los cuales se logro identificar estructuras diferenciadas. Estos resultados concuerdan con castellanos y colaboradores (2002), quienes demostraron que la técnica de plastinación permite la preservación de estructuras microscópicas de la hoja y flor de la *Rosa gallica L.* puesto que no altera sus tejidos.

7.5.- Ventajas de la técnica de plastinación

Las características presentadas en los ejemplares plastinados mostraron tener numerosas ventajas sobre la técnica de prensado, que coinciden con lo que obtuvo Gunter Von Hagens en 1987, debido a que los ejemplares resultaron ser secos, no tóxicos, inodoros, que conservan su forma y estructuras muy cercanas a las originales, elimina por completo a todos los agentes de alteración, tienen alta durabilidad, permiten la manipulación y no necesitan mantenimiento. En cambio la técnica de prensado produjo ejemplares deformados y frágiles por lo que resultaron menos manipulables, resistentes y durables.

8.- CONCLUSIONES

- Macroscópicamente los ejemplares plastinados, mostraron una mejor preservación, en comparación con los ejemplares prensados, no obstante aunque su color original se modifica con ambos métodos, los ejemplares plastinados no se deforman y por lo tanto su apariencia fue estéticamente adecuada.
- Microscópicamente se pudo observar que las células no cambian en comparación al estado previo de la plastinación, donde se pudieron identificar estructuras diferenciadas.
- Los ejemplares plastinados presentaron numerosas ventajas que pueden tener un gran potencial y ser un factor determinante para el remplazo gradual o como complemento con las técnicas de preservación utilizadas tradicionalmente.
- El presente estudio nos ha permitido demostrar que la técnica de plastinación es una técnica apropiada para preservar ejemplares botánicos, las cuales pueden tener una enorme utilidad en una colección y así ser una herramienta esencial en la enseñanza y la investigación.

9.- BIBLIOGRAFÍA

- Anónimo. 2002. X-Rite Color. X-Rite Incorporated. Michigan, EUA. 8 p.
- Bañon, S., Cifuentes, D., Fernández, J., y Gonzales, A. 1993. Gerbera, Liliun, Tulipán y Rosa. Editorial Mundi-Prensa. Madrid. 250 p.
- Bickley, H.C., Von Hagens, G., and Townsend, F.M. 1981. An improved method for the preservation of preservation of teaching specimens. Arch pathol Lab Med Vol. 105; 674-676.
- Bickley, H. C., Walker, A.N., Jackson, R.L., and Donner, R.S. 1987. Preservation of pathology specimens by silicon plastination: An innovative adjunct to pathology education. Am. J. Clin. Pathol. Vol.88 (2):220-223.
- Calderón, T. O. A. 2010. Evaluación del proceso de plastinación en *Echinocactus grusonii* Hildmann, Monats (cactaceae). Tesis de licenciatura (Biología), UNAM, México. 41 p.
- Castellanos, M., Castillo, G., Granados, C., Guerrero, C., Ojendiz, C., Orozco, V., y Pinto, A. 2002. Evaluación de la técnica de plastinación aplicada a la hoja de la Rosa de Castilla (*Rosa gallica L.*). FES Iztacala. UNAM.
- Cooper, M. H., Kveton, J.F., and Watson, B.J. 1987. Preservation of the dissected an surgical anatomic detail in the temporal bone human. Am. J. Otol. 8(1): 18-22.
- Cormack, A., and Carter, D. 1987. Flowers: Growing. Drying. Preserving. Ed. Cresent Book. New York. 112 p.
- Dirzo, R., y Raven, P. 1994. Un inventario biológico para México. Boletín de la sociedad botánica de México 55: 29-34.

Douglass, C., and Glover, R. 2003. Plastination: Preservation technology enhances biology teaching. The American Biology Teacher. Washington: Sep. Vol. 65, Iss (7): 503-510.

Gaviño, G., Juárez, C., y Figueroa, H. 1996. Técnicas Biológicas selectas de laboratorio y de campo. Editorial Limusa. México, 2da edición. 61-92 pp.

Gersenowies, R. J., y González, I. M. 1993. Plastinación de corazón de cerdo con resina poliéster de fabricación nacional. Laboratorio de anatomía Animal Comparada. Coloquio de investigación científica. UNAM. FES Iztacala. México. 81 p.

Gersenowies, R. J., y Sánchez, F. G. 2004. Estandarización de la técnica de plastinación para su aplicación en cordados mexicanos utilizando polímeros de fabricación nacional. Proyectos PAPIME. UNAM FES Iztacala. México.

