

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES



**EFFECTO DE LA APLICACIÓN DE
DIFERENTES CONCENTRACIONES DE
ETEFÓN EN ABSCISIÓN DE HOJAS EN
ÁRBOLES DE SAPOTE (*Capparis
scabrida* H.B.K.)**

Presentado por:

Claudia Fiorella Ayllón Rivera

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO FORESTAL

Lima - Perú
2015

DEDICATORIA

A mis padres, familia y amigos.

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento al Programa de Cooperación Belga VLIR-UNALM.

Al Dr. Enrique Gonzales, quien lidera el Subproyecto Goma de Sapote, por la oportunidad de formar parte de este grupo de investigación, así como por los consejos para el desarrollo de este estudio.

A mi patrocinador, el Mg. Sc. Abelardo Calderón, por el consejo oportuno y los aportes para mejorar esta investigación.

Al profesor Edgar Sánchez del departamento de Biología, quién me apoyó con la evaluación estadística.

A la comunidad de Humedades, en Motupe, en especial al Sr. Ramón Cruz y a Gloria Quispe.

A mis padres y hermano, quienes siempre me apoyaron y animaron durante el tiempo de preparación de esta tesis.

A mi padre espiritual, p. Dither, quien siempre tuvo una palabra de aliento.

A mis amigos, que estuvieron pendientes de mi avance, animándome en todo momento.

RESUMEN

El sapote es una especie típica del bosque seco que soporta profundas sequías; se encuentra en estado de amenaza y está protegida por el Estado Peruano, por lo que la población local debe adecuar un uso alternativo como es el aprovechamiento de su goma como producto forestal no maderable, con el fin de evitar la depredación de la especie. Debido a que su producción no es muy elevada, debe aplicársele una sustancia liberadora de etileno, como el etefón. No obstante, su aplicación causa efectos fisiológicos secundarios a la exudación de goma, como la caída de hojas e incluso la muerte del árbol. Por ello, el objetivo del presente estudio es evaluar la abscisión de hojas en respuesta a la aplicación exógena de tres concentraciones de etefón (192 mg/ml, 288 mg/ml y 384 mg/ml) en árboles de *Capparis scabrida*. Esto se realizó mediante la contabilización de las hojas por estado de maduración para cada día del experimento. El estudio se desarrolló en una parcela de bosque seco relicto en el Sector Humedades de la Comunidad Campesina San Julián de Motupe, distrito de Motupe, provincia de Lambayeque, departamento de Lambayeque. El principal resultado obtenido es que no existe diferencia significativa en la respuesta de abscisión frente a la aplicación de las tres concentraciones ensayadas para los tres estados de maduración. Además se concluyó que la máxima sensibilidad se refleja en las hojas tiernas, sensibilidad intermedia en hojas jóvenes y la mínima sensibilidad en hojas maduras.

Palabras Claves: *Capparis scabrida*; etefón; etileno; abscisión; hojas.

ÍNDICE GENERAL

	Página
I. Introducción	1
II. Revisión de Literatura	3
1. Especie en estudio: sapote	3
1.1. Características generales	3
1.2. Distribución y ecología	5
1.3. Fenología	6
2. Abscisión	7
2.1. Generalidades.....	7
2.2. Control hormonal de la abscisión de hojas.....	9
2.3. Cambios bioquímicos	10
3. Etileno	13
3.1. Generalidades.....	13
3.2. Etileno comercial.....	13
3.3. Proceso de biosíntesis.....	14
3.4. Causas de biosíntesis	15
3.5. Efectos fisiológicos	17
3.6. Concentración de etileno y abscisión.....	19
3.7. Madurez de la hoja y sensibilidad al etileno	20
4. Relación de otras hormonas con el proceso de abscisión	21
4.1. Auxinas	21
4.2. Giberelinas.....	21
4.3. Citoquininas.....	21
4.4. Ácido abscísico.....	22
4.5. Poliaminas	22
4.6. Jasmonato	22
4.7. Ácido salicílico.....	23
III. Materiales y Métodos	24
1. Descripción de la zona de estudio	24
1.1. Ubicación.....	24
1.2. Fisiografía	26
1.3. Edafología	26
1.4. Hidrografía.....	26
1.5. Clima.....	28
1.6. Vegetación	28
1.7. Actividades socioeconómicas.....	29
2. Materiales y equipos	29
3. Metodología	30
3.1. Selección de muestra	30
3.2. Aplicación de etefón	30
3.3. Evaluación de abscisión de hojas	32
3.4. Evaluación estadística.....	33
IV. Resultados y discusión	35
1. Evaluación de influencia de la concentración de etefón en las variables analizadas	35

2. Comparación de abscisión acumulada entre tratamientos por día de evaluación para tres estados de maduración	46
3. Análisis del porcentaje de abscisión acumulada en relación con la concentración de etefón.....	50
3.1. Hojas tiernas	50
3.2. Hojas jóvenes.....	54
3.3. Hojas maduras	56
4. Sensibilidad por concentración según estado de maduración	60
V. Conclusiones	65
VI. Recomendaciones.....	66
VII. Referencias bibliográficas	67
VIII. Anexos	73

Índice de tablas

	Página
Tabla 1: Fenología para el sapote en Lambayeque	6
Tabla 2: Potencial hídrico en la atmósfera 2011-2013.....	25
Tabla 3: Vértices de parcela de estudio.....	26
Tabla 4: Concentración de etefón por tratamiento	31
Tabla 5: Variables de estudio.....	33
Tabla 6: Abscisión absoluta y acumulada en hojas por aplicación de 192 mg/ml de etefón (T ₁).....	36
Tabla 7: Abscisión absoluta y acumulada en hojas por aplicación de 288 mg/ml de etefón (T ₂).....	37
Tabla 8: Abscisión absoluta y acumulada en hojas por aplicación de 384 mg/ml de etefón (T ₃).....	38
Tabla 9: Varianzas explicadas por componente principal del día 4.....	39
Tabla 10: Varianzas explicadas por componente principal del día 5.....	41
Tabla 11: Varianzas explicadas por componente principal del día 6.....	43
Tabla 12: Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk en hojas tiernas	50
Tabla 13: Prueba de homogeneidad de varianzas de Levene en hojas tiernas	53
Tabla 14: Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk en hojas jóvenes.....	54
Tabla 15: Prueba de homogeneidad de varianzas de Levene en hojas jóvenes	55
Tabla 16: Prueba de Kruskal-Wallis para abscisión acumulada de hojas jóvenes.....	56
Tabla 17: Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk en hojas jóvenes.....	56
Tabla 18: Prueba de homogeneidad de varianzas de Levene en hojas maduras	59
Tabla 19: Prueba de Kruskal-Wallis en hojas madura	60

Índice de figuras

	Página
Figura 1: Árbol de Sapote (<i>Capparis scabrída</i>).....	4
Figura 2: Estadios fenológicos	7
Figura 3: Zonas de abscisión en hojas de sapote	8
Figura 4: Esquema del balance hormonal durante la abscisión de una hoja.....	10
Figura 5: Acción sinérgica de sistemas enzimáticos de celulasas	12
Figura 6: Estructura química del etileno.....	13
Figura 7: Descomposición del etefón en tejidos vegetales	14
Figura 8: Biosíntesis y regulación del etileno	15
Figura 9: Zona de estudio	25
Figura 10: Mapa de ubicación de la parcela de investigación	27
Figura 11: Medición de DAP	30
Figura 12: Aplicación de etefón	31
Figura 13: Conteo del número de hojas	32
Figura 14: Estados de maduración de las hojas.....	33
Figura 15: Representación gráfica del Análisis de Componentes Principales para el día 4.....	40
Figura 16: Pesos de la primera componente para el día 4	41
Figura 17: Representación gráfica de Análisis de Componentes Principales para el día 5 ...	42
Figura 18: Pesos de la primera componente para el día 5	43
Figura 19: Representación gráfica de Análisis de Componentes Principales para el día 6 ...	44
Figura 20: Pesos de la primera componente para el día 6	45
Figura 21: Evolución de la abscisión por tratamiento en hojas tiernas	47
Figura 22: Evolución de la abscisión por tratamiento en hojas jóvenes.....	48
Figura 23: Evolución de la abscisión por tratamiento en hojas maduras	49
Figura 24: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas tiernas el día 4.....	51
Figura 25: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas tiernas el día 5.....	52
Figura 26: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas tiernas el día 6.....	53
Figura 27: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas jóvenes el día 4.....	54
Figura 28: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas jóvenes el día 5.....	55
Figura 29: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas jóvenes el día 4.....	57

Figura 30:	Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas jóvenes el día 5	58
Figura 31:	Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas jóvenes el día 6	59
Figura 32:	Sensibilidad en hojas maduras, jóvenes y tiernas para 192 mg/ml de etefón.....	61
Figura 33:	Sensibilidad en hojas maduras, jóvenes y tiernas para 288 mg/ml de etefón.....	62
Figura 34:	Sensibilidad en hojas maduras, jóvenes y tiernas para 384 mg/ml de etefón.....	63

Índice de anexos

	Página
ANEXO 1 REGISTRO DE VARIABLES METEOROLÓGICAS PARA EL CÁLCULO DE POTENCIAL HÍDRICO	73
ANEXO 2 DATOS REGISTRADOS EN CAMPO.....	75
ANEXO 3 ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES	81
ANEXO 4 EVOLUCIÓN DE LA ABSCISIÓN POR TRATAMIENTO	96
ANEXO 5 ANÁLISIS DE VARIANZA (ANOVA) DE UN FACTOR	98

I. INTRODUCCIÓN

Los bosques secos de la costa norte del Perú son ecosistemas frágiles, que se caracterizan por un prolongado periodo de sequía interrumpido con efímeras lluvias concentradas en los meses de verano (Sabogal y Zerbe, 2005), las cuales solo permiten un crecimiento vegetativo de árboles y arbustos (Rodríguez y Álvarez, 2005). Una de las especies resistente a estas condiciones climáticas de ecosistemas áridos es el sapote (*Capparis scabrida*), que soporta períodos de sequía debido a que profundiza sus raíces para aprovechar la humedad de las profundidades del subsuelo (Galindo, 2014).

Esta especie sufre una intensa depredación por parte del hombre, pues no solo es afectada por la destrucción de su hábitat con fines de expansión de la frontera agrícola y el pastoreo, sino también el uso irracional de su madera en artesanía, como leña y carbón; por ello la especie ha sido declarada en Peligro Crítico (CR) por el gobierno peruano (D.S. N° 043-2006-AG); siendo necesario buscar un uso alternativo de la especie mediante el aprovechamiento de productos forestales no maderables para evitar su depredación (Rodríguez *et al.*, 2007; Gonzales, 2011). Uno de estos productos es la goma, que brota en heridas o cortes del tallo del árbol (Herz, 2007).

La industria de alimentos, uno de los sectores con mayor interés en estos productos, utiliza la goma natural generalmente como espesante y emulsionante de alimentos. En el Perú, la goma de sapote ha sido utilizada por algunas empresas de este rubro como insumo para la elaboración de algunos productos alimenticios, obteniéndose buenos resultados debido a sus buenas propiedades físicas y químicas (Herz, 2007), presentando propiedades funcionales adecuadas para esta industria: formación de espumas; emulsificante; espesante; estabilizante y recubrimiento para conservación de frutas (Congreso Latinoamericano Forestal, 2011).

No obstante, la producción de goma es limitada (Herz, 2007). Una práctica para incrementar la producción de goma es la aplicación de etileno o algún compuesto que lo libere, muy común en otras especies forestales para la obtención de goma arábiga (*Acacia senegal*) y látex (*Hevea brasiliensis*); el compuesto más utilizado como fuente de etileno es el etefón (Taiz y Zeiger, 2006). Sin embargo, se presenta una dificultad: la utilización de elevadas concentraciones

genera efectos secundarios negativos en las plantas, como la abscisión de órganos vegetales e incluso la muerte (Conference Sustainable production of wood and non-wood forest products, 2003). La persistencia de hojas según la fenología de la especie es importante para un funcionamiento fisiológico correcto de la planta pues las tasas fotosintéticas son óptimas si hay suficiente cantidad de hojas sanas y limpias, expuestas a la intensidad de luz requerida y si las condiciones, tales como temperatura, humedad, agua y viento, son adecuadas, según la capacidad fotosintética de la especie (Roets, 2009).

Por lo expuesto anteriormente, los objetivos planteados para esta investigación son:

- Conocer los efectos fisiológicos secundarios de la aplicación exógena de distintas concentraciones de etefón como fuente de etileno en árboles de *Capparis scabrida*.
- Identificar la dosis entre las concentraciones ensayadas que provoque la mínima abscisión de hojas.
- Determinar la sensibilidad en la abscisión de las hojas según su estado de maduración como respuesta a la aplicación de distintas dosis de etefón.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

1. ESPECIE EN ESTUDIO: SAPOTE

1.1. CARACTERÍSTICAS GENERALES

Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Orden:	Brassicales
Familia:	Capparaceae
Nombre científico:	<i>Capparis scabrida</i> H.B.K.
Nombre común:	Sapote (Perú)
Sinónimo:	<i>Capparis angulata</i> R&P

El sapote es un árbol o arbusto siempreverde; multirámeo (Rodríguez *et al.*, 2007), sus primeras ramas se presentan en promedio a la altura de 1,5 a 3,5 m del fuste; copa globosa algo aplanada de 8 a 9 m de diámetro. Su corteza beige o marrón parduzco presenta lenticelas dispersas y apariencia agrietada. La planta alcanza más o menos 1,5 a 2 m de altura en la zona de La Libertad (sapotales de Paiján y San Pedro de Lloc) o de 3 a 8 m de altura en las zonas de Lambayeque, Piura y Tumbes (Gutiérrez, 1953).



Figura 1: **Árbol de Sapote (*Capparis scabrida*)**

FUENTE: Elaboración propia

La raíz principal pivotante, adaptación propia de plantas de zonas áridas para aprovechar el agua subterránea; además presenta raíces secundarias laterales que se extienden paralelamente a la superficie del suelo. En condiciones experimentales, la raíz principal alcanza una longitud de 1,8 a 2 m a los 6 meses de edad (Gutiérrez, 1953).

Las hojas son alternas, pecioladas, con pecíolos de 1,5-2 cm de largo; láminas oblongo-lanceoladas, coriáceas, lustrosas en el haz y densamente pubescente en el envés (pelos estrellados, subsésiles, amarillentos), 10-15 cm de largo y 3-5 cm de ancho (Rodríguez *et al.*, 2007). Las flores hermafroditas con muchos estambres se disponen en racimos auxiliares, el cáliz presenta 5 lóbulos marrones densamente pubescentes y la corola crema de 5 pétalos. El fruto es una baya ovoide a oblongoide, de 5-10 cm de largo y 4-8 cm de diámetro (Marcelo *et al.*, 2010).

El sapote demuestra una extraordinaria resistencia a la sequía y crece en zonas donde casi no existe otra vegetación; extiende sus raíces a gran profundidad para aprovechar la humedad del suelo, incluso después de prolongados años de sequía. Sus hojas color verde oscuro permanecen en el árbol durante largos períodos secos, adquiriendo una apariencia

acartonada; su haz ceroso y envés pubescente muestra su capacidad de retener el agua y evitar la evaporacióntranspiración (Mabres, 1988).

Rodríguez *et al.* (2007) señala que esta especie presenta un crecimiento lento en condiciones naturales y de laboratorio. A pesar de que en los primeros años de vida se desarrolla bastante rápido pudiendo alcanzar en cinco o seis años de 10 a 20 cm de diámetro y más de 3 m de altura, cuando ya es un árbol formado sigue creciendo lentamente por cientos de años sin llegar a ser muy grande, su altura difícilmente sobrepasa los 6 o 7 m, aunque su fuste se engrosa hasta más de 1 m de diámetro (Mabres, 1988).

1.2. DISTRIBUCIÓN Y ECOLOGÍA

La especie originaria de América Tropical, perteneciente a la flora de los bosques secos tipo sabana y de los valles interandinos de Perú y Ecuador, en un rango de 0 – 2500 m de altitud (Rodríguez *et al.*, 2007).

En el Perú, su área de dispersión natural se ubica en el norte. En la parte Noroccidental se distribuye en los departamentos de Tumbes, Piura, Lambayeque, La Libertad, Ancash y el norte de Lima, siendo esta última localidad el límite meridional del sapotal, donde los individuos son más aislados y de menor talla debido a las condiciones ecológicas menos favorables. Asimismo, se distribuye hacia el este (con un menor número de poblaciones), en las zonas secas del departamento de Cajamarca y nor-oriental de los departamentos de Amazonas, La Libertad y Ancash (Ferreira, 1986).

En el país, esta especie se encuentra presente en 8 zonas de vida: desierto superárido - Tropical (ds-T), desierto superárido - Premontano Tropical (ds-PT), desierto superárido – Subtropical (ds-S), matorral desértico - Tropical (md-T), desierto perárido - Premontano Tropical (dp-PT), desierto perárido – Subtropical (dp-S), matorral desértico - Premontano Tropical (md-PT), matorral desértico – Subtropical (md-S) (INRENA, 1995).

Se asocia con *Prosopis* spp. “algarrobo”, *Capparis crotonoides* “bichayo”; *Capparis avicenniifolia* “guayabito de gentil”, *Vallesia glabra* “cun-cun”, *Cordia lutea* “overo”, *Bursera graveolens* “palo santo”, *Loxopterygium huasango* “hualtaco”, *Cercidium praecox* “palo verde”, *Parkinsonia aculeata* “azote de Cristo” y *Acacia macracantha* “espino”; el estrato herbáceo es un manto vegetal efímero que desaparece al terminar la estación lluviosa y está mayormente compuesto por asteráceas y gramíneas (Rodríguez *et al.*, 1996).

En los bosques donde existe competencia crece como árbol y en lugares desérticos o abiertos crece como una mata postrada, encontrándose dispersos en los arenales como manchas oscuras rodeadas de dunas también en las pampas o laderas pedregosas de la costa o valles interandinos. En general conforme avanza en latitud geográfica va disminuyendo de tamaño, desde árbol hasta arbusto achaparrado, convirtiéndose en un magnífico controlador de dunas (Rodríguez *et al.*, 2007).

1.3. FENOLOGÍA

El ciclo fenológico depende de factores internos como el tipo y distribución de la raíz, la absorción de sustancias nutritivas, hormonas, etc.; así como de la influencia de factores externos o medioambientales como el clima, la fisiografía, el suelo y el nivel de la napa freática (Galindo, 2014).

Un estudio realizado evaluó 144 árboles en edad reproductiva en 12 parcelas de fenología, distribuidas en las principales cuencas hidrográficas de Lambayeque y diferentes zonas de vida, entre el 2000 y 2002 (Galindo, 2014). El calendario fenológico elaborado para la especie a partir de este estudio se presenta a continuación:

Tabla 1: Fenología para el sapote en Lambayeque

<i>Evento</i>	<i>Ene</i>	<i>Feb</i>	<i>Mar</i>	<i>Abr</i>	<i>May</i>	<i>Jun</i>	<i>Jul</i>	<i>Ago</i>	<i>Sep</i>	<i>Oct</i>	<i>Nov</i>	<i>Dic</i>
Floración												
Fructificación												
Defoliación												
Rebrotes												

FUENTE: Galindo (2014)

El desarrollo vegetativo es muy vigoroso durante todo el año alcanzando valores cercanos a 90% (Martos *et al.*, 2009), aunque la defoliación es alrededor del 25 al 40% (Gutierrez, 1953). Durante la época de floración, el sapote es visitado por una gran cantidad de abejas e insectos permitiendo una acelerada polinización y evidente contribución a la producción de miel (Rodríguez *et al.*, 1996).

El sapote en plantación tiene diferentes comportamientos fenológicos; a los 10 años de edad presenta una altura promedio de 3 m y floración solo en el 60% de individuos. Asimismo, la producción se inicia al octavo año, con 5 a 20 frutos por árbol (Rodríguez *et al.*, 2007).



Figura 2: **Estadíos fenológicos**

FUENTE: Elaboración propia

Donde:

A) Floración

B) Fructificación

2. ABSCISIÓN

2.1. GENERALIDADES

La caída de hojas, flores, frutos y otros órganos de la planta se denomina abscisión. (Taiz y Zeiger, 2006). Este proceso, que ocurre de forma natural durante la senescencia foliar (Woolf, 1992), implica una secuencia altamente coordinada de eventos bioquímicos que resultan en la disolución de las paredes celulares adyacentes en determinadas capas de células, denominadas zonas o capas de abscisión, permitiendo la separación del órgano (González – Carranza y Roberts, 2012).



Figura 3: Zonas de abscisión en hojas de sapote

FUENTE: Elaboración propia

La zona de abscisión contiene células que a menudo se diferencian temprano en el desarrollo del órganos y están determinadas genéticamente de tal manera que tienen la función específica de separarse (Woolf, 1992). Estas células pueden ser identificadas del tejido circundante por una serie de características como la morfología celular, diferencias citológicas y bioquímicas incluso antes de la separación celular (Woolf, 1992). Permanecen en un estado de inhibición de desarrollo, mientras que sus vecinas, se alargan, maduran y se vacuolizan, siendo capaces, desde que se diferencian, de responder al estímulo adecuado, alargándose durante el proceso de abscisión (Gil, 2012). Durante el proceso de separación de células ocurren cambios de naturaleza física, bioquímica y ultraestructural en la pared celular y el citoplasma (Reid, 1985).

En general, las células de la zona de abscisión son frecuentemente más pequeñas que otras que no se separan, de forma isodiamétrica, con un citoplasma denso y abundantes conexiones plasmodesmales (Woolf, 1992). Además, presentan algunas modificaciones en la pared celular que pueden ser importantes en la diferenciación de la zona de separación, específicamente, éstas células suelen carecer de paredes secundarias aunque esto no les resta fortaleza (Roberts *et al.*, 2000). El número de células que forman esta capa suele ser fijo para un órgano concreto en una especie, pero varía entre especies (Taylor y Whitelaw, 2001).

2.2. CONTROL HORMONAL DE LA ABSCISIÓN DE HOJAS

Actualmente, se sabe que las auxinas inhiben o retrasan la abscisión de hojas, flores y frutos en diferentes especies (Taylor y Whitelaw, 2001; Patterson y Bleecker, 2004; González – Carranza y Roberts, 2012), mientras que el etileno o compuestos que lo liberen, la promueve (Brown, 1997). Un modelo del control hormonal de abscisión de hojas describe el proceso en tres distintas fases secuenciales (García *et al.*, 2006):

a) Fase de mantenimiento de hojas

Antes de la percepción de cualquier señal (interna o externa) que inicie el proceso de abscisión, la hoja se mantiene saludable y completamente funcional en la planta. Las auxinas producidas por el órgano de sustentación se difunden hacia el peciolo a través de la zona de abscisión, manteniendo la zona de abscisión en un estado de insensibilidad al etileno y favoreciendo la persistencia del órgano vegetal (García *et al.*, 2006; Gil, 2012).

b) Fase de inducción a la abscisión

La cantidad de auxina de las hojas disminuye y el nivel de etileno aumenta. La reducción de la concentración de auxina libre incrementa la respuesta de las células diana específicas del etileno. (García *et al.*, 2006; Gil, 2012). El etileno parece disminuir la actividad de la auxina debido a que reduce su síntesis y transporte y aumenta su degradación (Taiz y Zeiger, 2006). Esta fase puede ser promovida por la senescencia foliar, la eliminación de la lámina de la hoja o la aplicación de etileno exógeno. Por tanto, la aplicación de etileno disminuye la duración de esta etapa (Woolf, 1992).

c) Fase de abscisión

Las células diana sensibilizadas de la zona de abscisión responden a bajas concentraciones de etileno endógeno mediante expresión de genes y consecuente síntesis y secreción de enzimas hidrolíticas que degradan polisacáridos y proteínas de la pared celular, resultando finalmente en la separación de las células y la caída de hojas (García *et al.*, 2006).

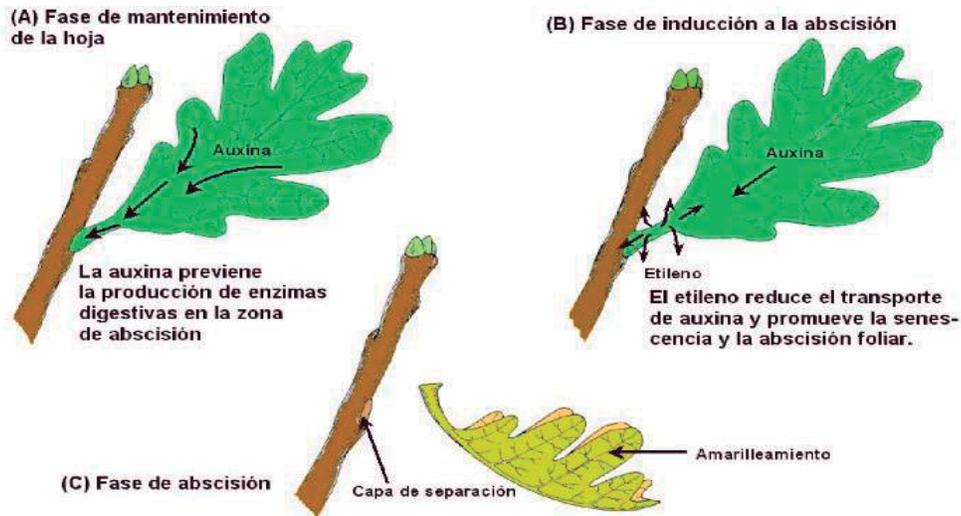


Figura 4: Esquema del balance hormonal durante la abscisión de una hoja

FUENTE: García et al. (2006)

2.3. CAMBIOS BIOQUÍMICOS

Existen diferentes factores que contribuyen al reblandecimiento de la pared celular, como la disminución de los niveles de Ca^{2+} y del pH, pero principalmente se debe a un incremento en la actividad de enzimas que la modifican (Gil, 2012).

El proceso de abscisión involucra un conjunto de enzimas solubilizadoras de la pared. Los primeros signos de degradación de la pared ocurren a nivel de la lámina media (Gil, 2012) y posteriormente se produce la disolución de la pared que conlleva a la degradación de celulosa y hemicelulosas, observándose algunas microfibrillas de celulosa disociadas (Gil, 2012).

A continuación describe el papel de las principales enzimas que degradan y modifican la pared celular en el proceso de abscisión.

a) Pectin metilesterasas o pectin esterasas

Son importantes en procesos que involucren solubilización de pectinas como el caso de las poligalacturonasas, que necesitan que se produzca la despolimerización previa para poder actuar (Gil, 2012).

b) Poligalacturonasas

Son enzimas claves en la despolimerización de la pectina pero que requieren la acción previa de una pectin esterasa que disminuya el grado de metilación de la pectina (Hadfield y Bennett, 1998).

c) Expansinas

Son proteínas de la pared celular que no presentan actividad hidrolítica sino que actúan interrumpiendo los puentes de hidrógeno entre las microfibrillas de celulosa y otros glucanos a los que están unidos. Parece que se desplazan a lo largo de la superficie de las microfibrillas de celulosa, lo que le permite relajar de manera localizada el punto de unión de las microfibrillas con el complejo de xiloglucanos que las mantienen unidas, relajando así la unión entre microfibrillas y creando el espacio necesario para la actuación de enzimas hidrolíticas, además de provocar la deformación plástica de la pared celular (Gil, 2012).

d) Celulasas

Las celulasas hidrolizan el enlace β -1,4 de la celulosa; se clasifican de acuerdo con su actividad enzimática en tres grupos: exoglucanasas, endoglucanasas y β -glucosidasas; algunas de ellas se han cristalizado, lo que ha posibilitado deducir su estructura tridimensional (Quiroz-Castañeda y Folch-Mallol, 2011).

Las endoglucanasas (1,4- β -D-glucano-4-glucanohidrolasa) escinden aleatoriamente en sitios amorfos internos de la cadena de celulosa, generando oligosacáridos de diferentes longitudes y nuevos extremos de la cadena, susceptibles de ser hidrolizados por exoglucanasas. Estas enzimas inician el ataque en múltiples sitios internos de las regiones amorfas de la fibra de celulosa, y favorece la acción subsecuente de las celobiohidrolasas en los extremos reductor y no reductor recién creados (Quiroz-Castañeda y Folch-Mallol, 2011).

Las exoglucanasas o celobiohidrolasas (1,4- β -D-glucano-glucanohidrolasa y 1,4- β -D-glucano-celobiohidrolasa) actúan progresivamente sobre los extremos reductor y no reductor de las cadenas del polisacárido de celulosa, liberando celobiosa como principal producto. Pueden hidrolizar la celulosa cristalina (Quiroz-Castañeda y Folch-Mallol, 2011).

Una hidrólisis exhaustiva de la celulosa también requiere de las β -glucosidasas, que hidrolizan la celobiosa y liberan dos moléculas de glucosa, lo cual contribuye a proveer una fuente de carbono fácilmente metabolizable (Quiroz-Castañeda y Folch-Mallol, 2011).

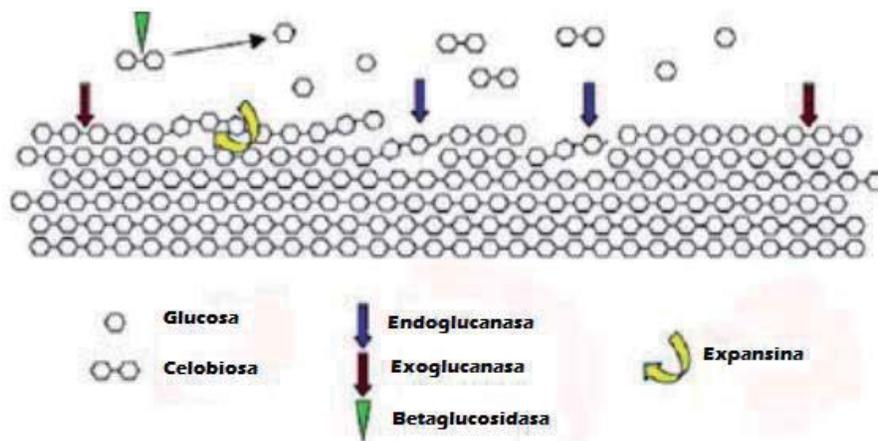


Figura 5: Acción sinérgica de sistemas enzimáticos de celulosas

FUENTE: Aro et al. (2005), tomado por Quiroz-Castañeda y Folch-Mallol (2011)

e) Hemicelulasas

La mayoría de las hemicelulasas son glicósido hidrolasas; aunque algunas son carbohidrato esterasas pues hidrolizan enlaces éster que unen al acetato o al ácido ferúlico con los azúcares ramificados (Quiroz-Castañeda y Folch-Mallol, 2011).

Para la degradación del xilano, principal carbohidrato de la hemicelulosa, se requiere la acción cooperada de varias enzimas hidrolíticas como las xilanasas y otras accesorias. Entre las xilanasas están las endoxilanasas (endo-1,4- β -D-xilanasas), que actúan sobre la cadena principal del polisacárido, rompen los enlaces entre las unidades de xilano, y liberan oligosacáridos. Las β -xilosidasas (xilano 1,4- β -xilosidasa) liberan xilosa a partir del rompimiento del enlace de los oligosacáridos de xilano. La degradación de la hemicelulosa requiere también enzimas accesorias como las xilano esterasas, ferúlico y coumárico esterasas, α -arabinofuranosidasas y α -4-metil glucuronosidasas, entre otras, que actúan de manera sinérgica para hidrolizar eficientemente la hemicelulosa (Quiroz-Castañeda y Folch-Mallol, 2011).

3. ETILENO

3.1. GENERALIDADES

El etileno es una hormona vegetal producto natural del metabolismo y que interacciona con otras fitohormonas en cantidades traza. Es un hidrocarburo insaturado liposoluble pues es capaz de traspasar la membrana celular, su estructura química es muy simple ($\text{CH}_2=\text{CH}_2$), y aunque es un gas en condiciones normales de presión y temperatura, se disuelve en cierto grado en el citoplasma de las célula (García *et al.*, 2006). Se libera fácilmente del tejido y se difunde en fase gaseosa a través de los espacios intercelulares y fuera del tejido y es biológicamente activo a concentraciones muy bajas, menores a 1 ppm (1 $\mu\text{l/l}$) (Taiz y Zeiger, 2006).

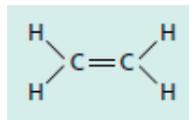


Figura 6: Estructura química del etileno

FUENTE: Taiz y Zeiger (2006)

3.2. ETILENO COMERCIAL

El etileno es una de las fitohormonas más ampliamente utilizadas en agricultura. Debido a su alta velocidad de difusión, el etileno es difícil de aplicar en el campo como gas, pero esta limitación se soslaya utilizando algún compuesto que libere etileno (Taiz y Zeiger, 2006).

Taiz y Zeiger (2006) mencionan que el compuesto químico más ampliamente utilizado es el etefón o ácido 2-cloroetilfosfónico (nombre comercial Ethrel), el cual es un regulador de crecimiento sintético que se descompone espontáneamente en solución acuosa en tejidos vegetales, liberando etileno y ácido fosfórico lentamente (Mathias, 2008; Taiz y Zeiger, 2006).

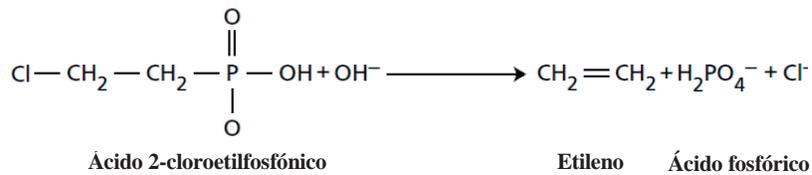


Figura 7: Descomposición del etefón en tejidos vegetales

FUENTE: Taiz y Zeiger (2006)

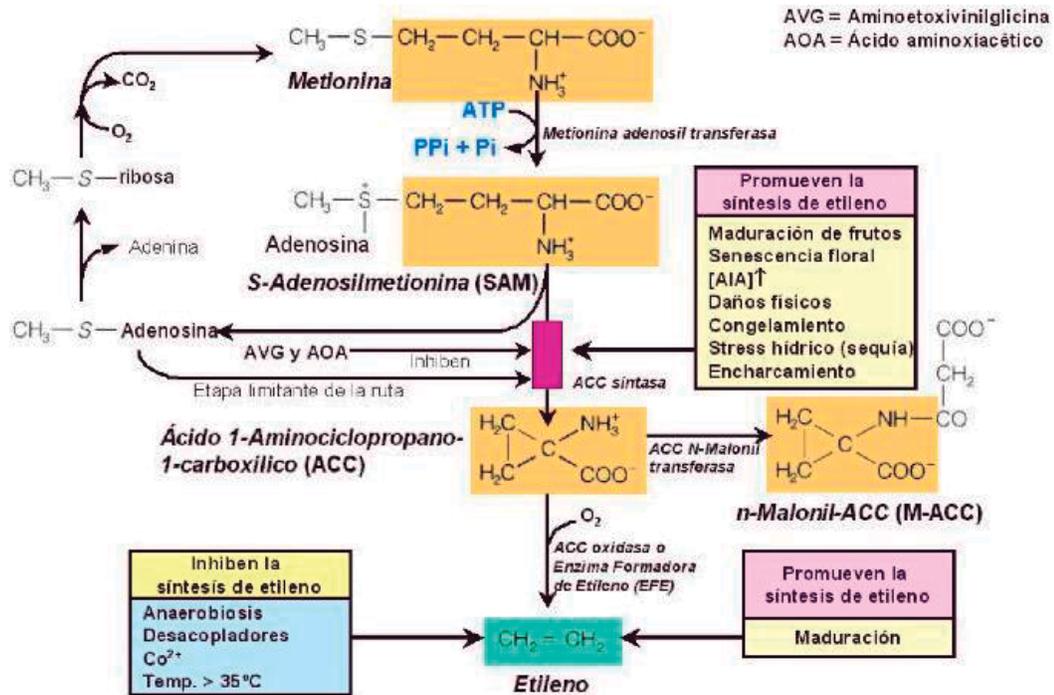
Asimismo, el etefón ha sido usado como agente estimulante de producción de goma; la concentración usada para el tratamiento es crítica en cada especie pues si excede la cantidad óptima, puede secarse el árbol o producir su muerte (Conference Sustainable production of wood and non-wood forest products, 2003).

3.3. PROCESO DE BIOSÍNTESIS

Chauan (2008) explica la biosíntesis del etileno, tal como se muestra en la Figura 8. Comienza con el aminoácido metionina que reacciona con ATP, formando un compuesto conocido como S-adenosilmetionina, abreviadamente SAM. A continuación, el SAM se divide en dos moléculas diferentes, una de las cuales contiene un anillo compuesto de tres átomos de carbono. Este compuesto, conocido como ácido 1-aminociclopropano-1-carboxílico (ACC), se convierte en etileno, CO₂, y amonio por la acción de una enzima presente en el tonoplasto, denominada enzima formadora de etileno (EFE).

Aparentemente, la reacción formadora de ACC es la etapa de la ruta que es afectada por algunos tratamientos o estados fisiológicos (por ejemplo, altas concentraciones de auxina, heridas, polución atmosférica, maduración de los frutos, senescencia de las flores, encharcamiento, etc.) que estimulan la producción de etileno por los tejidos vegetales.

Figura 8: Biosíntesis y regulación del etileno



FUENTE: Chauan (2008)

3.4. CAUSAS DE BIOSÍNTESIS

El etileno puede producirse en cualquier órgano de plantas superiores, aunque la tasa de producción está definida por el tipo de tejido y etapa de desarrollo. Las zonas que participan más activamente en su producción son las regiones meristemáticas y nodales (Taiz y Zeiger, 2006). Asimismo, su biosíntesis se asocia a procesos de senescencia y maduración (Cruz *et al.*, 2010). Taiz y Zeiger (2006) señalan que la biosíntesis del etileno es estimulada por varios factores, incluyendo el estado de desarrollo, las condiciones ambientales, otras hormonas vegetales, y daño físico y químico, lo cuales son explicados a continuación:

a) Maduración del fruto

A medida que los frutos maduran, la tasa de biosíntesis de ACC y etileno aumentan. La actividad enzimática de ACC oxidasa y ACC sintasa aumenta, así como los niveles de ARN_m para los genes que codifican cada enzima. Sin embargo, la aplicación de ACC en frutos inmaduros solo mejoran levemente la producción de etileno, indicando que un incremento en la actividad de la ACC oxidasa es el paso limitante en la maduración (Taiz y Zeiger, 2006).

b) Estrés

La biosíntesis de etileno se incrementa en plantas sometidas a estrés, es decir, en condiciones de temperaturas extremas, enfermedad, inundaciones, sequías, ataque de plagas, daños mecánicos (Cruz *et al.*, 2010). El aumento de la producción de etileno es el resultado, al menos en parte, de un incremento en la transcripción del ARN_m de la ACC sintasa. Esto repercute en la aparición de respuestas al estrés tales como la abscisión, la senescencia, la cicatrización de heridas y el aumento de resistencia a las enfermedades (Taiz y Zeiger, 2006).

c) Auxina

Las concentraciones excesivamente elevadas de auxinas pueden causar respuestas similares al etileno, tales como la inducción de la floración en la piña, la inhibición de la elongación del tallo y la abscisión de hojas (Taiz y Zeiger, 2006). Estas respuestas se deben a la capacidad de la auxina de promover la síntesis del etileno mediante la síntesis de la ACC sintasa. El incremento en la transcripción de varios genes de la ACC sintasa es, al menos parcialmente, responsable del aumento en la producción de etileno en respuesta a la auxina (Taiz y Zeiger, 2006).

d) Regulación post-transcripcional de la producción de etileno

La producción de etileno también se puede regular post-transcripcionalmente; las citoquininas también promueven la biosíntesis de etileno en algunos tejidos de la planta. Estudios genéticos moleculares en *Arabidopsis* han demostrado que las citoquininas elevan la biosíntesis del etileno mediante el incremento de la estabilidad y/o actividad de una isoforma de la ACC sintasa. El dominio carboxi-terminal de esta isoforma parece ser el objetivo de esta regulación post-transcripcional (Taiz y Zeiger, 2006).

3.5. EFECTOS FISIOLÓGICOS

Esta fitohormona produce diversos efectos en las plantas; los principales se explican a continuación:

a) Abscisión

El etileno es la hormona de la abscisión casi universal; promueve la caída de hojas, flores y frutos. El proceso y la acción hormonal se detallan en la sección 2.2 de este capítulo.

b) Senescencia de hojas y flores

La senescencia es el conjunto de procesos metabólicos que preceden a la muerte de una célula; abarca el periodo desde la madurez de un órgano de la planta hasta su muerte, caracterizándose por procesos degradativos, fundamentalmente de la clorofila, proteínas celulares y ARN (García *et al.*, 2006, Moshkov *et al.*, 2008). La producción de etileno se incrementa durante la senescencia de hojas y flores, y su aplicación exógena también la induce (García *et al.*, 2006).

c) Maduración de frutos

La maduración de los frutos es el proceso más complejo de los regulados por el etileno; comprende una serie de cambios metabólicos que se traducen en cambios en la textura del fruto, el color, y el sabor, así como otros cambios que conducen a la senescencia del fruto. El debilitamiento de las paredes celulares se produce por el incremento en la actividad de las enzimas hidrolíticas de celulosa y pectina, los principales componentes de la pared celular. Se ha comprobado que durante la maduración de algunos frutos, el etileno produce la acumulación de ARN_m que llevan la información para la síntesis de estas enzimas, es decir, el etileno regula la transcripción de los genes que dirigen la síntesis de las enzimas que digieren la pared celular (García *et al.*, 2006). Aunque este efecto es inicialmente lento, los niveles endógenos autogeneran un mayor incremento de la síntesis de etileno rápidamente y en forma exponencial. (Giovannoni, 2001).

d) Epinastía en peciolo y hojas

La epinastía resulta del crecimiento asimétrico de peciolo y hojas, provocando su curvatura hacia abajo debido a que la porción adaxial superior crece más que la abaxial inferior (Mathias, 2008).

El efecto implica un cambio de ángulo entre el peciolo y la rama, de manera que forman un ángulo recto o incluso están inclinadas hacia abajo; esto involucra factores como la gravedad, la dirección e intensidad de la luz, que influyen en la distribución relativa de la auxina en la parte superior e inferior del peciolo. La producción de etileno inducida por altas concentraciones de auxina provoca epinastia en peciolos (Mathias, 2008).

Asimismo, puede originarse en condiciones anaerobias o de encharcamiento alrededor de las raíces de algunas plantas, disparando la síntesis de etileno en el tallo. Este estímulo ambiental detectado en las raíces se produce el ACC (precursor inmediato del etileno) pero debido a las condiciones no ocurre una correcta difusión del oxígeno hasta las células de la raíz, por lo que el ACC no puede convertirse en etileno en esta zona de la planta y es transportado al tallo. En el tallo, al entrar en contacto con el oxígeno, rápidamente se transforma en etileno que es liberado al aire y, como consecuencia, produce efectos epinásticos en las hojas (García *et al.*, 2006).

e) Crecimiento de las plántulas

El etileno inhibe la elongación del epicotilo y radícula y promueve la expansión lateral de las células debido a la alteración que se causa en las propiedades mecánicas de la pared celular. Estos cambios implican una alteración en la disposición de los microtúbulos y de las microfibrillas de celulosa que pasan de tener una orientación transversal a una longitudinal (García *et al.*, 2006; Jordán & Casaretto 2006b).

f) Inducción a la formación de raíces

El etileno es capaz de inducir la formación de raíces adventicias en hojas, tallos, pedúnculos y hasta en otras raíces; y actúa como un regulador positivo de la formación de raíces secundarias. Esto se ha demostrado en plántulas expuestas a inhibidores del etileno y mutantes no sensibles a la hormona, donde se produce una reducción en la formación de estas raíces en respuesta al etileno (Taiz y Zeiger, 2006).

g) Producción de goma

El etileno exógeno, presentado como etefón, ha sido ampliamente utilizado como agente estimulante de producción de goma; la concentración usada para el tratamiento es crítica en cada especie pues si excede la cantidad óptima, el árbol puede secarse o incluso

producirse su muerte (Conference Sustainable production of wood and non-wood forest products, 2003).