Guillén, J. 1992. La plastinación, novedosa técnica de conservación de especímenes. Gaceta, UNAM. No 2626. 24–25 pp.

Grondin, G. 1998. Plastination: A modern approach to chiropractic teaching. The journal of the Canadian Chiropractic Association. 42(2). 107-112 pp.

Heiwood, V. H. 1985. Las plantas con flores. Editorial Reverté, S.A. México, D.F. 307–310 pp.

Hernández, M. O. 2006. Evaluación de la técnica de plastinación aplicada a la preservación de reptiles. Tesis de licenciatura (Biología), FES Iztacala, UNAM, México. 56 p.

Hiller, M. J., y Hilton, C. 1992. El gran libro de las flores secas. 2ª edición, Editorial Raíces Santander. Madrid España. 112 p.

Katinas, L. 2001. El herbario. Significado, valor y uso. Probiota. Serie Técnica y didáctica No 1. La Plata, Argentina. 11 p.

Kramer, K. L., and Von Hagen, G. 1983. Hot Melt. "Corner Point Methods" For attaching large plastics sections To glass slides. Stain technol. 58(2); 65-68.

Laguerenne, A. 1972. Como hacer un herbario. Consejo Nacional para la enseñanza de la Biología. Serie de Divulgación - folletos de trabajo. Editorial continental, S.A. México. 23 p.

Larson, R. A. 1992. Introduction to floriculture. 2nd Edition. Academic press. San Diego, California. USA. 144-146 pp.

Lot A., y Chiang F. (comp) 1986. Manual de herbario. Administración y manejo de colecciones, técnicas de recolección y preparación de ejemplares botánicos. Consejo Nacional de la Flora de México, A. C. México. 142 p.

Macías, O. J. F. 1998. Comparación de dos resinas sintéticas en la plastinación de elasmobranquios pleurotremados. Tesis de licenciatura (Biología), FES Iztacala, UNAM. México. 60 p.

Mares, E. S. 1994. Efecto de bajas temperaturas e inhibidores de etileno en la vida postcosecha de tallos florales de Gladiola (*Gladiolus* sp.). Tesis de licenciatura, departamento de fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, Edo de México. México. 3-5 pp.

Mesa, R. D. P. 2005. Protocolos para la preservación y manejo de colecciones biológicas. Boletín científico- centro de museos- Museo de historia Natural Vol. 10, enero- diciembre. 117-148 pp.

Miralles de Imperial, R. 1995. Flores secas de nuestros campos y jardines. Editorial Mundi- Prensa. 2.ed. Madrid. España. 156 p.

Muller, A., Tschahargane, C., Anton, H. W., and Von Fournier, D. 1989. Multicentric primaries and residual tumor masses following wide excision in breast cancer: a basic for irradiation. Eur-J-Gynaecol-Oncol, 10(5): 310-318.

Orduño, C. A. 1995. Efecto de diferentes tratamientos granulares (mezclas de arena- bórax) en el secado de tres especies de flores. Tesis de Licenciatura, departamento de fitotecnia. Universidad Autónoma de Chapingo. Texcoco, Edo de México. México. 65 p.

Ortiz, B. K. G. 2006. Evaluación de la técnica de plastinación aplicada a la conservación de peces óseos. Tesis de licenciatura (Biología), FES Iztacala, UNAM, México. 64 p.

O' Sullivan, E., and Mitchell, BS. 1995. Plastination for gross anatomy teaching using low cost equipment. Surg radiol Anat; 17:277-281.

Porcayo, S. L. 1993. El cultivo de *Lilium* (*Lilium* sp.) con la técnica de la hidroponía, bajo condiciones de invernadero en Chapingo, Estado de México. Tesis de licenciatura, departamento de fitotecnia. Universidad Autónoma de Chapingo. Texcoco, Edo de México. México. 82 p.

Rzedowski, J. 1998. Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México. En: Ramamoorthy, T. P., R. Bye, A. Lot y J. Fa (eds.). Diversidad biológica de México: Orígenes y distribución. Instituto de Biología, UNAM, D.F. 129–145 pp.

Sarret, G. J. 1992. Arreglos Florales. Tomo 4: Manualidades florales. Editorial Hyma, S.A. Barcelona, España. 96 p.

Valdés, F., Vega, E., y Valenzuela, M. 2010. Estudio comparativo de dos técnicas de plastinación. Int. J. Morphol., 28(3): 783-786.