En Madhya Pradesh (India), se realizó un experimento para descubrir la concentración óptima de etefón que induzca la máxima producción de goma, con el mínimo daño a los árboles de *Sterculia urens* tratados. Se probaron diferentes cantidades de la sustancia activa del etefón: 190, 285 y 390 mg (en 1 ml de etefón) y un control de 1 ml de agua destilada. Se observó que los árboles tratados con 285 mg de sustancia activa de etefón produjeron la mayor cantidad de goma, generando en todos los casos goma de alta calidad (Conference Sustainable production of wood and non-wood forest products, 2003).

En *Acacia senegal*, Abib *et al.* (2012) probaron dos dosis de sustancia activa de etefón: 40 y 120 mg por árbol, comparando los resultados con árboles testigo (0 mg de sustancia activa). La concentración más elevada (120 mg) genera menos producción de goma que la concentración baja (40 mg). Estos resultados son similares a los obtenidos en árboles de caucho, demostrando que cuando la concentración de etefón es muy elevada, la producción decrece (Abib *et al.* 2012).

3.6. CONCENTRACIÓN DE ETILENO Y ABCISIÓN

El etileno, de manera general, es un promotor de la abscisión y activa múltiples mecanismos fisiológicos relacionados con este proceso (Ávalos *et al.*, 2006). La eficacia de la aplicación de etefón, sustancia liberadora de etileno, en la remoción de los órganos tratados depende de diversos factores como la temperatura, la concentración de la hormona, el tipo de órgano y su madurez; así, se sabe que una creciente concentración de etefón incrementa el porcentaje de abscisión (Woolf *et al.*, 1995).

La mayor abscisión resultante del aumento de la concentración del etileno se debe a la mayor disponibilidad de sustrato para su receptor activo, lo que favorece al aumento de señales y subsiguientes pasos bioquímicos en el tejido distal de la zona de abscisión (lámina de la hoja) y en la propia zona de abscisión, que conducen a la expresión de la respuesta de etileno (Woolf, 1992).

3.7. MADUREZ DE LA HOJA Y SENSIBILIDAD AL ETILENO

La madurez de los tejidos ha mostrado diferencias de sensibilidad en una variedad de respuestas promovidas por el etileno y el etefón, incluyendo la maduración del fruto, la senescencia floral y foliar; la abscisión de diversos órganos vegetales (Woolf, 1992). En general se acepta que las hojas más viejas son más sensibles al etileno y caen más fácilmente que las jóvenes en respuesta a esta hormona (Woolf, 1992). No obstante, en algunos casos las hojas más jóvenes son afectadas, como en *Gossypium* tratado con etefón (Morgan, 1969), *Gossypium* tratado con gas etileno (Suttle y Hulstrand, 1991) y *Camellia* tratado con etefón y gas etileno (Woolf, 1992).

Knee *et al.* (1985) señalan que la sensibilidad es la relación entre la concentración de etileno y la respuesta o efecto que produce. En un experimento llevado a cabo por Suttle y Hultstrand (1991), en el que aplicaron etileno (de 0 a 50 $\mu\text{l/l}$) a hojas de *Gossypium* en dos estados de maduración, realizaron una comparación del porcentaje de abscisión a una concentración dada considerándolo como una diferencia de sensibilidad; de este modo, la madurez de la hoja con mayor respuesta a una concentración dada era la más sensible. Por ello, Woolf (1992) asevera que el uso de una concentración saturada de etileno para examinar el cambio de respuesta de los tejidos es un medio válido para la comparación de la influencia de la madurez a la sensibilidad al etileno dentro de un tipo determinado órgano.

Segura (2000) indica que la respuesta fisiológica (abscisión de hojas) ante el estímulo hormonal depende entonces de los cambios en la concentración de la hormona (etileno) y la sensibilidad de los tejidos frente a ellas. Adicionalmente, menciona que la sensibilidad está determinada por el número de receptores, la afinidad de éstos o los cambios en la cadena de eventos subsiguientes que conducen a un efecto bioquímico o fisiológico (capacidad de respuesta).

4. RELACIÓN DE OTRAS HORMONAS CON EL PROCESO DE ABSCISIÓN

4.1. AUXINAS

La auxina juega un papel importante en el control de la abscisión, en especial en hojas, flores y frutos jóvenes (Jordán y Casaretto, 2006a), donde su acción inhibitoria opera en equilibrio con la promoción de la abscisión del etileno (Woolf, 1992).

La auxina transportada desde la lámina foliar hacia la base del peciolo impide la abscisión (Jordán y Casaretto, 2006a); sus niveles son altos en hojas jóvenes, progresivamente disminuyen en hojas maduras, y son relativamente bajos en la senescencia foliar cuando comienza el proceso de abscisión. No obstante, concentraciones muy elevadas estimula la producción de etileno y por tanto producen efectos similares (Taiz y Zeiger, 2006).

4.2. GIBERELINAS

Addicot (1982) menciona que en base a los resultados de varios estudios realizados, las giberelinas producen el efecto de inhibir o al menos retardar la abscisión de los órganos. Esto puede deberse a que intensifica la función de sumidero de nutrientes al órgano donde es aplicado así como por su capacidad de incrementar la síntesis de auxinas en los tejidos vegetales.

Sin embargo, también pueden promover la abscisión, como se probó en explantes de algodón, mediante la aceleración de la síntesis de enzimas hidrolíticas (Addicot, 1992). Durante la fase de inducción a la abscisión, esta puede ser promovida como consecuencia de la disminución de la inhibición de la abscisión por la auxina, el aumento de la tasa de división celular o el incremento de la actividad de enzimas implicadas en la abscisión (Woolf, 1992).

4.3. CITOQUININAS

Las citoquininas actúan como inhibidores de la senescencia de la planta estimulando la síntesis de proteínas (Raven *et al.*, 1992) y conservando por mayor tiempo el color verde de las hojas debido al mayor contenido de clorofila (Taiz y Zeiger, 2006). Esta hormona produce un efecto “sumidero” en el transporte de varias “materias primas” hacia los tejidos donde se encuentran, y las reciclan para la síntesis de nuevas proteínas, lo que trae una consiguiente detención del proceso de senescencia comparado con el resto de los tejidos sin la hormona (Jordán y Casaretto, 2006a).

A altas concentraciones, citoquininas inhiben la abscisión (Morgan y Durham, 1975), pero la promueven a bajas concentraciones (Chatterjee y Leopold, 1964).

4.4. ÁCIDO ABSCÍSICO

El ácido abscísico (ABA) estimula el desprendimiento de órganos solo en pocas especies. Está claramente implicado en la senescencia foliar provocando clorosis, y a través de su promoción de la senescencia puede aumentar indirectamente la formación de etileno y estimular la abscisión de hojas, flores y frutos (Jordán y Casaretto, 2006b; Gil, 2012). Niveles mayores de ABA se encuentran en las bases de los ovarios/frutos, especialmente durante la época de caída de frutos (Jordán y Casaretto, 2006b).

4.5. POLIAMINAS

Las poliaminas pueden inhibir la biosíntesis de etileno, probablemente mediante la inhibición de la ACC oxidasa (Moshkov *et al.*, 2008) y porque comparten como precursor el SAM (Liu *et al.*, 2006). Retardan la senescencia de las hojas; en avena (*Avena sativa* L.) su concentración es mayor en órganos jóvenes no senescentes y disminuye a medida que el órgano se hace viejo, y esta disminución sigue el patrón de aparición de síntomas de senescencia. Su aplicación exógena retarda la destrucción de clorofilas e induce la síntesis de ADN y la división celular (Mendoza y Rocha, 2002).

4.6. JASMONATO

En las plantas sin estrés, los niveles de jasmonato son típicamente más altos en tejidos jóvenes; mientras que las estructuras reproductivas en desarrollo como flores y frutos acumulan niveles muy altos de jasmonato, por lo que se deduce su importante papel en el desarrollo reproductivo (Howe, 2010).

Esta fitohormona puede inducir la senescencia y abscisión de hojas e inhibir la germinación. A concentraciones mayores a 50 μM , induce la senescencia en cultivo de células vegetales y hojas (Creelman y Mullet, 1995); aunque a bajas concentraciones (1-10 μM) solo alteran la cantidad de proteína y ARN_m (Creelman *et al.*, 1992). La respuesta de senescencia incluye la pérdida de clorofila, degradación de las proteínas de los cloroplastos como la ribulosa bifosfato carboxilasa y la acumulación de nuevas proteínas (Creelman y Mullet, 1995). Asimismo, actúa debilitando las propiedades mecánicas de las paredes en células de la zona de abscisión, mediante la modificación del contenido de celulosa induciendo el aumento de la actividad de la celulasa (β -1,4-glucanasa) y la disminución de la síntesis de

polisacáridos celulósicos (Taylor y Whitelaw, 2001). Además, puede estimular la biosíntesis de etileno (Creelman y Mullet, 1995) mediante la inducción de la actividad de la ACC oxidasa, hormona formadora de etileno (Jordán y Casaretto, 2006b).

4.7. ÁCIDO SALICÍLICO

Esta hormona inhibe la biosíntesis de etileno (Carneiro, 2001) mediante el bloqueo de la actividad enzimática de la ACC sintasa y la ACC oxidasa, que regulan el proceso de formación de etileno (Finger *et al.*, 2004), lo cual se ha demostrado en hojas de tabaco, en cultivo de células de pera y zanahoria y en discos de hojas de manzana (Malamy y Klessig, 1992).

Entre los efectos fisiológicos en la planta está la inhibición de la senescencia y la promoción de la abscisión foliar (Vieira, 2011).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO

1.1. UBICACIÓN

La fase de campo se realizó en el Sector Humedades de la Comunidad Campesina San Julián de Motupe, distrito de Motupe, provincia de Lambayeque, departamento de Lambayeque. El ecosistema donde se llevó a cabo el estudio es un bosque seco cuya composición florística es bastante homogénea; se caracteriza por un prolongado periodo de sequía (Sabogal y Zerbe, 2005), la evapotranspiración es intensa en zonas de bosque ralo, la pérdida de agua superficial puede llegar a ser 16 a 32 veces superior de lo que se recibe por precipitaciones (Torres, 2005). A partir de la información brindada por SENAMHI, se halló el potencial hídrico en la atmósfera (Tabla 2) considerando las condiciones climáticas de los años previos al experimento (2011-2013). En zonas húmedas, el potencial es de -10 MPa, mientras que en zonas áridas este potencial puede llegar fácilmente a -100 MPa. Los altos valores mostrados en la siguiente tabla evidencian una elevada demanda hídrica atmosférica y un efecto más intenso sobre la pérdida de agua (FAGRO, s.f.), que difícilmente puede ser satisfecha por la escasa precipitación de la zona, manteniendo a las plantas en condiciones de extrema sequía. La insuficiente disponibilidad de agua podría repercutir en la producción de goma, que puede verse reducida.

Tabla 2: Potencial hídrico en la atmósfera 2011-2013

<i>Mes</i>	<i>Potencial de agua en el aire (MPa)</i>
Enero	-65,28
Febrero	-64,15
Marzo	-50,90
Abril	-53,85
Mayo	-49,49
Junio	-50,20
Julio	-51,77
Agosto	-55,76
Septiembre	-58,93
Octubre	-60,26
Noviembre	-66,07
Diciembre	-65,84

FUENTE: SENAMHI (2011-2013)

A pesar de presentarse condiciones físicas similares (topografía, suelo, clima), el rodal presenta una amplia variabilidad; la edad de los árboles no ha sido determinada, tampoco se ha determinado la disponibilidad de agua que depende del nivel de napa freática y la longitud de las raíces.



Figura 9: Zona de estudio

FUENTE: Elaboración propia

El sector Humedades presenta los siguientes límites:

Norte : Distrito de Olmos y Cerro Chalpón

Sur : Sector Briceño de la Comunidad Campesina de Motupe

Este : Sector Pueblo Nuevo y Salitral de la Comunidad Campesina de Motupe

Oeste : Comunidades Campesinas de Olmos y Cerro Jaguay Negro (Motupe)

El sector Humedades abarca un total de 4572 ha (Calderón, 1999), habiéndose escogido la parcela del Sr. Ramón Cruz, cuya área es de 3,29 ha y 64 árboles de sapote. Su ubicación se detalla en la Tabla 3 y su localización se muestra en la Figura 10.

Tabla 3: Vértices de parcela de estudio

<i>Descripción</i>	<i>E (m)</i>	<i>N (m)</i>
A	634046	9316344
B	633934	9316193
C	633795	9316300
D	633761	9316353
E	633885	9316406
F	633900	9316386
G	633928	9316406

Sistema de Coordenadas UTM, Datum WGS84, Zona 17S

FUENTE: Durand (2013)

1.2. FISIOGRAFÍA

El Sector Humedades presenta una topografía plana con pequeñas ondulaciones, con una altitud promedio de 60 m.s.n.m. Hacia el oeste se encuentra una cadena de cerros con alturas mayores a los 700 m.s.n.m. (Calderón, 1999).

1.3. EDAFOLOGÍA

La textura de los suelos de la parte este es franco arcillosa, con una profundidad mayor a 40 cm, con material de origen aluvial. La parte oeste, cercana a los cerros, presenta un suelo pedregoso, poco profundo y no apto para la agricultura (Calderón, 1999).

1.4. HIDROGRAFÍA

Las fuentes de agua son principalmente del subsuelo, a través de norias y pozos tubulares; la profundidad promedio de las norias es de 21 m y de los pozos tubulares, hasta 80 m. En situaciones favorables se utiliza el agua del río Chotoque. El canal de riego es el denominado Tayta Goyo, cuyo uso es temporal durante los meses de febrero-abril, época de lluvias (Calderón, 1999).

1.5. CLIMA

Calderón (1999) menciona que el clima de la zona es cálido, en los meses calurosos (enero – marzo) supera los 30°C y desciende hasta 22°C entre mayo y setiembre. La temperatura media anual es de 24,3°C y una precipitación total anual de 99,5 mm, excepto cuando se presenta el fenómeno El Niño (Gobierno Regional de Lambayeque, 2012) que se caracteriza por altas temperaturas y fuertes precipitaciones (Calderón, 1999). El 85% de la precipitación se concentra en el período estacional de lluvias, es decir, de octubre a abril del siguiente año (Acuña *et al.*, 2011).

Acuña *et al.* (2011) señalan que Motupe corresponde al tipo climático de zona desértica cálida, con deficiencia de lluvias en todas las estaciones del año y con humedad relativa calificada como húmeda.

1.6. VEGETACIÓN

De acuerdo a la clasificación de bosques del Mapa e Inventario Forestal de Lambayeque del Proyecto Algarrobo, Calderón (1999) determinó mediante un sondeo rural rápido que el sector Humedades abarca en total 4572 ha, de las cuales 4265 ha (90 % del total) están cubiertas de bosque pudiéndose diferenciar dos tipos:

- Bosque seco ralo de Llanura (BsrLl), que abarca una extensión de 1865 ha, cuyo grado de cobertura vegetal total es de 30% en promedio y una densidad de 40,5 árboles/ha. En este tipo de bosque, la especie arbórea dominante es el algarrobo, con un 60% de la cobertura vegetal total, que significa 1800 m² de proyección de copa por hectárea, seguido del sapote con 15%; mientras que el 25% restante están las especies arbustivas, entre las que destaca la *Cordia lutea* (overo) y *Vallesia glabra* (cun-cún).
- Bosque seco de Colina (BsC), corresponde a una zona de transición al Bosque seco de Colina propiamente dicho, en el que se encuentra además características del bosque tipo Chaparral; abarca en conjunto un área de 2400 ha. El grado de cobertura vegetal total es 45% en promedio y la densidad es de 88,4 árboles/ha, la vegetación dominante es de tipo arbustiva, siendo el overo la especie mayor con 55% de la cobertura vegetal; y dentro de las especies arbóreas, el sapote con 25% el más abundante y el 20% restante para *Prosopis pallida* (algarrobo), *Loxopterygium huasango* (hualtaco), *Bursera greveolens* (palo santo) y *Parkinsonia microphylla* (palo verde).

1.7. ACTIVIDADES SOCIOECONÓMICAS

Actualmente en Motupe, ciudad más cercana al Caserío “Las Humedades”, se realizan actividades económicas de producción agrícola, principalmente maracuyá, limón y mango; así como otras industrias, siendo este el caso de Cervecería del Norte y Jugos del Norte (Llacsahuanga y Venancio, 2011). No obstante, los pobladores desconocen las ventajas económicas de los productos diferentes a la madera, ocasionando que por necesidades energéticas y también por prácticas ilegales, se extraigan los árboles de algarrobo para leña y carbón y de sapote para venta de su madera.

2. MATERIALES Y EQUIPOS

- Ethrel (etefón)
- Agua destilada
- Algodón
- Rafia
- Plástico adherente
- Cuchilla
- Guantes de cuero
- Guantes quirúrgicos
- Mascarilla
- Pipeta
- Cinta métrica
- Cámara digital
- Libreta de campo

3. METODOLOGÍA

3.1. SELECCIÓN DE MUESTRA

En la parcela del Sr. Ramón Cruz, se consideró como población los árboles de sapote según el inventario forestal de Durand (2013). En esta área se seleccionaron aleatoriamente tres árboles por tratamiento y control, evaluándose un total de 12 árboles. Se seleccionaron tres ramas apicales (pseudoreplicaciones) por cada árbol (unidad experimental), a las cuales se les colocará una rafia para su identificación durante los días de evaluación.

Asimismo, se caracterizó el material experimental mediante el registro del diámetro del fuste del árbol, su altura y el número de ramas apicales respecto a la aplicación de etefón, las cuales serían afectadas.



Figura 11: Medición de DAP

FUENTE: Elaboración propia

3.2. APLICACIÓN DE ETEFÓN

Se definió un testigo y tres tratamientos con diferentes concentraciones de etefón, tal como muestra la Tabla 4. Para ello se diluyó el ethrel (sustancia activa: 480 g de etefón/L) con agua destilada, y se aplicó 1 ml de la solución en cada rama. Las dosis fueron determinadas como valores cercanos a los sugeridos por Nair (Conference Sustainable production of wood and non-wood forest products, 2003), probadas para mejoramiento en la producción de goma en la especie *Sterculia urens*.

Tabla 4: Concentración de etefón por tratamiento

Tratamiento	<i>Sterculia urens</i> (mg/ml)	<i>Capparis scabrida</i> (mg/ml)
T ₀	0	0
T ₁	190	192
T ₂	285	288
T ₃	390	384

FUENTE: Elaboración propia

En las ramas apicales, se removió aproximadamente 1 cm² de la corteza en forma cuadrangular, con la ayuda de una cuchilla. La aplicación se hizo colocando un pedazo de algodón de aproximadamente 54 mg empapado en 1 ml de la solución en el área donde se removió la corteza y luego se fijó en la rama con la ayuda de un plástico adherente, permitiendo que la solución sea absorbida.

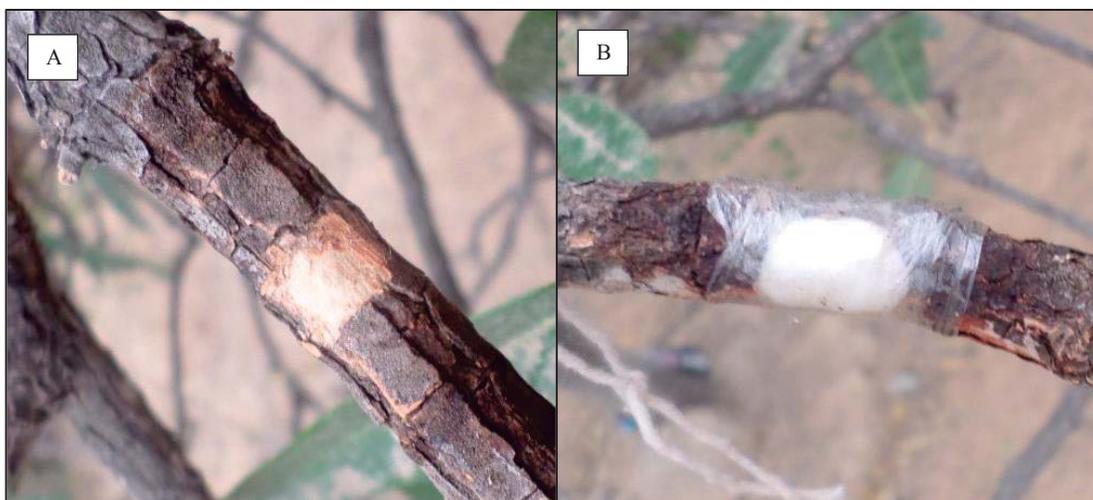


Figura 12: Aplicación de etefón

FUENTE: Elaboración propia

Donde:

A) Corte de 1 cm² de corteza

B) Algodón con etefón adherido a la rama

3.3. EVALUACIÓN DE ABSCISIÓN DE HOJAS

Se contabilizó el número total de hojas tiernas, jóvenes y adultas antes de realizar las aplicaciones de etefón. Luego se evaluó diariamente el número de hojas que permanecen en cada rama, durante 6 días. Los resultados de las pseudoreplicaciones fueron sumados, de manera que la abscisión de hojas se exprese como porcentaje del total inicial (abscisión acumulada) y como porcentaje de hojas caídas en el día (abscisión absoluta).



Figura 13: Conteo del número de hojas

FUENTE: Elaboración propia

Donde: Sector Humedades, Motupe

Los estados de maduración de las hojas fueron definidos visualmente, caracterizándolos de la siguiente forma:

- a) Hojas tiernas (HT): en expansión, rojizas o verdes, totalmente pubescentes
- b) Hojas jóvenes (HJ): parcial o totalmente expandidas, verdes, parcialmente pubescentes
- c) Hojas maduras (HM): totalmente expandidas, verdes, ausencia de pubescencia



Figura 14: Estados de maduración de las hojas

FUENTE: Elaboración propia

Donde:

A) Hoja tierna

B) Hoja joven

C) Hoja madura

3.4. EVALUACIÓN ESTADÍSTICA

En condiciones naturales, los individuos de sapote presentan una amplia heterogeneidad de diversas características que difícilmente puede ser reducida. Por ello, se exploró mediante un Análisis de Componentes Principales (ACP) para determinar cuáles características resultaban más importantes en la variabilidad total de los datos obtenidos, siendo las variables de evaluación con sus correspondientes unidades las que se muestran en la Tabla 5. Las variables fueron agrupadas en variables compuestas (componentes principales) que son independientes entre sí, y explican la mayor parte de la variabilidad del sistema (común y específica) (Seminario de Estadística Aplicada *et al.*, s.f.; Terrádez, s.f.; IGCEM, 2012).

Tabla 5: Variables de estudio

Variables	Unidades
Diámetro	cm
Altura	m
Nº de ramas afectadas/aplicación	-
Hojas maduras - Abscisión absoluta	%
Hojas maduras - Abscisión acumulada	%
Hojas jóvenes - Abscisión absoluta	%
Hojas jóvenes - Abscisión acumulada	%
Hojas tiernas - Abscisión absoluta	%
Hojas tiernas - Abscisión acumulada	%

FUENTE: Elaboración propia

Posteriormente, con la variable que resulte del ACP, se procedió a realizar ANOVA de un factor con el fin de verificar estadísticamente diferencias significativas entre los tratamientos. En los casos en que no pudo realizarse este análisis, se realizó la prueba de Kruskal-Wallis como alternativa no paramétrica análoga al ANOVA. El análisis se realizó con el uso del programa estadístico libre PAST, versión 2.17.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

1. EVALUACIÓN DE INFLUENCIA DE LA CONCENTRACIÓN DE ETEFÓN EN LAS VARIABLES ANALIZADAS

Las tablas 6, 7 y 8 muestran los valores de abscisión absoluta (Abs. abs.) y abscisión acumulada (Abs. acu.) en los tres estados de maduración de las hojas para los diferentes tratamientos. No se muestran los valores de los individuos testigos o control, puesto que para todos los días y estados de maduración los valores son cero. El Anexo 2 presenta la información sobre el número de hojas, a partir de la cual se calcularon los valores de abscisión; asimismo, contiene otros registros adicionales realizados en campo, que caracterizan a los individuos estudiados.

Tabla 6: Abscisión absoluta y acumulada en hojas por aplicación de 192 mg/ml de etefón (T₁)

DÍA	Abs. abs. HM (%)	Abs. acu. HM (%)	Abs. abs. HJ (%)	Abs. acu. HJ (%)	Abs abs. HT (%)	Abs. acu. HT (%)
DÍA 1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DÍA 2	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	0,00	0,00	25,00	25,00	40,00	40,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DÍA 3	0,00	0,00	9,09	9,09	0,00	0,00
	2,25	2,25	0,00	25,00	0,00	40,00
	0,75	0,75	0,00	0,00	0,00	0,00
DÍA 4	36,36	36,36	63,64	72,73	62,50	62,50
	6,74	8,99	0,00	25,00	20,00	60,00
	0,75	1,49	0,00	0,00	50,00	50,00
DÍA 5	50,00	86,36	27,27	100,00	25,00	87,50
	41,57	50,56	25,00	50,00	0,00	60,00
	32,09	33,58	100,00	100,00	0,00	50,00
DÍA 6	9,09	95,45	0,00	100,00	0,00	87,50
	31,46	82,02	50,00	100,00	20,00	80,00
	20,90	54,48	0,00	100,00	50,00	100,00
DÍA 7	2,27	97,73	0,00	100,00	0,00	87,50
	8,99	91,01	0,00	100,00	20,00	100,00
	20,90	75,37	0,00	100,00	0,00	100,00

Tabla 7: Abscisión absoluta y acumulada en hojas por aplicación de 288 mg/ml de etefón (T₂)

<i>DÍA</i>	<i>Abs. abs.HM (%)</i>	<i>Abs. acu. HM (%)</i>	<i>Abs. abs. HJ (%)</i>	<i>Abs. acu. HJ (%)</i>	<i>Abs abs. HT (%)</i>	<i>Abs. acu. HT (%)</i>
DÍA 1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DÍA 2	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DÍA 3	2,88	2,88	16,67	16,67	0,00	0,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DÍA 4	2,88	5,76	0,00	16,67	66,67	66,67
	7,41	7,41	20,69	20,69	50,00	50,00
	5,75	5,75	28,57	28,57	0,00	0,00
DÍA 5	45,32	51,08	83,33	100,00	33,33	100,00
	61,11	68,52	20,69	41,38	30,77	80,77
	35,63	41,38	71,43	100,00	50,00	50,00
DÍA 6	28,06	79,14	0,00	100,00	0,00	100,00
	12,96	81,48	37,93	79,31	7,69	88,46
	33,33	74,71	0,00	100,00	50,00	100,00
DÍA 7	8,63	87,77	0,00	100,00	0,00	100,00
	1,85	83,33	0,00	79,31	3,85	92,31
	16,09	90,80	0,00	100,00	0,00	100,00

Tabla 8: Abscisión absoluta y acumulada en hojas por aplicación de 384 mg/ml de etefón (T₃)

DÍA	Abs. abs. HM (%)	Abs. acu. HM (%)	Abs. abs. HJ (%)	Abs. acu. HJ (%)	Abs abs. HT (%)	Abs. acu. HT (%)
DÍA 1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
DÍA 2	2,65	2,65	0,00	0,00	46,15	46,15
	0,00	0,00	0,00	0,00	10,00	10,00
	0,00	0,00	0,00	0,00	8,33	8,33
DÍA 3	0,00	2,65	0,00	0,00	15,38	61,54
	1,89	1,89	14,29	14,29	20,00	30,00
	6,25	6,25	2,08	2,08	4,17	12,50
DÍA 4	0,00	2,65	33,33	33,33	0,00	61,54
	0,94	2,83	0,00	14,29	0,00	30,00
	6,25	12,50	14,58	16,67	8,33	20,83
DÍA 5	13,27	15,93	26,67	60,00	30,77	92,31
	31,13	33,96	0,00	14,29	20,00	50,00
	0,00	12,50	31,25	47,92	35,42	56,25
DÍA 6	25,66	41,59	40,00	100,00	0,00	92,31
	22,64	56,60	57,14	71,43	10,00	60,00
	37,50	50,00	18,75	66,67	22,92	79,17
DÍA 7	24,78	66,37	0,00	100,00	0,00	92,31
	14,15	70,75	0,00	71,43	10,00	70,00
	0,00	50,00	14,58	81,25	4,17	83,33

Con los datos mostrados en las tres tablas anteriores y las características diámetro, altura y número de ramas afectadas por la aplicación (9 variables), se realizaron los Análisis de Componentes Principales (ACP) para cada día de desarrollo del experimento. Los componentes son variables artificiales que se obtienen de la combinación lineal de todas las características o variables iniciales consideradas. Como muestra la Tabla 9, el número de componentes puede ser como máximo igual al número de variables iniciales; cada una explicará un porcentaje de la variabilidad de los datos. En la tabla se observa el porcentaje de varianza que cada una explica en el día 4, lo que es importante para definir cuántos componentes principales se utilizarán en el análisis según el porcentaje que representa. La primera componente explica gran porcentaje de la variabilidad de los datos, alcanzando el 49,19%.

Tabla 9: Varianzas explicadas por componente principal del día 4

<i>Número de componente</i>	<i>Varianza (%)</i>
1	49,19
2	20,31
3	12,22
4	8,82
5	4,68
6	2,93
7	1,62
8	0,21
9	0,02

Al considerar la primera componente, esta es influenciada por las variables de abscisión absoluta y acumulada en los diferentes estados de maduración de la hoja, pero principalmente de hojas jóvenes y maduras; esto significa que la mayor variabilidad de los datos está explicada por dichas características. Esto se aprecia en la Figura 15, donde las características se encuentran en el eje positivo de las abscisas y con un ángulo menor en relación a ese eje que respecto al eje de las ordenadas, lo que significa que están más relacionadas con la primera componente que con la segunda.

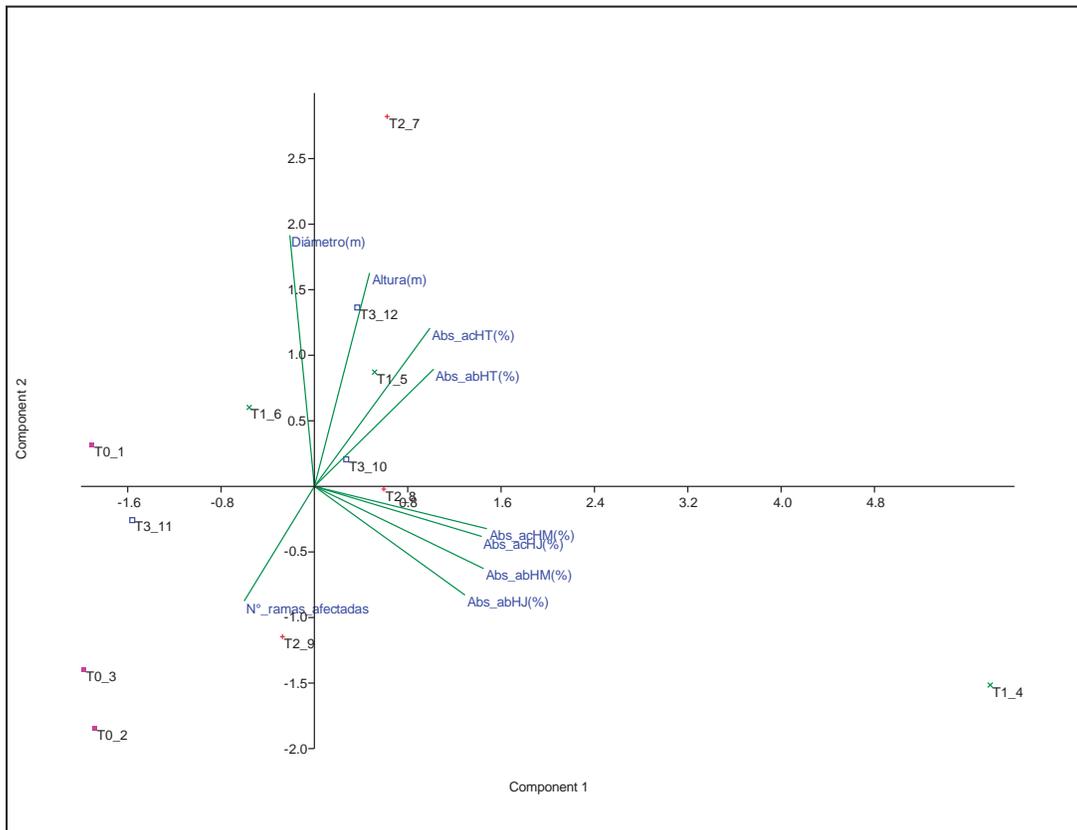
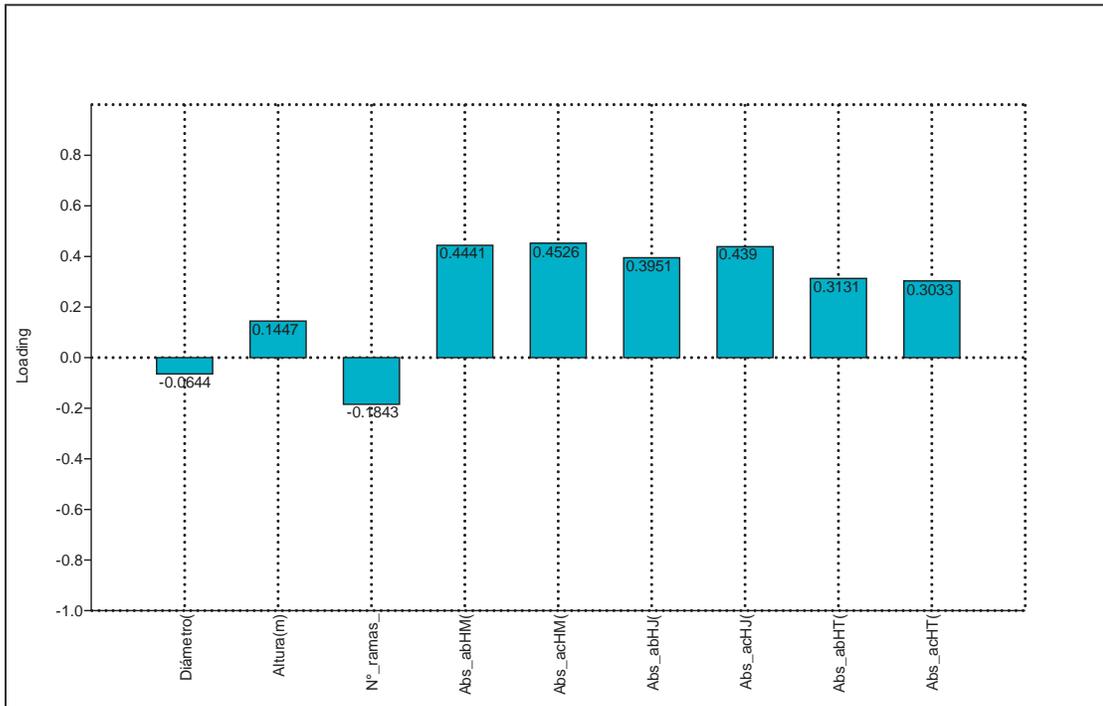


Figura 15: Representación gráfica del Análisis de Componentes Principales para el día 4

Para conocer mejor la influencia de cada característica en la primera componente, en la Figura 16 se observaron además los pesos o cargas de las variables (“loading”), que representa la correlación entre una característica original y un componente principal. La primera componente está compuesta por las variables abscisión acumulada de hojas madura, abscisión absoluta de hojas maduras, abscisión acumulada de hojas jóvenes, abscisión absoluta de hojas jóvenes, abscisión absoluta de hojas tiernas y abscisión acumulada de hojas tiernas, aunque las más influyentes son las tres primeras. Las variables altura, diámetro y número de ramas afectadas presentan pesos muy bajos y/o negativos, por lo que presentan una dirección negativa para la primera componente del gráfico del ACP, indicando que están poco correlacionados con esta componente.

Figura 16: Pesos de la primera componente para el día 4



Para el día 5, el 47,84% de variabilidad de los datos está explicado por la primera componente (Tabla 10), el cual también tiene influencia de los factores abscisión absoluta y acumulada sobre todo en hojas tiernas y jóvenes, lo que se evidencia en la dirección que toman estas variables (Figura 17).

Tabla 10: Varianzas explicadas por componente principal del día 5

Número de componente	Varianza (%)
1	47,84
2	17,31
3	13,49
4	7,87
5	6,16
6	5,14
7	1,76
8	0,42
9	0,02

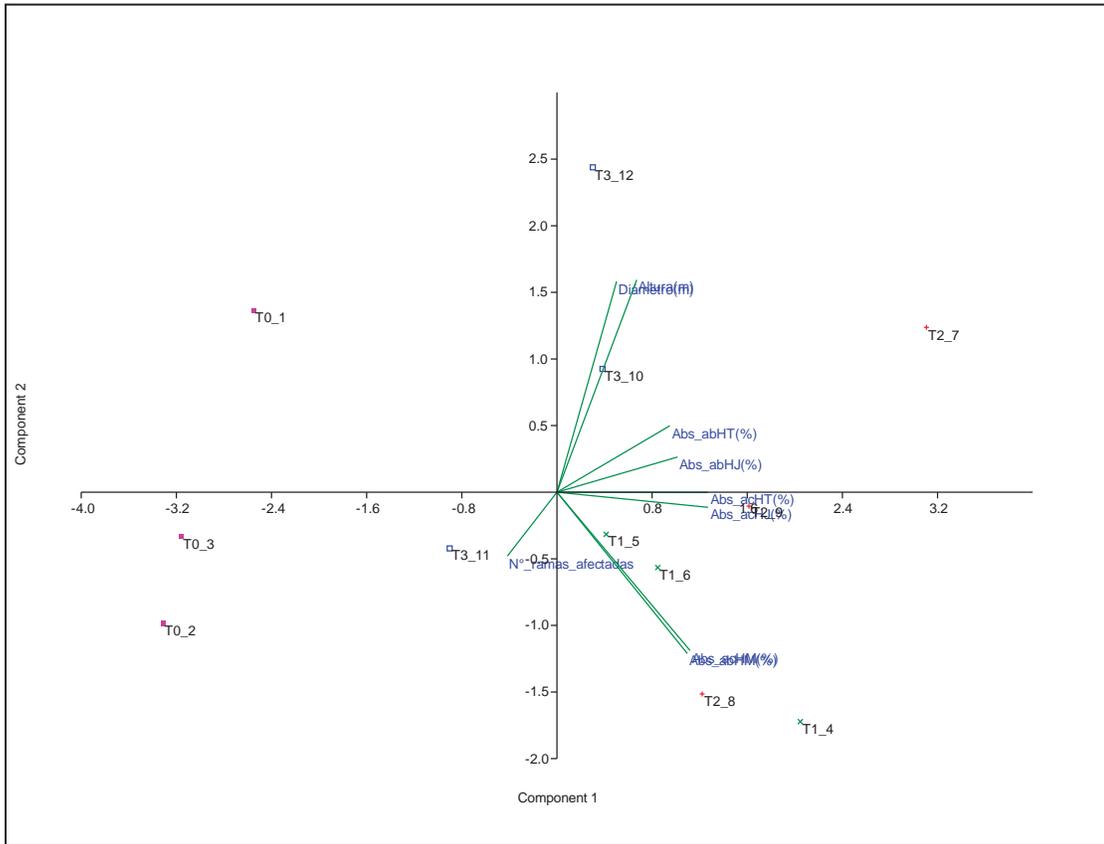
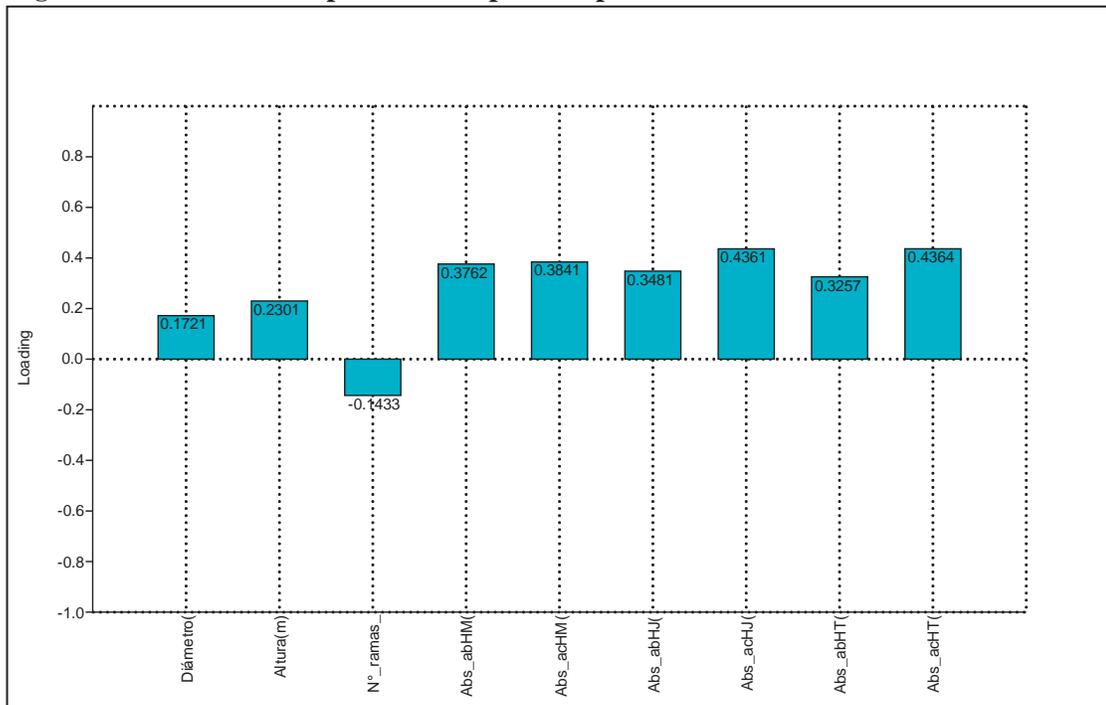


Figura 17: Representación gráfica de Análisis de Componentes Principales para el día 5

Además, se presentan los pesos de las variables para la primera componente (Figura 18). La primera componente está más fuertemente relacionada con las variables de abscisión acumulada de hojas tiernas y la abscisión acumulada de hojas jóvenes; las otras variables de abscisión tienen pesos considerables pero menores. Por otro lado, las características altura, diámetro y número de ramas no presentan una fuerte relación con la primera componente.

Figura 18: Pesos de la primera componente para el día 5



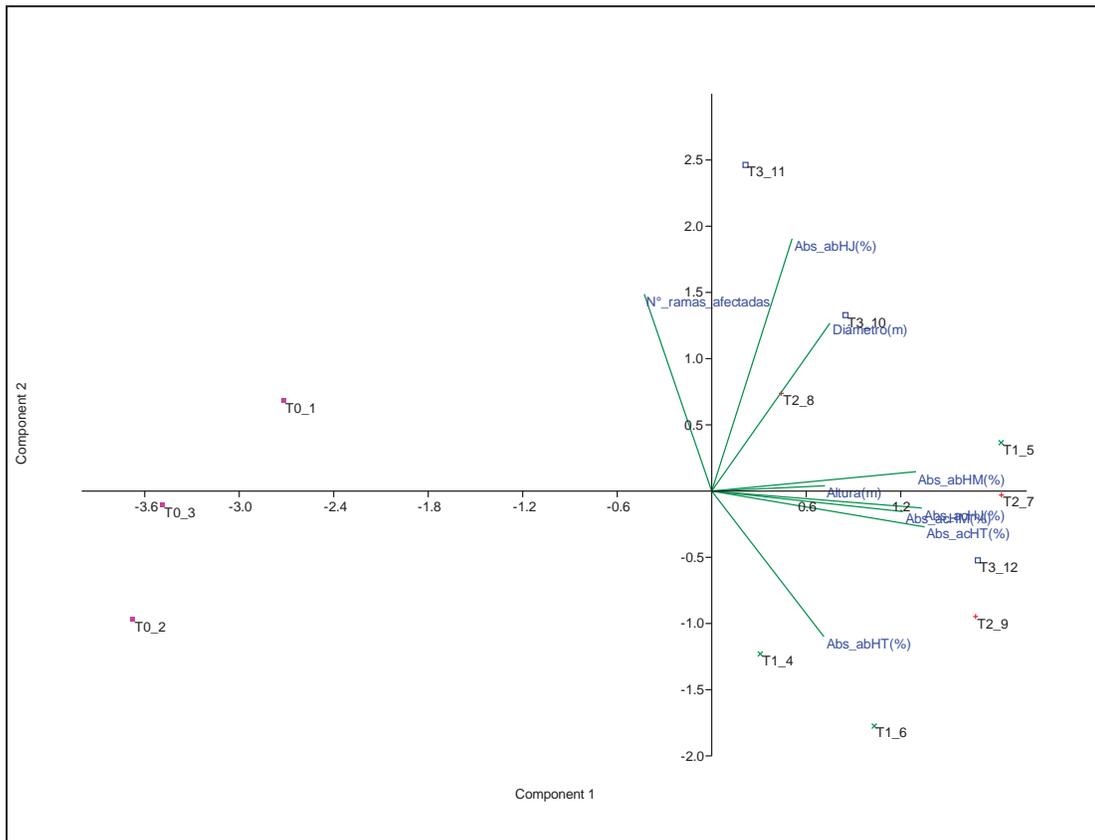
Al igual que para los días previos, para el día 6 se observa la mayor variabilidad de los datos es explicada por la primera componente, la cual explica el 47,84% (Tabla 11).