Vidalie, H. 2001. Producción de Flores y Plantas Ornamentales. 3rd Ed. Editorial Mundi-Prensa. Mdrid, España. 270 p.

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

Von Hagens, G., Tiedmann, K., and Kriz W. 1987. The current potential of plastination. Anatomical Embryology. 175 (4): 411-421.

Páginas WEB's

http://www.bodyworlds.com/en/plastination/method_plastination.html. Institute for plastination. (2006-2012).

10.- ANEXOS

Anexo 1. Medidas morfométricas del antes y después de los procesos de preservación plastinación y prensado al que fueron sometidos los ejemplares, en las tablas se muestra como las medidas se modificaron en ambos procesos.

Numero	Longitud (cm)	Diámetro A (mm)	Diámetro C (mm)
1	30	25	15
2	31	20	12.1
3	30	13	8.5
4	27	17	9
5	31.5	16	10
6	32	20	11.8
7	23	20	13.5
8	29	26	14
9	26	21	15
10	34	27	8.5

Tabla de medidas morfométricas de Gladiola antes del proceso de plastinación. Longitud, Diámetro A (diámetro de la flor abierta), Diámetro C (diámetro de la flor cerrada).

Numero	Longitud (cm)	Diámetro A (mm)	Diámetro C (mm)
1	28	24.2	14.1
2	29.3	19.8	11.3
3	28.2	12.2	8.3
4	26	16.8	8.8
5	30.5	15.8	9.3
6	31	19.8	10.8
7	22.6	19.8	13.1
8	27.8	25.1	13.3
9	25.5	20.1	14.10
10	33.2	26.1	8.2

Tabla de medidas morfométricas de Gladiola después del proceso de plastinación. Longitud, Diámetro A (diámetro de la flor abierta), Diámetro C (diámetro de la flor cerrada).

Numero	Longitud (cm)	Diámetro A (mm)	Diámetro C (mm)
1	49	29.6	8.2
2	55	20.20	9.6
3	37.6	24.45	14.8
4	58.4	26.45	15.25

Tabla de medidas morfométricas de Gladiola antes del proceso de prensado. Longitud, Diámetro A (diámetro de la flor abierta), Diámetro C (diámetro de la flor cerrada).

Numero	Longitud (cm)	Diámetro A (mm)	Diámetro C (mm)
1	48	33.1	12.2
2	54.2	27.2	14.45
3	37	29.4	16.65
4	57.3	31.55	24.40

Tabla de medidas morfométricas de Gladiola después del proceso de prensado. Longitud, Diámetro A (diámetro de la flor abierta), Diámetro C (diámetro de la flor cerrada).

Numero	Longitud (cm)	Diámetro A (mm)	Diámetro C (mm)
1	33.5	25	15
2	26	31	20
3	23.8	31	20
4	27	49	14
5	13.4	49	14
6	19	21	12

Tabla de medidas morfométricas de Lili antes del proceso de plastinación. Longitud, Diámetro A (diámetro de la flor abierta), Diámetro C (diámetro de la flor cerrada).

Numero	Longitud (cm)	Diámetro A (mm)	Diámetro C (mm)
1	33	24.1	14.1
2	25.5	29.7	19.3
3	23	30.1	19.6
4	26	48.1	13
5	13	48.2	13.1
6	18	20	11

Tabla de las medidas morfométricas de Lili después del proceso de plastinación. Longitud, Diámetro A (diámetro de la flor abierta), Diámetro C (diámetro de la flor cerrada).

Numero	Longitud (cm)	Diámetro A (mm)	Diámetro C (mm)
1	16	44.45	19.25
2	30	30.3	23.6
3	30	47.45	13.2
4	37	50.6	9.2

Tabla de las medidas morfométricas de Lili antes del proceso de prensado. Longitud, Diámetro A (diámetro de la flor abierta), Diámetro C (diámetro de la flor cerrada).

Numero	Longitud (cm)	Diámetro A (mm)	Diámetro C (mm)
1	15.5	45	20.6
2	31	33.3	25.5
3	33	49.8	15.1
4	38	56.1	13.8

Tabla de las medidas morfométricas de Lili después del proceso de prensado. Longitud, Diámetro A (diámetro de la flor abierta), Diámetro C (diámetro de la flor cerrada).

Anexo 2. Prueba de Kruskal-Wallis para el análisis del color.