Tabla 11: Varianzas explicadas por componente principal del día 6

<i>Número de componente</i>	<i>Varianza (%)</i>
1	48,13
2	15,92
3	13,83
4	9,09
5	7,42
6	3,52
7	1,21
8	0,79
9	0,10

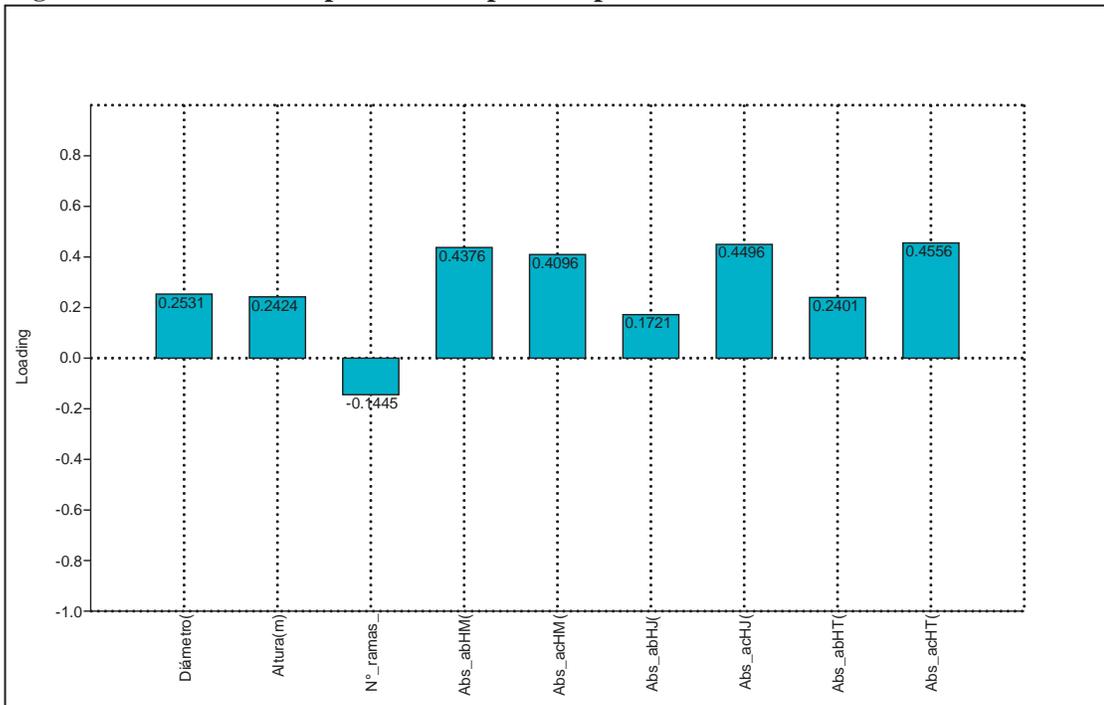
En la Figura 19 se aprecia que las características de abscisión absoluta de hojas maduras, altura, abscisión acumulada de hojas maduras, jóvenes y tiernas son las que más influyen en la primera componente. No obstante, la magnitud de la variable altura es menor, por lo que su influencia en la primera componente podría ser menor respecto a las variables de abscisión.

Figura 19: Representación gráfica de Análisis de Componentes Principales para el día 6



Adicionalmente, en la Figura 20 se muestran las combinaciones lineales para la primera componente. Las características abscisión acumulada de hojas tiernas, abscisión acumulada de hojas jóvenes, abscisión absoluta de hojas maduras y abscisión acumulada de hojas maduras son aquellas más influyentes. Las características restantes presentan correlaciones más bajas y/o una dirección negativa, indicando que son poco influyentes en la primera componente.

Figura 20: Pesos de la primera componente para el día 6



Se muestran gráficas para los días 4, 5 y 6 del estudio, debido a que en ellos se presenta una abscisión más marcada. Los gráficos de los otros días del experimento se muestran en el Anexo 3. Para casi todos los días, con excepción del día 1, la primera componente está siempre influenciada por las variables de abscisión absoluta y acumulada en los diferentes estados de maduración de la hoja (tierna, joven y madura), lo significa que la mayor variabilidad de los datos está explicada por dichas características.

Cabe señalar también que la primera componente de cada ACP para esos días explica la variabilidad de los datos en el rango del 40% al 50%. Si bien no representa un porcentaje muy elevado, es considerado suficiente debido a que el estudio no tuvo condiciones controladas, sino que fue una investigación en campo no manejado. La variabilidad del día 1 es mayor al 80% puesto que solo considera los factores diámetro, altura y número de ramas debido a que las demás características tienen valores de 0 por ser el día inicial. Para los días finales, se observa una mayor influencia de las abscisiones acumuladas que de las absolutas. Asimismo se aprecia que para la mayoría de días, la característica abscisión acumulada de hojas tiernas obtuvo los máximos valores de pesos o cargas.

Observando los ACP exploratorios de todos los días de evaluación, junto con los datos de número de hojas persistentes tomados en la evaluación de campo, se pudo simplificar el análisis a una sola variable para los análisis posteriores. De este modo, se llegó a la elección de la característica de abscisión acumulada de hojas tiernas como el factor que mejor explica la variabilidad de los datos, es decir, que la respuesta al efecto de los tratamientos en los individuos de sapote se expresará con dicha característica en análisis posteriores. No obstante, adicionalmente se consideró abscisión acumulada de hojas jóvenes y maduras para complementar el análisis.

2. COMPARACIÓN DE ABSCISIÓN ACUMULADA ENTRE TRATAMIENTOS POR DÍA DE EVALUACIÓN PARA TRES ESTADOS DE MADURACIÓN

Para todos los días de evaluación se evidencia una marcada diferencia entre los individuos control y aquellos a los cuales se les aplicó la hormona, manifestando así que el etileno exógeno puede actuar reduciendo el transporte de auxina desde la hoja a la zona de abscisión a un nivel crítico que no inhiba el proceso y estimular la producción de enzimas hidrolíticas en la zona de abscisión (Beyer, 1973).

Al observarse que los individuos control presentaron una abscisión nula durante el desarrollo del estudio, se evidencia que el tiempo de permanencia de las hojas maduras en el árbol es mayor a los 7 días pudiendo tratarse de semanas o hasta meses, lo que concuerda con lo señalado por Mabres (1988) y con la descripción botánica del árbol que indica que este es siempreverde (Rodríguez *et al.*, 2007). Asimismo se observa que las hojas jóvenes y tiernas tampoco han sido afectadas por la abscisión, efecto que podría producirse por un pronunciado déficit de agua pero que es sopesado gracias a las adaptaciones ecológicas de la especie (Mabres, 1988). La defoliación puede presentarse entre marzo y junio (Galindo, 2014) en un porcentaje menor al 40% (Gutiérrez, 1953), y aunque el calendario fenológico de la especie pueda diferir ligeramente debido a las condiciones específicas de la zona, resulta poco probable que este efecto que se produce de manera natural en los árboles se manifieste en gran magnitud específicamente en las ramas seleccionadas para el estudio.

En hojas tiernas (Figura 21) se evidencia un marcado aumento en el porcentaje de abscisión para el día 4, con excepción de la máxima concentración (384 mg/ml) donde el incremento es progresivo desde los días previos. Se aprecia también que hacia el final del experimento, los porcentajes de abscisión disminuyen debido a que se acercan a la culminación del proceso. El

porcentaje de abscisión acumulada es menor para la máxima concentración, seguido por la mínima concentración y por último, la intermedia hacia el final del experimento. Sin embargo, los valores finales para T₁ y T₂ son bastante cercanos. Se aprecia también que esto varía durante el desarrollo del estudio, observándose una tendencia para los días 2, 3 y 4 y otra para los días 5, 6 y 7. Esta tendencia se aprecia mejor en el gráfico de líneas del Anexo 4, que también se elaboró para hojas jóvenes y maduras.

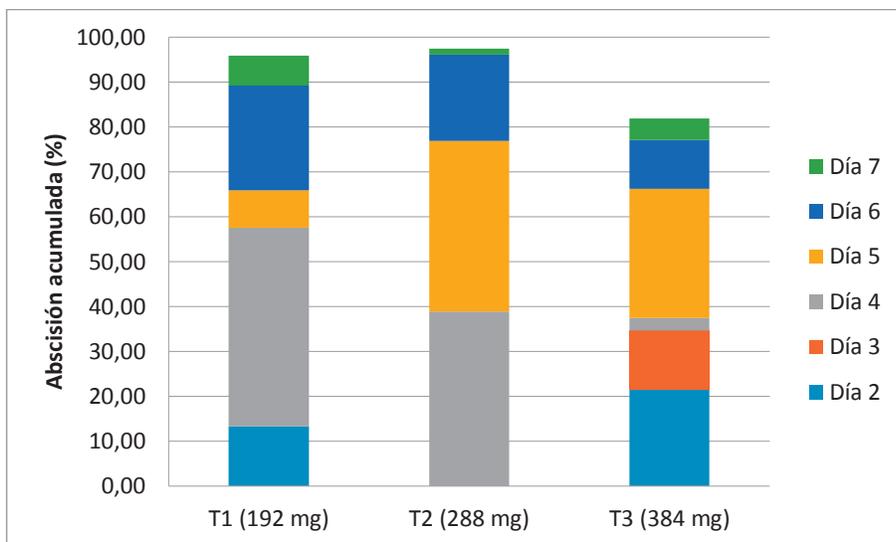


Figura 21: Evolución de la abscisión por tratamiento en hojas tiernas

En hojas jóvenes el proceso se dispara recién para el día 5, tal como se observa en la Figura 22. Para los días 2 y 3, los porcentajes de abscisión son mínimos o nulos, observándose que el efecto del etileno demora en manifestarse. Asimismo, cabe señalar que el proceso parece haberse detenido para el día 6 en el caso del tratamiento de concentración intermedia (288 mg/ml) y concluido para ese mismo día en el caso del tratamiento de concentración mínima (192 mg/ml) que alcanza el 100%. El porcentaje de abscisión acumulada es menor para la máxima concentración, seguido por la concentración intermedia y por último, la mínima hacia el final del experimento. Al igual que para hojas tiernas, se observa que esto varía durante los días del estudio, apreciándose una tendencia para los días 2, 3 y 4 y otra para los días 5, 6 y 7.

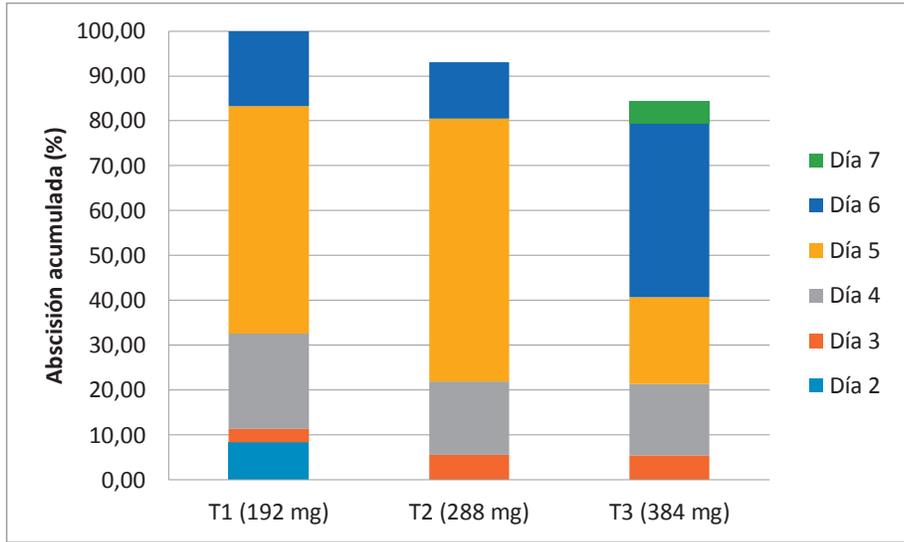


Figura 22: Evolución de la abscisión por tratamiento en hojas jóvenes

Hasta el día 4, la abscisión producida en hojas maduras es leve. Se observa en la Figura 23 un incremento marcado producido para el día 5, con excepción del tratamiento T₃ (384 mg/ml). Asimismo se observa que esta respuesta se reduce para el último día del experimento. Hacia el final del estudio, el porcentaje de abscisión acumulada menor resulta ser para la máxima concentración, seguido por la concentración intermedia y por último, la mínima, aunque casi no hay diferencia entre los valores de T₁ y T₂. Semejante a los casos anteriores, se presentan dos tendencias en los días del experimento, una para los días 2, 3 y 4 y otra para los días 5, 6 y 7.

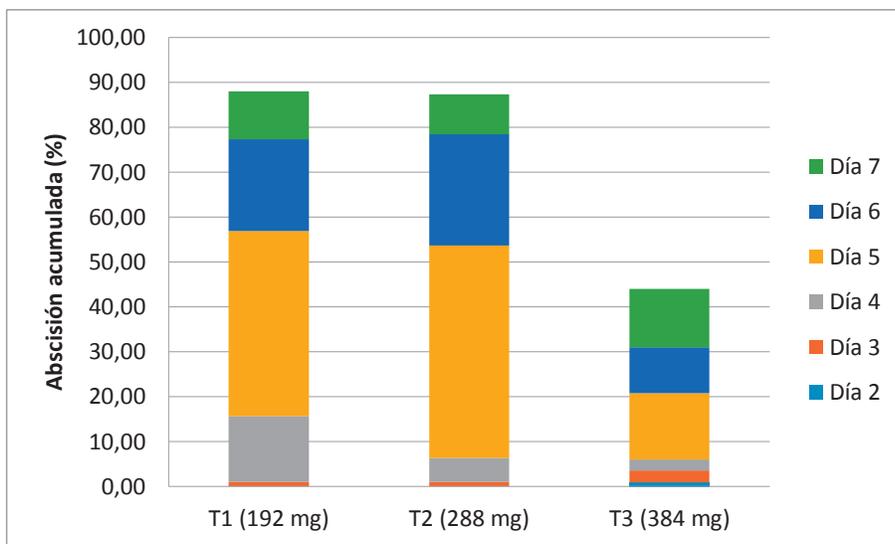


Figura 23: Evolución de la abscisión por tratamiento en hojas maduras

Los resultados obtenidos no concuerdan con lo mencionado por Woolf (1992), quien trabajó en condiciones controladas y señala que elevadas concentraciones de etefón originan una mayor y más rápida tasa de abscisión, con un pico en la abscisión para la concentración más alta. Por ello, debe considerarse que existen otros factores diferentes a la concentración que podrían haber influenciado, como características genéticas inherentes a la planta, puesto que la aplicación se realizó en individuos independientes entre sí, o condiciones externas no evaluadas (nivel de napa freática, exposición solar, viento). Por otro lado, podría considerarse que los valores de las concentraciones de etefón definidas para este estudio son cercanos entre sí, produciendo así un efecto similar en la caída de hojas. Esto será evaluado mediante un análisis estadístico.

3. ANÁLISIS DEL PORCENTAJE DE ABCISIÓN ACUMULADA EN RELACIÓN CON LA CONCENTRACIÓN DE ETEFÓN

Para la evaluación estadística se consideró la variable abscisión acumulada para para los días 4, 5 y 6 del experimento, debido a que son los más importantes, entre los tratamientos T₁, T₂ y T₃ y excluyéndose el control, debido a que en todos los días de evaluación los porcentajes de abscisión obtenidos son 0%.

3.1. HOJAS TIERNAS

Para probar si existen diferencias significativas entre los tratamientos, primero se debió comprobar los supuestos de normalidad y la homogeneidad de varianzas.

Con el test de Shapiro-Wilk se obtuvieron probabilidades (p valor) mayores al nivel de significancia (α) 0,05, no rechazando la hipótesis de que los residuos presentan una distribución normal (Tabla 12). Los residuales tienen una ubicación cercana respecto a la línea de valores esperados, tal como muestran las Figuras 24, 25 y 26.

Tabla 12: Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk en hojas tiernas

<i>Día</i>	<i>4</i>	<i>5</i>	<i>6</i>
p(valor)	0,8424	0,5249	0,9451

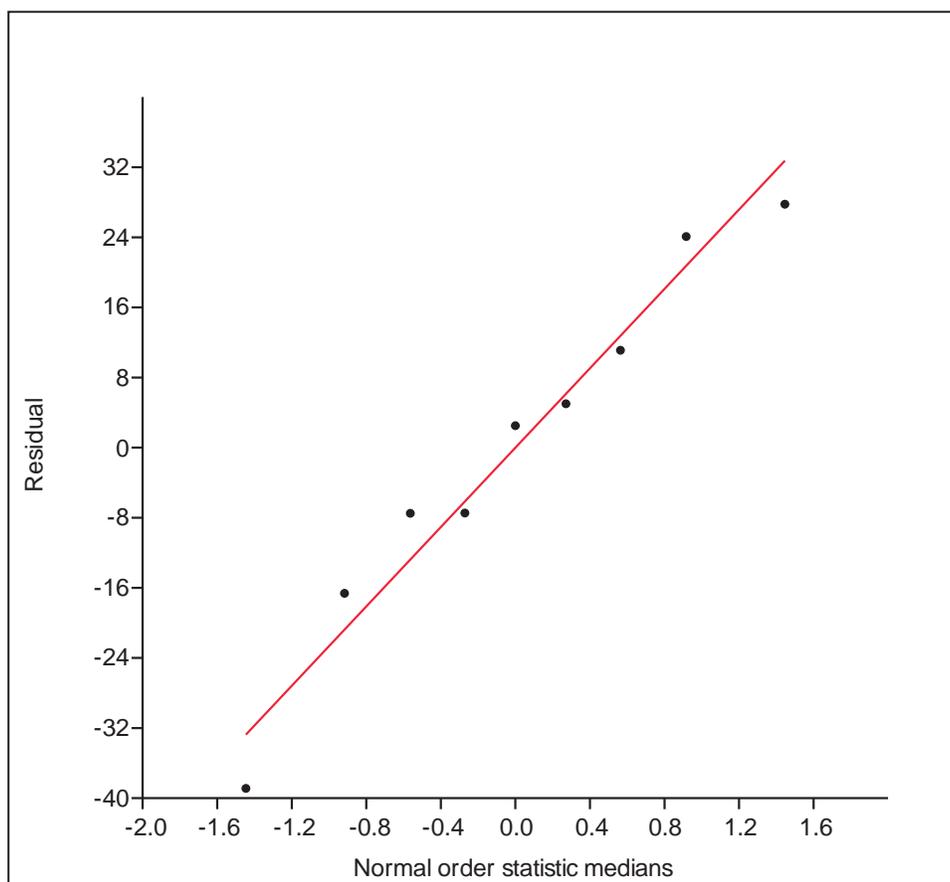


Figura 24: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas tiernas el día 4

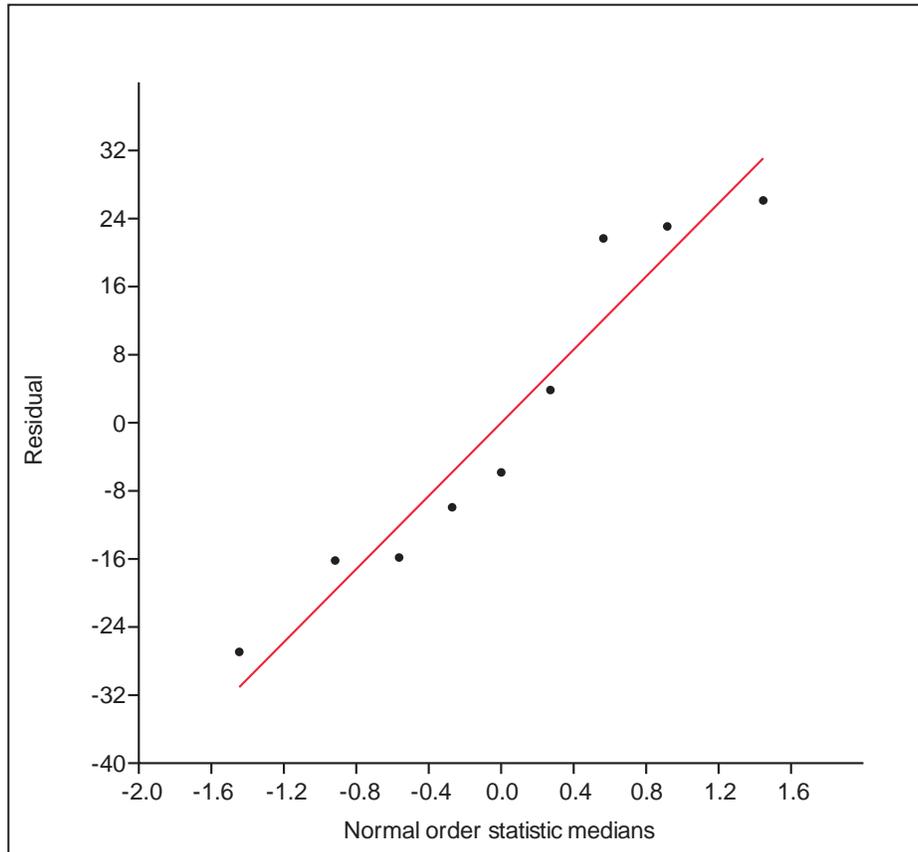


Figura 25: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas tiernas el día 5

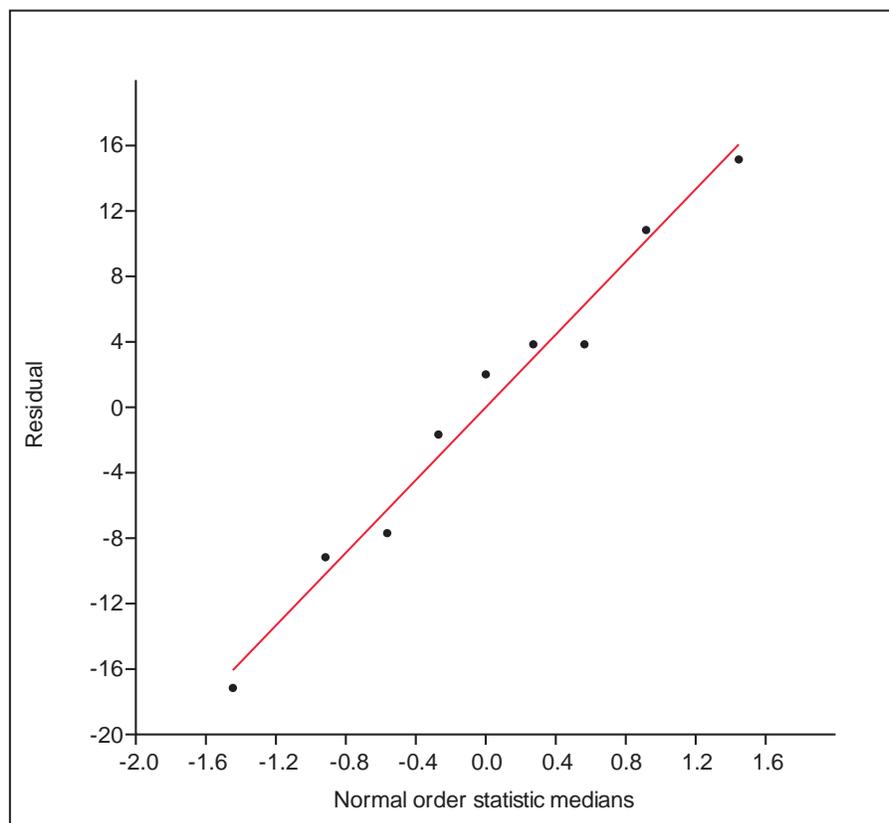


Figura 26: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas tiernas el día 6

Al conocerse que los residuales cumplen una distribución normal, se verificó el supuesto de homogeneidad de varianzas mediante el test de Levene, y se comprobó la hipótesis de que las varianzas son similares con un nivel de significancia de 0,05, es decir, no existen diferencias significativas en la variabilidad de la abscisión entre los datos de todos los tratamientos (Tabla 13).

Tabla 13: Prueba de homogeneidad de varianzas de Levene en hojas tiernas

<i>Día</i>	4	5	6
p(valor)	0,0923	0,8949	0,4335

El ANOVA de un factor o una vía (Anexo 5) probó que no existen diferencias significativas entre los tratamientos aplicados para los días 4, 5 y 6, no rechazando la hipótesis nula. Por ello, para un nivel de significancia de 0,05 los efectos en la abscisión acumulada originados por las concentraciones de 192, 288 y 384 mg/ml de etefón fueron similares entre sí para cada día.

3.2. HOJAS JÓVENES

Primero se comprobó el supuesto de normalidad mediante el test de Shapiro-Wilk, para el cual se obtuvo un p valor mayor a un nivel de significancia de 0,05 para el día 4, afirmando que los residuales presentan una distribución normal (Tabla 14). Para el día 5, este supuesto no puede ser aceptado debido a que la probabilidad es menor al nivel de significancia ($\alpha=0,05$). Para el día 6 el programa Past no podrá realizar el ANOVA debido a que se presenta valores iguales para todos los individuos de T₁, por lo que el análisis debe realizarse mediante la prueba de Kruskal-Wallis. La dispersión de los residuales se observan en los gráficos de probabilidad normal; en el día 4, las observaciones realizadas son cercanas a los valores esperados, como se visualiza en la Figura 27, mientras que en la Figura 28, algunos datos se alejan más de la línea de distribución normal.

Tabla 14: Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk en hojas jóvenes

<i>Día</i>	4	5	6
p(valor)	0,2734	0,005049	-

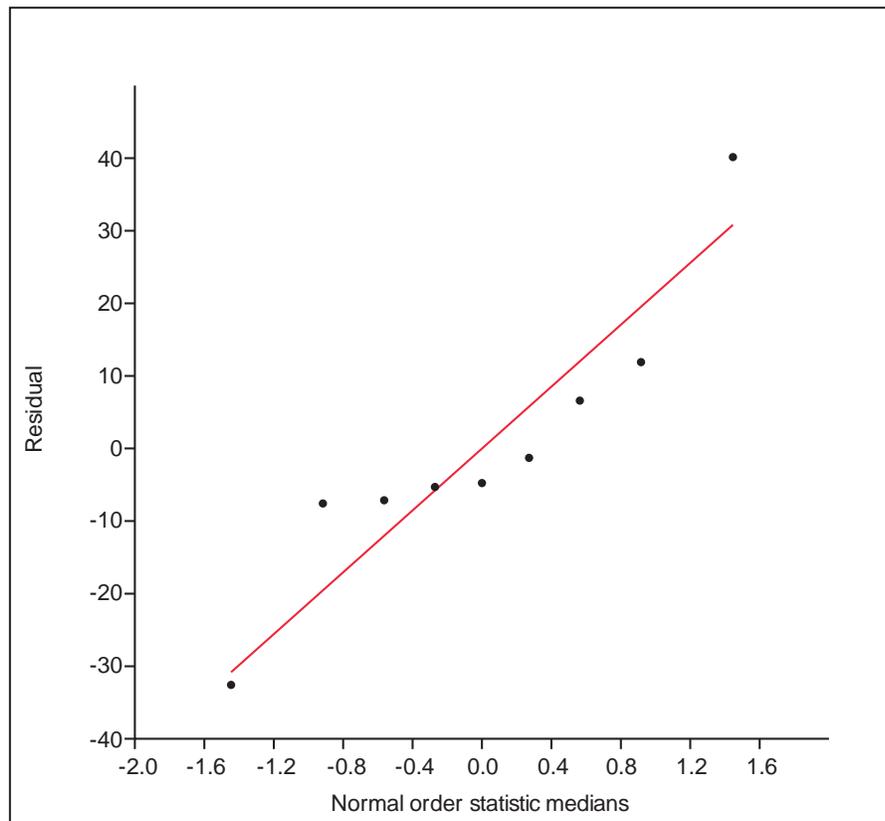


Figura 27: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas jóvenes el día 4

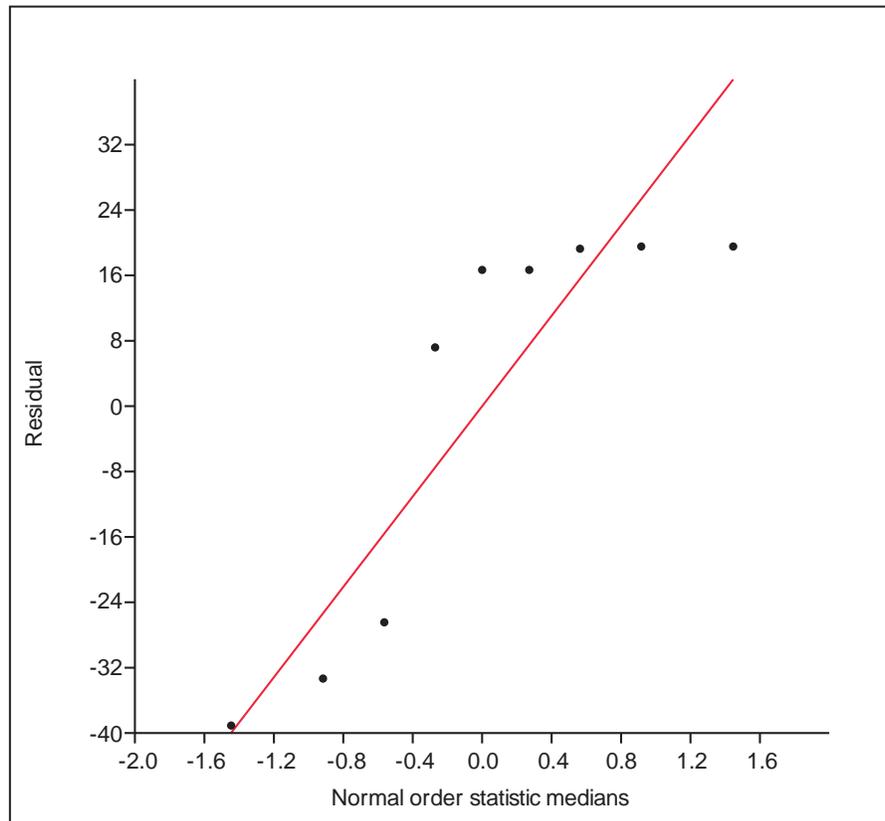


Figura 28: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas jóvenes el día 5

Una vez aceptada la hipótesis de normalidad para el día 4, se verificó el supuesto de homogeneidad de varianzas mediante el test de Levene, obteniéndose una probabilidad mayor al nivel de significancia ($\alpha=0,05$), por lo cual no se rechaza el supuesto de homogeneidad (Tabla 15).

Tabla 15: Prueba de homogeneidad de varianzas de Levene en hojas jóvenes

<i>Día</i>	4
p(valor)	0,07297

El ANOVA (Anexo 5) de una vía probó que no existen diferencias significativas para el día 4 entre los tratamientos aplicados, por lo que se puede decir que los efectos en la abscisión acumulada originados por las concentraciones de 192, 288 y 384 mg/ml de etefón fueron similares entre sí.

Debido a que no se pudieron comprobar los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas para los días 5 y 6, se procedió a realizar la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis en reemplazo del ANOVA de un factor. La Tabla 16 muestra los resultados para esta prueba, en la cual las probabilidades obtenidas son mayores al α de 0,05, expresando que no existe evidencia estadística que señale que hay diferencias significativas entre los tratamientos T₁, T₂ y T₃.

Tabla 16: Prueba de Kruskal-Wallis para abscisión acumulada de hojas jóvenes

<i>Día</i>	5	6
p(valor)	0,2573	0,1988

3.3. HOJAS MADURAS

Mediante la prueba de Shapiro-Wilk se obtuvieron p valores mayores a un α de 0,05, indicando que los residuales presentan una distribución normal (Tabla17). Los residuales se observan en los gráficos de probabilidad normal de las Figuras 29, 30 y 31, donde las observaciones realizadas son cercanas a los valores esperados.

Tabla 17: Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk en hojas jóvenes

<i>Día</i>	4	5	6
p(valor)	0,3063	0,6215	0,6387

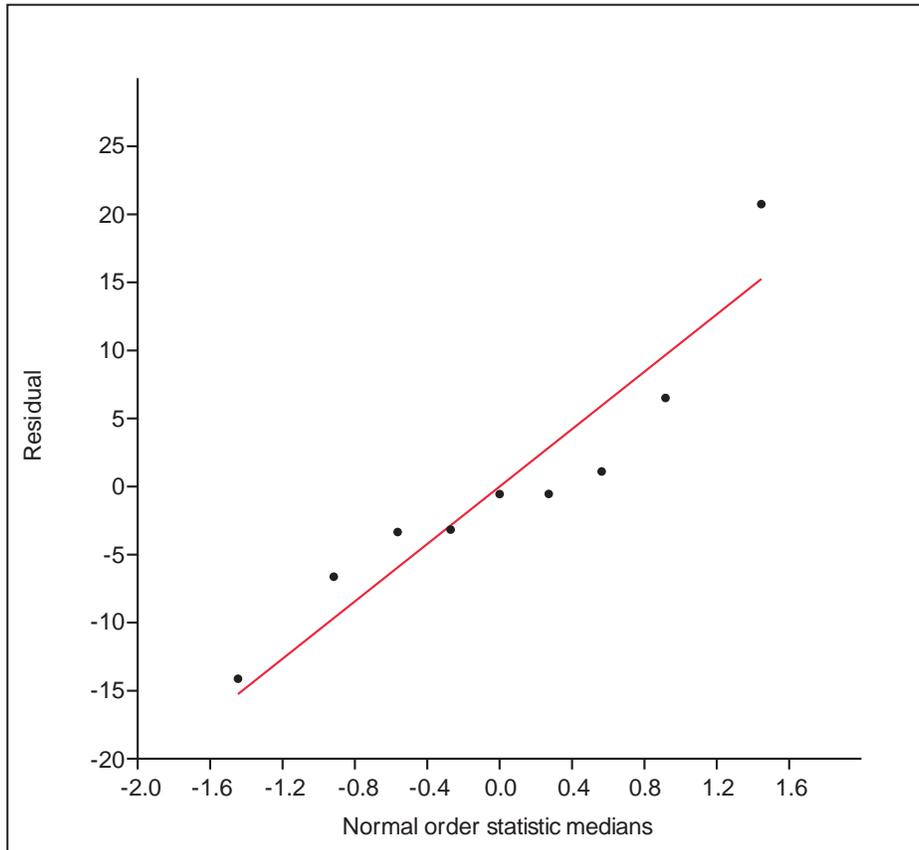


Figura 29: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas jóvenes el día 4

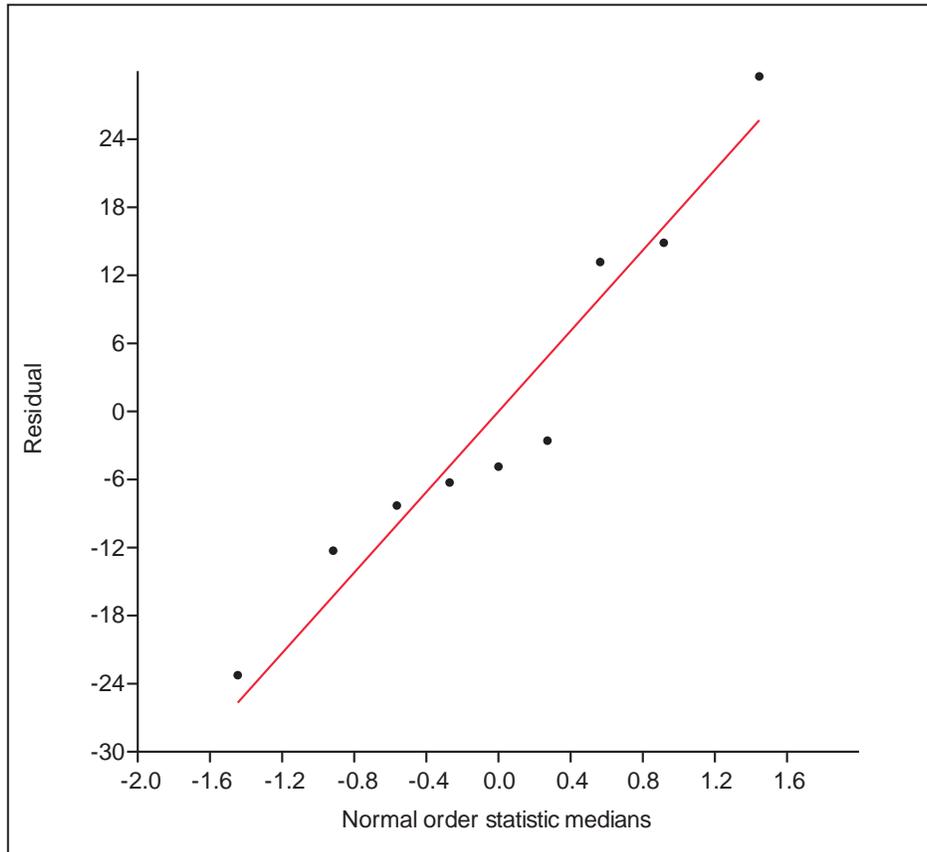


Figura 30: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas jóvenes el día 5

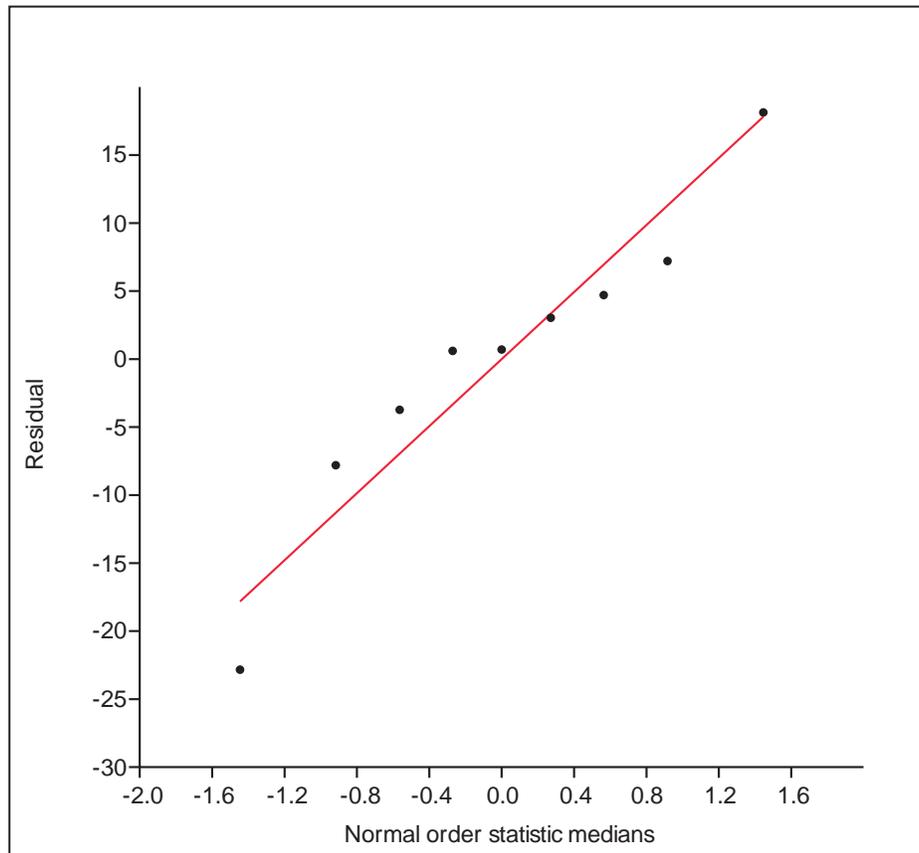


Figura 31: Gráfico de probabilidad normal de los residuales para hojas jóvenes el día 6

Ya que los residuos tienen una distribución normal, se procedió con la verificación del supuesto de homogeneidad de varianzas. Los p valores del test de Levene obtenidos para los días 5 y 6 son menores a un nivel de significancia de 0,05, es decir, se acepta que las varianzas son similares, aunque para el día 4 esta hipótesis se rechaza (Tabla 18).

Tabla 18: Prueba de homogeneidad de varianzas de Levene en hojas maduras

<i>Día</i>	4	5	6
p(valor)	0,02211	0,2797	0,08652

Debido a que se rechazó el supuesto de homogeneidad de varianzas para el día 4, se procedió a realizar la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis, resultados que se muestran en el Tabla 19. El p valor es mayor al α de 0,05 expresando que no existe evidencia estadística que señale que hay diferencias significativas entre los tratamientos T_1 , T_2 y T_3 .

Tabla 19: Prueba de Kruskal-Wallis en hojas madura

<i>Día</i>	4
p(valor)	0,8371

Para los días 5 y 6 se elaboró el ANOVA de una vía (Anexo 5), el cual probó que no existen diferencias significativas entre los tratamientos, es decir, que los efectos en la abscisión acumulada originados por las concentraciones de 192, 288 y 384 mg/ml de etefón fueron similares entre sí.

4. SENSIBILIDAD POR CONCENTRACIÓN SEGÚN ESTADO DE MADURACIÓN

Las Figuras 32, 33 y 34 muestran el comportamiento de sensibilidad al etileno de las hojas en los tres estados de maduración evaluados (hojas tiernas, jóvenes y maduras) para las diferentes concentraciones de etefón. La abscisión acumulada progresa con el transcurso de los días aunque para los últimos días del experimento se aprecia gráficamente solo un moderado incremento, lo que manifiesta que la acción del etileno no es inmediata sino que muestra un leve efecto residual, manifestándose la velocidad de movimiento de la hormona en los tejidos vegetales y de la velocidad de respuesta del tejido.

Para la concentración de 192 mg/ml (Figura 32) se aprecia que el porcentaje de abscisión acumulada para los días 6 y 7 son similares entre los tres estados de maduración, alcanzando una abscisión cercana o superior al 80%. Asimismo, para los días 2 y 3 los valores son similares y aún no se sobrepasa el 20% de abscisión. No obstante, para el día 4 se observa un incremento de más del 40% de abscisión en hojas tiernas; así supera en 24,92% al porcentaje de abscisión en hojas jóvenes y en 41,89%, a las hojas maduras. Esto muestra que para esta concentración las hojas tiernas son las más sensibles al etileno puesto que tienen una reacción, en términos de abscisión, más rápida y pronunciada respecto a las hojas jóvenes y maduras.