LILI ANARANJADA

Multiple Comparisons p values (2-tailed); PI (Lili anaranjada.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 14) =9.084251 p =.0107			
	Natural - R:3.0000	Plastinada - R:9.5000	Prensado - R:10.250
Natural		0.100105	0.012626
Plastinada	0.100105		1.000000
Prensado	0.012626	1.000000	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Pc (Lili anaranjada.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 14) =10.40000 p =.0055			
	Natural - R:12.000	Plastinada - R:2.6667	Prensado - R:6.1667
Natural		0.006751	0.063865
Plastinada	0.006751		0.710171
Prensado	0.063865	0.710171	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Ph (Lili anaranjada.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 14) =11.31429 p =.0035			
	Natural - R:13.0000	Plastinada - R: 3.000	Prensado - R:8.5000
Natural		0.003189	0.089739
Plastinada	0.003189		0.384571
Prensado	0.089739	0.384571	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); HI (Lili anaranjada.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 14) =11.31429 p =.0035			
	Natural - R:3.0000	Plastinada - R:7.0000	Prensado - R:11.500
Natural		0.571291	0.002376
Plastinada	0.571291		0.384571
Prensado	0.002376	0.384571	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Hc (Lili anaranjada.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 14) =11.31429 p =.0035			
	Natural - R:3.0000	Plastinada - R:7.0000	Prensado - R:11.500
Natural		0.571291	0.002376
Plastinada	0.571291		0.384571
Prensado	0.002376	0.384571	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Hh (Lili anaranjada.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 14) =11.36424 p =.0034			
	Natural - R:12.000	Plastinada - R: 3.5000	Prensado - R:8.0000
Natural		0.571291	0.002376
Plastinada	0.571291		0.384571
Prensado	0.002376	0.384571	

LILI BLANCA

Multiple Comparisons p values (2-tailed); PI (Lili blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: $H(2, N=11) = 8.727273$ $p = .0127$			
	Natural - R:9.0000	Plastinada - R:2.0000	Prensado - R:5.0000
Natural		0.011556	0.295943
Plastinada	0.011556		0.803814
Prensado	0.295943	0.803814	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Pc (Lili blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: $H(2, N=11) = 6.012121$ $p = .0495$			
	Natural - R:7.4000	Plastinada - R:2.0000	Prensado - R:7.6667
Natural		0.077352	1.000000
Plastinada	0.077352		0.109167
Prensado	1.000000	0.109167	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Ph (Lili blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: $H(2, N=11) = 8.727273$ $p = .0127$			
	Natural - R:9.0000	Plastinada - R:5.0000	Prensado - R:2.0000
Natural		0.295943	0.011556
Plastinada	0.295943		0.803814
Prensado	0.011556	0.803814	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Hl (Lili blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: $H(2, N=11) = 8.727273$ $p = .0127$			
	Natural - R:3.0000	Plastinada - R:10.0000	Prensado - R:7.0000
Natural		0.011556	0.295943
Plastinada	0.011556		0.803814
Prensado	0.295943	0.803814	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Hc (Lili blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: $H(2, N=11) = 8.727273$ $p = .0127$			
	Natural - R:6.0000	Plastinada - R:2.0000	Prensado - R:10.0000
Natural		0.295943	0.295943
Plastinada	0.295943		0.009405
Prensado	0.295943	0.009405	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Hh (Lili blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: $H(2, N=11) = 8.807339$ $p = .0122$			
	Natural - R:9.0000	Plastinada - R:5.0000	Prensado - R:2.0000
Natural		0.295943	0.011556
Plastinada	0.295943		0.803814
Prensado	0.011556	0.803814	

GLADIOLA BLANCA

Multiple Comparisons p values (2-tailed); PI (Gladiola blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =8.727273 p =.0127			
	Natural - R:9.0000	Plastinada - R:2.0000	Prensado - R:5.0000
Natural		0.011556	0.295943
Plastinada	0.011556		0.803814
Prensado	0.295943	0.803814	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Pc (Gladiola blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =7.636364 p =.0220			
	Natural - R:3.0000	Plastinada - R:9.0000	Prensado - R:8.0000
Natural		0.039729	0.116966
Plastinada	0.039729		1.000000
Prensado	0.116966	1.000000	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Ph (Gladiola blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =7.636364 p =.0220			
	Natural - R:9.0000	Plastinada - R:3.0000	Prensado - R:4.0000
Natural		0.039729	0.116966
Plastinada	0.039729		1.000000
Prensado	0.116966	1.000000	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); HI (Gladiola blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =3.878788 p =.1438			
	Natural - R:8.0000	Plastinada - R:3.3333	Prensado - R:5.3333
Natural		0.162056	0.812737
Plastinada	0.162056		1.000000
Prensado	0.812737	1.000000	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Hc (Gladiola blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =8.048485 p =.0179			
	Natural - R:8.8000	Plastinada - R:5.3333	Prensado - R:2.0000
Natural		0.457073	0.014980
Plastinada	0.457073		0.655064
Prensado	0.014980	0.655064	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Hh (Gladiola blanca.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =8.727273 p =.0127			
	Natural - R:9.0000	Plastinada - R:2.0000	Prensado - R:5.0000
Natural		0.011556	0.295943
Plastinada	0.011556		0.803814
Prensado	0.295943	0.803814	