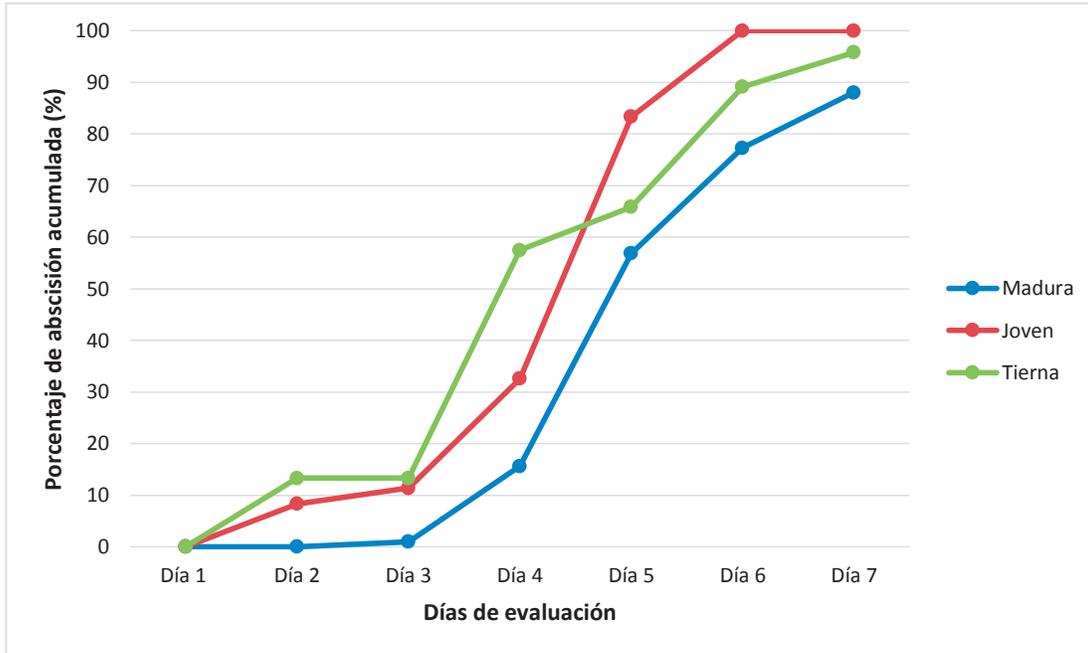


Figura 32: Sensibilidad en hojas maduras, jóvenes y tiernas para 192 mg/ml de etefón

Para una concentración de 288 mg/ml (Figura 33) se aprecia el mismo comportamiento ascendente de las curvas. Del mismo modo que en el gráfico anterior, se observa que para los días 6 y 7 los valores de porcentajes de abscisión son semejantes, y cercanos o superiores al 80%. Igualmente, los días 2 y 3 presentan valores similares y prácticamente nulos. Sin embargo, también para el día 4 se observa un fuerte incremento en el porcentaje de abscisión en hojas tiernas, superando en 16,91% a la respuesta en hojas jóvenes y en 32,59% a las hojas maduras. Por ello se puede decir que para esta concentración, las hojas tiernas son las más sensibles al etileno.

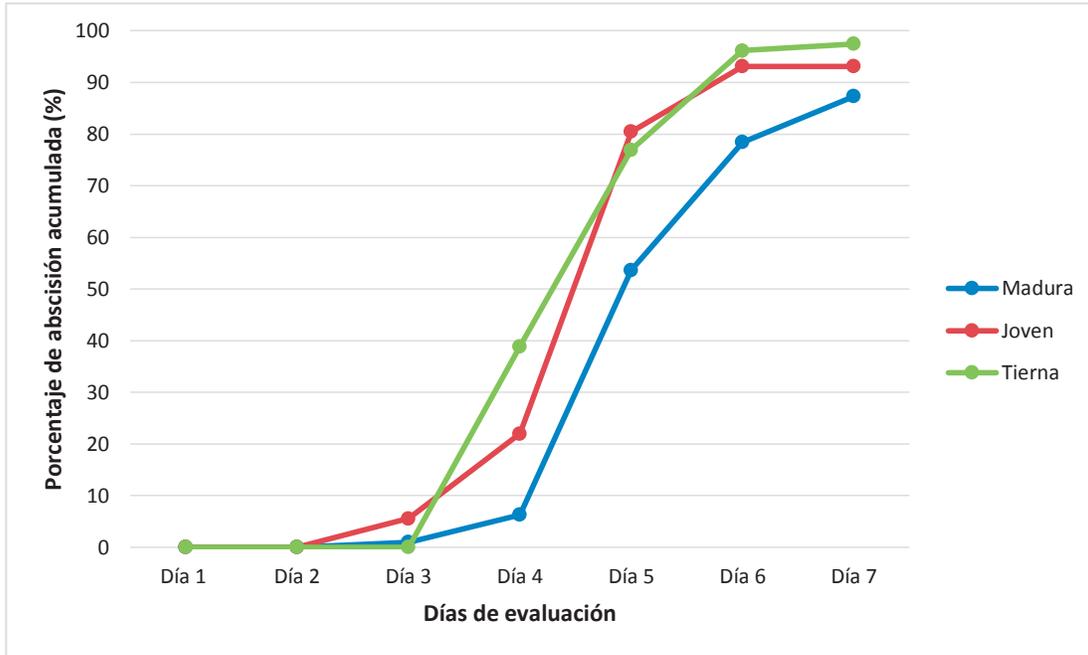


Figura 33: Sensibilidad en hojas maduras, jóvenes y tiernas para 288 mg/ml de etefón

Para la máxima concentración probada, 384 mg/ml (Figura 34) se observa que los valores de abscisión en hojas tiernas y jóvenes son similares para los días 6 y 7, aunque en hojas maduras estos valores son ampliamente inferiores, lo que no sucede con las concentraciones anteriormente explicadas. Asimismo, cabe resaltar que los porcentajes de abscisión para estos días en los tres estados de maduración fluctúan entre el 50% y el 80%, lo que no sucede en los casos anteriores. No obstante, frente a esta concentración más elevada de etileno se aprecia una mayor sensibilidad en hojas tiernas manifestada en su rápida respuesta de abscisión en el día 2 del experimento, día inmediatamente posterior a la aplicación de la hormona.

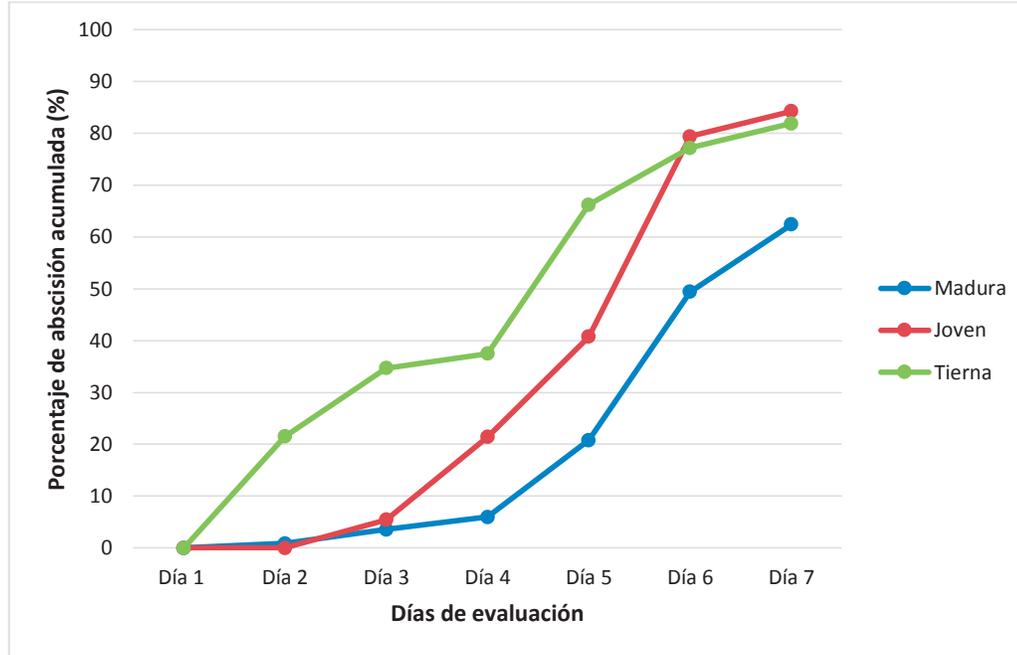


Figura 34: Sensibilidad en hojas maduras, jóvenes y tiernas para 384 mg/ml de etefón

Por tanto, la tendencia de mayor sensibilidad en hojas tiernas, sensibilidad intermedia en hojas jóvenes y menor sensibilidad en hojas maduras se mantuvo para todas las concentraciones, aunque en algunos casos con diferencias poco marcadas

Es generalmente aceptado que una mayor madurez de la hoja aumenta la sensibilidad al etileno (Wolf, 1992) debido a que esta fitohormona se incrementa durante la senescencia (García *et al.*, 2006) mientras que la concentración de auxina, inhibidora de la abscisión, decrece (Taiz y Zeiger, 2006; Jordán y Casaretto, 2006a). No obstante, las hojas que no están plenamente desarrolladas son excepciones. Los resultados concuerdan con los obtenidos por Morgan (1969), que encontró que el tratamiento con etefón de *Gossypium* causa la abscisión de todas las hojas terminales jóvenes y las hojas más viejas, pero no la abscisión de hojas de edad intermedia. Asimismo, Suttle y Hulstrand (1991) encontraron que el tratamiento con gas etileno en *Gossypium* provocó que las hojas terminales cayeran más rápidamente y a menor concentración de etileno que las hojas basales y de mayor edad. Estos hallazgos se confirman también con el experimento realizado por Woolf (1992) en *Camellia*, donde las hojas jóvenes

en expansión eran las más sensibles, las hojas viejas presentaron sensibilidad intermedia y hojas maduras, completamente expandida eran las menos sensibles al etefón.

Esto podría explicarse como resultado de las diferencias en la composición y arquitectura de las paredes celulares jóvenes y viejas que, aunque estas células no presenten pared secundaria que suele ser lignificada (Gil, 2012), se van engrosando con el paso del tiempo reduciendo ligeramente la capacidad de separación celular (Woolf, 1992). Así, las paredes de la zona de abscisión en hojas tiernas pueden ser más susceptibles a la degradación por acción de las enzimas hidrolíticas que han aumentado en la zona de abscisión por estimulación del etileno (Beyer, 1973).

V. CONCLUSIONES

- 1) La abscisión acumulada de hojas tiernas es el factor que mejor explica la variabilidad de los datos para las características evaluadas.
- 2) No existe diferencia significativa entre la abscisión producida por las concentraciones de 192 mg/ml, 288 mg/ml y 384 mg/ml de etefón para los tres estados de maduración.
- 3) El tiempo de translocación del etileno y síntesis de enzimas es de 4 días para hojas tiernas y de 5 días para hojas jóvenes y maduras.
- 4) La abscisión se manifiesta en forma contundente el día 4 en hojas tiernas y el día 5 en hojas jóvenes y maduras.
- 5) Para las concentraciones probadas de etefón, la máxima sensibilidad se refleja en las hojas tiernas, sensibilidad intermedia en hojas jóvenes y la mínima sensibilidad en hojas maduras.

VI. RECOMENDACIONES

- Definir grupos de plantas con condiciones conocidas similares respecto a la edad debido a que este factor puede influenciar en el comportamiento fisiológico de los árboles.
- Definir dosis de etefón en un rango más amplio de concentraciones.
- Considerar las condiciones climáticas (temperatura, precipitación y humedad relativa) pues estas influirán en la disponibilidad de agua para las plantas, lo que es primordial para la translocación de diferentes sustancias minerales y hormonales y la producción de goma.
- Realizar investigaciones que correlacionen la producción de goma y la abscisión acumulada de hojas tiernas, como efectos de la aplicación de etefón.
- Realizar experiencias que se desarrollen durante más días, hasta que la abscisión acumulada permanezca constante como mínimo por tres días.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abib, C.; Ntoupka, M.; Peltier, R.; Harmand, J.; Thaler, P. 2012. Ethephon: a tool to boost gum arabic production from *Acacia senegal* and to enhance gummosis processes. *Agroforest Systems*. 87 (2):427-438.
- Acuña, J.; Felipe, O.; Ordoñez, J.; Arboleda, F. 2011. Análisis regional de frecuencia de precipitación anual para la determinación de mapas de sequías. *Revista Peruana Geo-Atmosférica RPGA* 3:104-115.
- Addicott, F. 1982. *Abscission*. Berkeley, US. UCPress. 396 p.
- Ávalos, A.; Ramírez, Y.; Goytia, M.; Barrientos, A. y Saucedo, C. 2006. Etileno en la abscisión del fruto de tres especies del género *Opuntia*. *Revista Chapingo (Serie Horticultura)* 12(1):127-133.
- Beyer, E. 1973. Abscission: Support for a role of ethylene modification of auxin transport. *Plant Physiology* 52(1):1-5.
- Brown, K. 1997. Ethylene and abscission. *Physiologia Plantarum* 100:567-576.
- Calderón, C. 1999. Manejo forestal en los bosques secos: tecnologías aplicadas. Tesis Ing. For. Lima, PE, UNALM. 135 p.
- Carneiro, T. 2001. Manejo pós-colheita de inflorescências de esporinha (*Consolida ajacis* Nieuwl.). Tese Mag. Sc. Minas Gerais, BR, Universidade Federal de Viçosa. 66 p.
- Chatterjee, S.; Leopold, A. 1964. Kinetin and gibberellin actions on abscission processes. *Plant Physiology* 39(3):334-337.
- Chauan, B. 2008. *Principles of biochemistry and biophysics*. Delhi, IN. University Science Press. 829 p.
- Conference Sustainable production of wood and non-wood forest products (2003, Rotorua, NZ). 2003. Gum tapping in *Sterculia urens* Roxb. (Sterculiaceae) using ethephon: proceeding. Ed. M, Nair. Rotorua, NZ, IUFRO. 120 p.

- Congreso Latinoamericano Forestal (5, 2011, Lima, PE). 2011. Evaluación de los productos no maderables obtenidos de la especie *Capparis scabrida* H.B.K provenientes del distrito de Motupe, Lambayeque, Perú: memoria. Eds. Begazo, K.; Llacsahuanga, D.; Gonzales, E.; Galindo, I.; Venancio, M. Lima, PE. s.p.
- Creelman, R.; Tierney, M.; Mullet, J. 1992. Jasmonic acid/methyl jasmonate accumulate in wounded soybean hypocotyls and modulate wound gene expression. Proceedings of the National Academy of Sciences 89(11): 4938-4941.
- _____ ; Mullet, J. 1995. Jasmonic acid distribution and action in plants: regulation during development and response to biotic and abiotic stress. Proceedings of the National Academy of Sciences 92(10): 4114-4119.
- Cruz, M.; Melgarejo, L.; Romero, M. 2010. III. Fitohormonas. In Melgarejo, L. ed. Experimentos en fisiología vegetal. Colombia. UNAL. p. 39-62.
- Durand, D. 2013. Influencia del riego en la producción de goma de sapote (*Capparis scabrida* H.B.K.) en el sector Las Humedades de la comunidad campesina San Julián de Motupe, Motupe – Lambayeque. Tesis Ing. For. Lima, PE, UNALM. 133 p.
- FAGRO (Facultad de Agronomía, UY). s.f. Relaciones hídricas. In Curso de Fisiología Vegetal. Uruguay. UDELAR. s.p.
- Ferreira, R. 1986. Flora del Perú: dicotiledóneas. Lima, PE. EDIMSA. 188 p.
- Finger, F.; Carneiro, T. y Barbosa, J. 2004. Senescência pós-colheita de inflorescencias de esporinha (*Consolida ajacis*). Pesquisa Agropecuária Brasileira 39(6):533-537.
- Galindo, F. 2014. Análisis del fruto de *Capparis scabrida* H.B.K. (sapote), en función de las características del árbol, proveniente de la comunidad de San Julián de Motupe, Motupe, Lambayeque. Tesis Ing. For. Lima, PE, UNALM. 80 p. (referencia Alarcón, 2002, evaluación de capparís en 5 sectores)
- García, F.; Roselló, J.; Santamarina, M. 2006. Introducción al funcionamiento de las plantas. Valencia, ES. Universitat Politècnica de València. 182 p.
- Gil, J. 2012. Caracterización fisiológica y molecular del proceso de abscisión del fruto maduro en olivo (*Olea europea* L.). Tesis Dr. Extremadura, ES, Universidad de Extremadura. 309 p.

- Giovannoni, J. 2001. Molecular biology of fruit maturation and ripening. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 52:725-749.
- Gobierno Regional de Lambayeque, PE. 2012. Estudio sobre zonas de vida con fines de zonificación ecológica económica. Lambayeque, PE. 39 p.
- Gonzales, A. 2011. Evaluación de la estructura anatómica de la madera sapote *Capparis scabrida* H.B.K. de la zona de Motupe – Lambayeque en relación con la producción de goma. Tesis Ing. For. Lima, PE, UNALM. 90 p.
- González – Carranza, Z.; Roberts, J. 2012. Chapter 10: Ethylene and cell separation processes. In McManus, M. ed. *The plant hormone ethylene*. Oxford, UK. Wiley-Blacwell. p. 243-273. (Serie Annual Plant Review v. 44)
- Gutiérrez, T. 1953. Contribución al estudio fitoquímico y bromatológico del fruto del *Capparis angulata*. Tesis Ing. Quím. Trujillo, PE, UNT. 22 p.
- Hadfield, K.; Bennett, A. 1998. Polygalacturonases: many genes in search of a function. *Plant Physiology* 117(2):337-343.
- Herz, K. 2007. Análisis físico-químico de la goma exudada de la especie sapote (*Capparis scabrida* H.B.K.), proveniente de los bosques secos de Lambayeque. Tesis Ing. For. Lima, PE, UNALM. 195 p.
- Howe, G. 2010. F.1: Jasmonates. In Davies, P. ed. *Plant hormones: biosynthesis, signal transduction, action!*. 3 ed. Dordrecht, NL. Springer. p. 646-670.
- IGECEM (Instituto de Información e Investigación Geográfica, Estadística y Catastral del Estado de México). 2012. Análisis multivariable: técnica de componentes principales. México. s.p.
- INRENA (Instituto Nacional de Recursos Naturales, PE). 1995. Mapa ecológico del Perú: guía explicativa. Lima, PE. 197 p.
- Jordán, M.; Casaretto, J. 2006a. Capítulo XV: hormonas y reguladores del crecimiento: auxinas, giberelinas y citocininas. In Squeo, F. y Cardemil, L. eds. *Fisiología Vegetal*. La Serena, CL. ULS. s.p.

- _____ ; _____. 2006b. Capítulo XVI: hormonas y reguladores del crecimiento: etileno, ácido abscísico, brasinoesteroides, poliaminas, ácido salicílico y ácido jasmónico. In Squeo, F. y Cardemil, L. eds. Fisiología Vegetal. La Serena, CL. ULS. s.p.
- Knee, M.; Proctor, F.; Dover, C. 1985. The technology of ethylene control: use and removal in post-harvest handling of horticultural commodities. *Annals of Applied Biology* 107:581-595.
- Liu, J.; Nada, K.; Pang, X.; Honda, C.; Kitashiba, H.; Moriguchi, T. 2006. Role of polyamines in peach fruit development and storage. *Tree Physiology* 26(6):791-798.
- Llacsahuanga, D.; Venancio, M. 2011. Estudio de pre-factibilidad para la instalación de una planta procesadora de goma de sapote (*Capparis scabrida*) con fines de exportación al mercado europeo. Tesis Ing. For. Lima, PE, UNALM. 268 p.
- Mabres, A. 1988. Nota técnica: El zapote (*Capparis angulata*): testigo del pasado. *Revista Zonas Áridas* no. 5: s.p.
- Malamy, J.; Klessig, D. 1992. Salicylic acid and plant disease resistance. *The Plant Journal* 2(5):643-654.
- Marcelo, J.; Pennington, R.; Reynel, C.; Zevallos, P. 2010. Guía ilustrada de la flora leñosa de los bosques estacionalmente secos de Jaén, Perú. Lima, PE. UNALM. 286 p.
- Martos, J.; Scarpati, M.; Rojas, C.; Delgado, G. 2009. Fenología de algunas especies que son alimento para la pava aliblanca *Penelope albipennis*. *Revista Peruana de Biología* 15(2):51-58.
- Mathias, D. 2008. Epinastia induzida pelo etileno. Jaboticabal, BR. UNESP. s.p.
- Mendoza, C.; Rocha, P. 2002. Poliaminas: reguladores del crecimiento con múltiples efectos en las plantas. *Palmas* 23(4):39-46.
- Morgan, P. 1969. Stimulation of ethylene evolution and abscission in cotton by 2-chloroethanephosphonic acid. *Plant Physiology* 44(3):337-341.
- _____ ; Durham, J. 1975. Ethylene-induced leaf abscission is promoted by gibberellic acid. *Plant Physiology* 55(2):308-311.

- Moshkov, I.; Novikova, G.; Hall, M.; George, E. 2008. Plant growth regulators III: gibberellins, ethylene, abscisic acid, their analogues and inhibitors; miscellaneous compounds. In George, E.; Hall, M. y De Klerk, G. eds. Plant propagation by tissue culture. 3 ed. Dordrecht, NL. Springer. v. 1, p. 227-281.
- Patterson, S.; Bleecker, A. 2004. Ethylene-dependent and -independent processes associated with floral organ abscission in *Arabidopsis*. *Plant Physiology* 134(1):194-203.
- Quiroz-Castañeda, R.; Folch-Mallol, J. 2011. Proteínas que remodelan y degradan la pared celular vegetal: perspectivas actuales. *Biotecnología Aplicada* 28(4):194-204.
- Raven, P.; Evert, R.; Eichhorn, S. 1992. *Biología de las plantas*. Trad. S Santamaría; F Lloret; M Mas; M Cardona. 4 ed. Barcelona, ES. Reverté. 2 v.
- Reid, M. 1985. Ethylene and abscission. *HortScience* 20(1):45-49.
- Roberts, J.; Whitelaw, C.; González – Carranza, Z.; McManus, M. 2000. Cell separation processes in plants: models, mechanisms and manipulation. *Annals of Botany* 86(2):223-235.
- Rodríguez, E.; Mora, M.; W. Aguilar. 1996. Inventario florístico de El Algarrobal de Moro (Provincia de Chepén, Departamento de La Libertad, Perú) y su importancia económica. *Rebiol* 16(1/2): 57-65.
- _____; Álvarez, R. 2005. Uso múltiple del bosque seco del norte del Perú: Análisis del ingreso y autoconsumo. *Zonas Áridas* no.9:131-148.
- _____; Bussmann, R.; Arroyo, S.; López, S.; Briceño, J. 2007. *Capparis scabrida* (Capparaceae) una especie del Perú y Ecuador que necesita planes de conservación urgente. *Arnaldoa* 14(2):269-282.
- Roets, N. 2009. Factors influencing the occurrence of premature and excessive leaf abscission in the avocado (*Persea americana* Mill.) cultivar ‘Ryan’ and possible preventative measures. Thesis MSc. Gauteng, ZA, University of Pretoria. 142 p.
- Sabogal, A.; Zerbe, S. 2005. Asociación de cactáceas en el bosque seco del norte del Perú, Estudios de caso, Las Lomas, Jaguay Negro y Coto de Caza El Angolo. *Zonas Áridas* no.9:125-130.