GLADIOLA ROJAS

Multiple Comparisons p values (2-tailed); PI (Gladiola rojas.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =6.981818 p =.0305			
	Natural - R:8.4000	Plastinada - R:6.0000	Prensado - R:2.0000
Natural		0.965251	0.024703
Plastinada	0.965251		0.418948
Prensado	0.024703	0.418948	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Pc (Gladiola rojas.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =8.727273 p =.0127			
	Natural - R:9.0000	Plastinada - R:2.0000	Prensado - R:5.0000
Natural		0.011556	0.295943
Plastinada	0.011556		0.803814
Prensado	0.295943	0.803814	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Ph (Gladiola rojas.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =6.012121 p =.0495			
	Natural - R:7.6000	Plastinada - R:7.3333	Prensado - R:2.0000
Natural		1.000000	0.062329
Plastinada	1.000000		0.146700
Prensado	0.062329	0.146700	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Hl (Gladiola rojas.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =8.048485 p =.0179			
	Natural - R:6.2000	Plastinada - R:9.6667	Prensado - R:2.0000
Natural		0.457073	0.248745
Plastinada	0.457073		0.013916
Prensado	0.248745	0.013916	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Hc (Gladiola rojas.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =6.593939 p =.0370			
	Natural - R:6.8000	Plastinada - R:8.6667	Prensado - R:2.0000
Natural		1.000000	0.142527
Plastinada	1.000000		0.041469
Prensado	0.142527	0.041469	

Multiple Comparisons p values (2-tailed); Hh (Gladiola rojas.sta) Independent (grouping) variable: Metodo Kruskal-Wallis test: H (2, N= 11) =8.727273 p =.0127			
	Natural - R:9.0000	Plastinada - R:5.0000	Prensado - R:2.0000
Natural		0.295943	0.011556
Plastinada	0.295943		0.803814
Prensado	0.011556	0.803814	

Anexo. 3 Apariencia de los ejemplares antes y después de los procesos de preservación plastinación y prensado.

Especie	Condicion	1	3	5	7	9
<i>Gladiolus</i> sp.	Natural	10				
	Plastinado	10				
	Prensado		4			
<i>Lilium</i> sp.	Natural	10				
	Plastinado		1	5		
	Prensado			2	2	

Especie	Condicion	1	3	5	7	9
Gladiola 1	Natural	X				
	Plastinado	X				
Gladiola 2	Natural	X				
	Plastinado	X				
Gladiola 3	Natural	X				
	Plastinado	X				
Gladiola 4	Natural	X				
	Plastinado	X				
Gladiola 5	Natural	X				
	Plastinado	X				
Gladiola 6	Natural	X				
	Plastinado	X				
Gladiola 7	Natural	X				
	Plastinado	X				
Gladiola 8	Natural	X				
	Plastinado	X				
Gladiola 9	Natural	X				
	Plastinado	X				
Gladiola 10	Natural	X				
	Plastinado	X				
Gladiola 1	Natural	X				
	Prensado		X			
Gladiola 2	Natural	X				
	Prensado		X			
Gladiola 3	Natural	X				
	Prensado		X			
Gladiola 4	Natural	X				

	Prensado		X			
Lili 1	Natural	X				
	Plastinado			X		
Lili 2	Natural	X				
	Plastinado			X		
Lili 3	Natural	X				
	Plastinado			X		
Lili 4	Natural	X				
	Plastinado			X		
Lili 5	Natural	X				
	Plastinado			X		
Lili 6	Natural	X				
	Plastinado		X			
Lili 1	Natural	X				
	Prensado			X		
Lili 2	Natural	X				
	Prensado			X		
Lili 3	Natural	X				
	Prensado				X	
Lili 4	Natural	X				
	Prensado				X	

X= Indica el valor en apariencia que presenta cada ejemplar.