- Segura, J. 2000. Capítulo 18: introducción al desarrollo; concepto de hormona vegetal. In Azcón-Bieto, J. y Talón, M. eds. Fundamentos de fisiología vegetal. Barcelona, ES. McGraw-Hill Interamericana. p. 349-376.
- Seminario de Estadística Aplicada (12), Escuela de Verano (3), Coloquio Regional de Estadística (7, s.f., Colombia). s.f. Introducción al análisis de datos multivariados en ciencias sociales (memoria). Ed. E Castaño. Colombia. 244 p.
- Suttle, J.; Hultstrand, J. 1991 Ethylene-induced leaf abscission in cotton seedlings. The physiological bases for age-dependent differences in sensitivity. *Plant Physiology* 95(1):29-33.
- Taiz, L.; Zeiger, E. 2006. *Plant physiology*. 4 ed. Sunderland, US. Sinauer. 764 p.
- Taylor, J.; Whitelaw, C. 2001. Signals in abscission. *New Phytologist* 151(2):323- 339.
- Terrádez, M. s.f. Análisis de componentes principales. Cataluña, ES. OUC. 11 p.
- Torres, F. 2005. Desertificación por minería metálica en páramos y bosques de neblina de nacientes de cuenca en norte de Perú. *Zonas Áridas* no.9:63-81.
- Vieira, J. 2011. Aplicação exógena de ácido salicílico em feijoeiro. Dissertação Mestrado em Agronomia. São Paulo, BR, Universidade do Oeste Paulista. 47 p.
- Woolf, A. 1992. Ethephon, Ethylene and abscission physiology of *Camellia*. Thesis Dr. Palmerston North, NZ, Massey University. 218 p.
- _____ ; Clemens, J. and Plummer, J. 1995. Leaf maturity and temperature affect removal of floral buds from *Camellia* Ethephon *Journal of the American Society for Horticultural Science* 120(4):614–621.

VIII. ANEXOS

ANEXO 1

REGISTRO DE VARIABLES METEOROLÓGICAS PARA EL CÁLCULO DE POTENCIAL HÍDRICO

1) Registro de temperatura media en Estación Motupe

Año	2011	2012	2013	Promedio
Ene	24,0	24,1	24,1	24,1
Feb	24,8	24,8	25,6	25,1
Mar	24,9	24,7	24,8	24,8
Abr	24,1	24,2	22,9	23,7
May	22,2	22,7	21,3	22,0
Jun	21,4	22,3	19,1	20,9
Jul	19,9	20,6	18,6	19,7
Ago	19,4	19,6	18,8	19,3
Sep	19,7	20,1	19,5	19,8
Oct	19,7	20,4	20,1	20,1
Nov	20,4	21,7	20,3	20,8
Dic	-	22,6	22,8	22,7

FUENTE: SENAMHI (2011-2013)

2) Registro de humedad relativa en Estación Motupe

Año	2011	2012	2013	Promedio
Ene	60,33	63,86	61,95	62,05
Feb	61,74	67,71	58,53	62,66
Mar	-	70,73	67,24	68,98
Abr	66,47	71,50	64,28	67,42
May	68,94	69,88	69,57	69,47
Jun	68,67	69,52	68,83	69,00
Jul	67,96	69,53	66,80	68,10
Ago	66,69	66,60	64,93	66,07
Sep	64,50	65,95	63,30	64,59
Oct	63,66	64,52	63,75	63,98
Nov	59,85	62,36	61,86	61,35
Dic	-	61,65	-	61,65

FUENTE: SENAMHI (2011-2013)

ANEXO 2

DATOS REGISTRADOS EN CAMPO

Trat.	N° árbol	Pseudo-replicación	CAP (cm)	Altura (m)	N° de ramas afectadas	Estado de maduración de hojas	N° de hojas							
							Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	
T ₀	1	1	73,2	6	3	Jóvenes	17	17	17	17	17	17	17	
		2			2		43	43	43	43	43	43		
		3			2		50	50	50	50	50	50		
		1			3		9	9	9	9	9	9	9	
		2			2		0	0	0	0	0	0	0	
		3			2		0	0	0	0	0	0	0	
	2	2	1	51,1	4	2	Tiernas	0	0	0	0	0	0	0
			2			2		0	0	0	0	0	0	
			3			2		0	0	0	0	0	0	
			1			2		21	21	21	21	21	21	
			2			1		27	27	27	27	27	27	
			3			2		38	38	38	38	38	38	
	2	1	51,1	4	2	Jóvenes	0	0	0	0	0	0	0	
		2			1		0	0	0	0	0	0		
		3			2		0	0	0	0	0	0		
		1			2		0	0	0	0	0	0		
		2			1		0	0	0	0	0	0		
		3			2		0	0	0	0	0	0		

Continuación

Trat.	N° árbol	Pseudo-replicación	CAP (cm)	Altura (m)	N° de ramas afectadas	Estado de maduración de hojas	N° de hojas									
							Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7			
T ₀	2	1	51,1	4	2	Tiernas	0	0	0	0	0	0	0			
		2			0		0	0	0	0	0					
		3			0		0	0	0	0	0					
	3	1	1	54,3	5	2	Maduras	36	36	36	36	36	36	36		
			2			20		20	20	20	20	20				
			3			12		12	12	12	12	12				
		2	1			54,3	5	Jóvenes	2	1	1	1	1	1	1	1
			2						0	0	0	0	0	0		
			3						0	0	0	0	0	0		
			1						6	6	6	6	6	6		
			2						5	5	5	5	5	5		
			3						6	6	6	6	6	6		
T ₁	4	1	54	5,5	2	Maduras	2	2	2	1	0	0	0			
		2			12		12	8	3	1	0					
		3			30		30	19	3	1	1					
	2	1			54	5,5	Jóvenes	2	9	9	8	3	0	0	0	
		2						2	2	2	0	0	0			
		3						0	0	0	0	0	0			
		1						4	4	4	0	0	0			
		2						4	4	4	3	1	1			
		3						0	0	0	0	0	0			

Continuación

Trat.	N° árbol	Pseudo-replicación	CAP (cm)	Altura (m)	N° de ramas afectadas	Estado de maduración de hojas	N° de hojas						
							Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7
T ₁	5	1	65	6	2	Maduras	39	39	37	34	11	4	2
		2			28		28	28	22	8	4		
		3			22		22	19	11	4	2		
		1			2		1	1	1	0	0		
		2			2		2	2	1	0	0		
		3			0		0	0	0	0	0		
		1			2		0	0	0	0	0		
		2			1		1	1	1	1	0		
		3			2		2	1	1	0	0		
	6	Maduras	1	63	5	50	50	50	50	34	16	9	
			2			61	60	59	36	36	17		
			3			23	23	23	19	9	7		
		1	1			1	1	0	0	0			
		2	0			0	0	0	0	0			
		3	0			0	0	0	0	0			
Tiernas	1	Tiernas	2	2	2	2	1	1	1	0	0		
	2		2	2	1	1	0	0					
	3		23	23	23	19	9	7					

Continuación

Trat.	N° árbol	Pseudo-replicación	CAP (cm)	Altura (m)	N° de ramas afectadas	Estado de maduración de hojas	N° de hojas						
							Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7
T ₂	7	1	81,4	6,5	1	Maduras	66	66	63	63	35	10	7
		2			39		39	39	6	3	1		
		3			34		34	33	27	16	9		
		1			2		2	2	0	0	0		
		2			9		9	7	0	0	0		
		3			1		1	1	0	0	0		
		1			1		1	1	0	0	0		
		2			2		2	2	0	0	0		
		3			0		0	0	0	0	0		
	8	1	70	4,6	30	Maduras	30	30	27	12	7	6	
		2			24		24	23	5	3	3		
		3			14		14	14	11	1	1		
		1			13		13	7	6	5	5		
		2			2		2	2	0	0	0		
		3			24		24	24	4	2	2		
1	0	0	0	0	0	0							
2	2	2	2	1	1	1							
3	2	2	2	2	1	0							

Continuación

Trat.	N° árbol	Pseudo-replicación	CAP (cm)	Altura (m)	N° de ramas afectadas	Estado de maduración de hojas	N° de hojas						
							Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7
T ₂	9	1	65,2	5,5	2	Jóvenes	31	31	31	31	8	1	0
		2			33		33	28	24	12	5		
		3			23		23	23	19	9	3		
		1			1		1	1	0	0	0		
		2			1		1	1	0	0	0		
		3			5		5	3	0	0	0		
		1			0		0	0	0	0	0		
		2			2		2	2	1	0	0		
		3			0		0	0	0	0	0		
T ₃	10	1	68,1	6	3	Maduras	22	19	19	19	19	16	11
		2			57		57	57	57	39	21		
		3			34		34	34	19	11	6		
		1			3		3	3	1	0	0		
		2			11		11	11	6	5	0		
		3			1		1	1	1	0	0		
		1			8		3	2	2	1	1		
		2			3		3	2	2	0	0		
		3			2		1	1	1	0	0		

Continuación

Trat.	N° árbol	Pseudo-replicación	CAP (cm)	Altura (m)	N° de ramas afectadas	Estado de maduración de hojas	N° de hojas						
							Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7
T ₃	11	1	79,1	4,5	3	Maduras	56	56	55	55	27	18	14
		2			26		26	26	24	16	9		
		3			24		24	23	19	12	8		
		1			2		2	2	2	1	1		
		2			5		5	4	4	1	1		
		3			0		0	0	0	0	0		
		1			4		4	2	2	2	2		
		2			5		5	5	5	3	2		
		3			1		0	0	0	0	0		
	12	1	15	15	14	13	13	7	7				
		2	1	1	1	1	1	1	1				
		3	0	0	0	0	0	0	0				
		1	22	22	22	22	11	10	6				
		2	23	23	23	16	12	6	3				
		3	3	3	2	2	2	0	0				
		1	17	15	14	14	8	3	2				
		2	13	13	12	8	7	6	6				
		3	18	16	16	16	6	1	0				

FUENTE: Elaboración propia

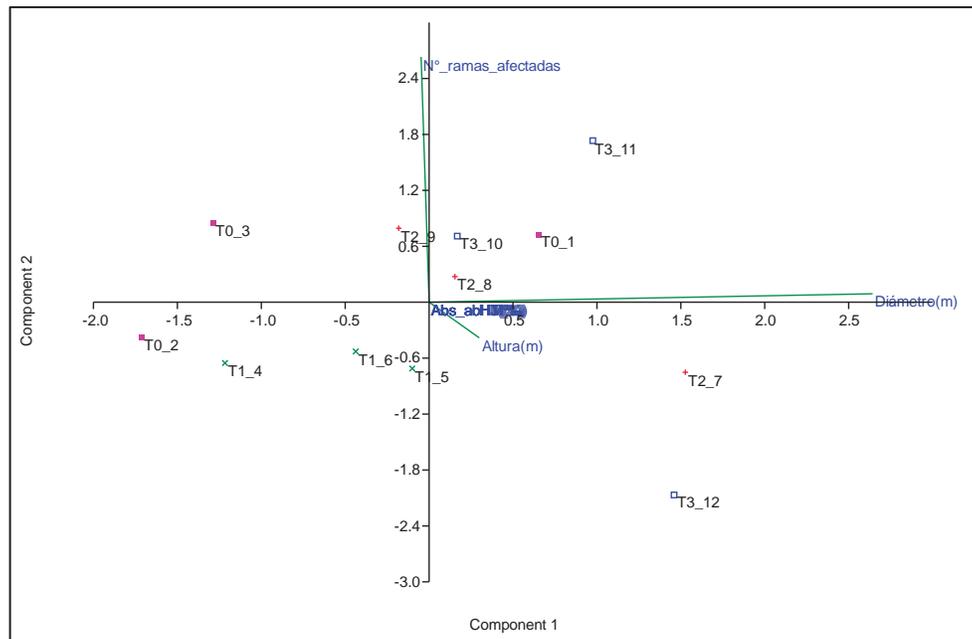
ANEXO 3

ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES

1) Matriz para el Análisis de Componente Principales del día 1

Trat.	N° árbol	DAP (cm)	Altura (m)	N° ramas afectadas	Abs_abs HM (%)	Abs_acu HM (%)	Abs_abs HJ (%)	Abs_acu HJ (%)	Abs_abs HT (%)	Abs_acu HT (%)
T ₀	1	23,30	6,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	2	16,27	4,0	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	3	17,28	5,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₁	4	17,19	5,5	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₁	5	20,69	6,0	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₁	6	20,05	5,0	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₂	7	25,91	6,5	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₂	8	22,28	4,6	6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₂	9	20,75	5,5	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₃	10	21,68	6,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₃	11	25,18	4,5	8	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₃	12	25,85	6,0	3	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00

FUENTE: Elaboración propia



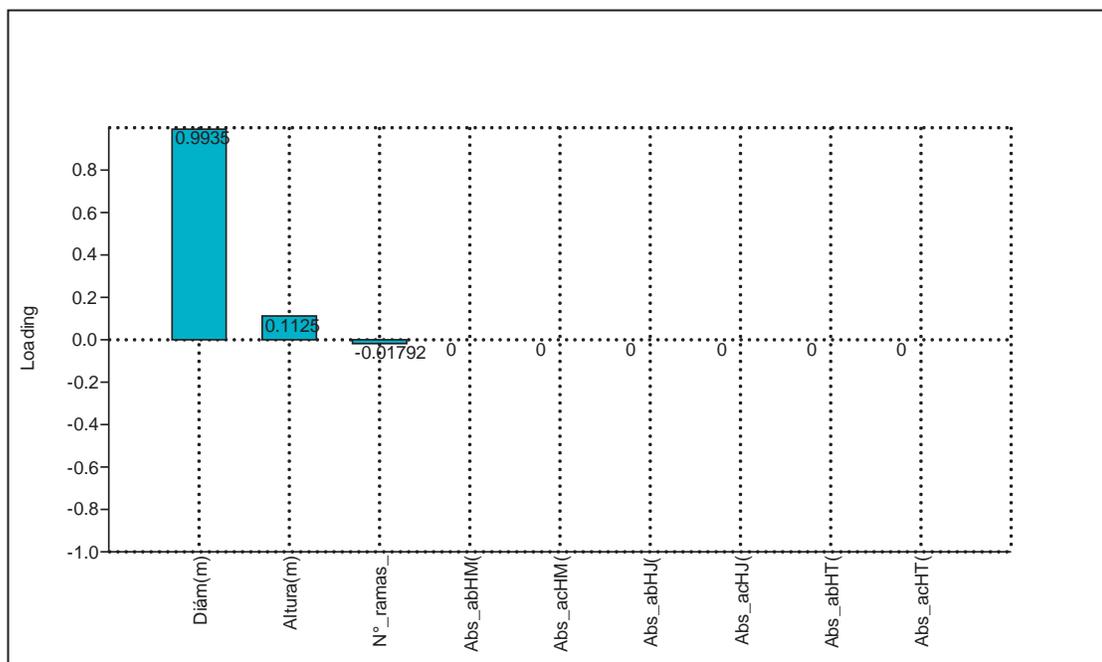
2) Representación gráfica del Análisis de Componentes Principales para el día 1

FUENTE: Elaboración propia

3) Varianzas explicadas por cada componente principal del día 1

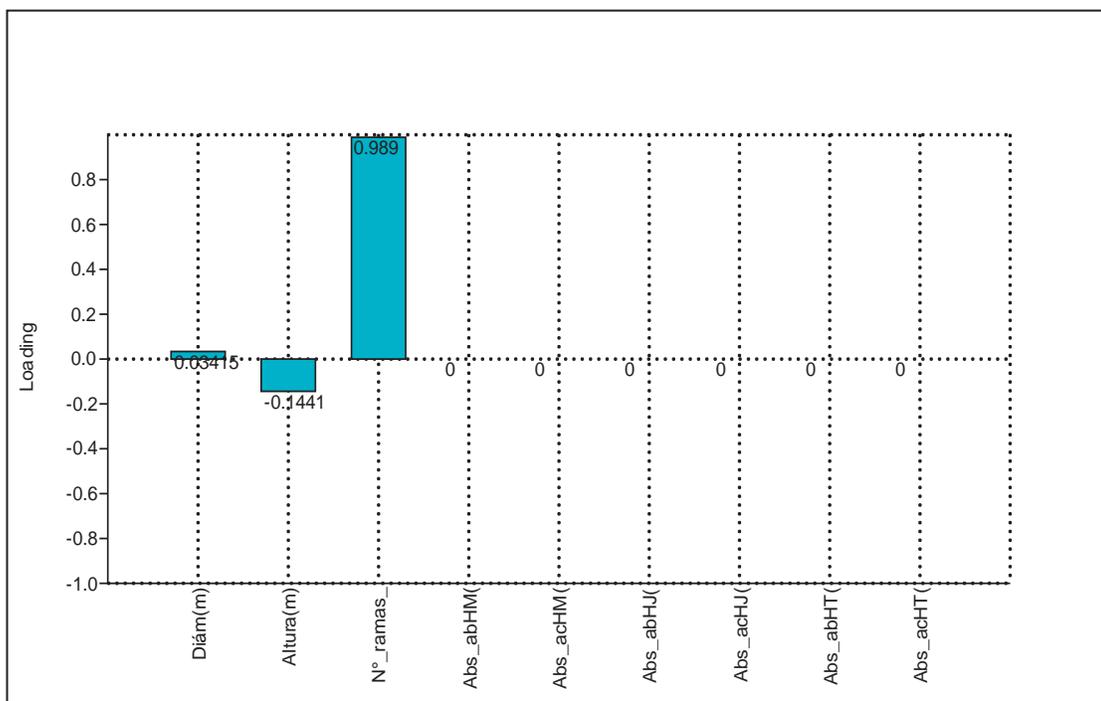
Componente	Valor propio	Varianza explicada (%)
1	11,2864	82,393
2	2,00106	14,608
3	0,41086	2,9993
4	0	0
5	0	0
6	0	0
7	0	0
8	0	0
9	0	0

FUENTE: Elaboración propia



4) Pesos de la primera componente principal para el día 1

FUENTE: Elaboración propia



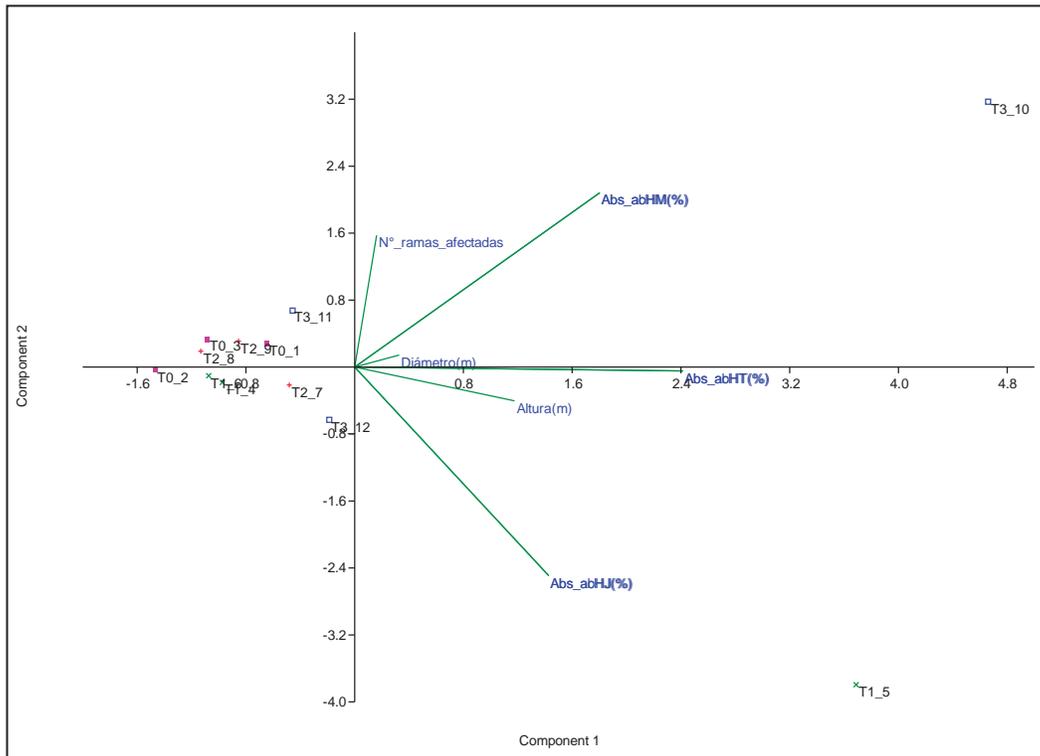
5) Pesos de la segunda componente principal para el día 1

FUENTE: Elaboración propia

6) Matriz para el Análisis de Componentes Principales del día 2

Trat.	N° árbol	DAP (cm)	Altura (m)	N° ramas afectadas	Abs_abs HM (%)	Abs_acu HM (%)	Abs_abs HJ (%)	Abs_acu HJ (%)	Abs_abs HT (%)	Abs_acu HT (%)
T ₀	1	23,30	6,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	2	16,27	4,0	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	3	17,28	5,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₁	4	17,19	5,5	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₁	5	20,69	6,0	5	0,00	0,00	25,00	25,00	40,00	40,00
T ₁	6	20,05	5,0	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₂	7	25,91	6,5	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₂	8	22,28	4,6	6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₂	9	20,75	5,5	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₃	10	21,68	6,0	7	2,65	2,65	0,00	0,00	46,15	46,15
T ₃	11	25,18	4,5	8	0,00	0,00	0,00	0,00	10,00	10,00
T ₃	12	25,85	6,0	3	0,00	0,00	0,00	0,00	8,33	8,33

FUENTE: Elaboración propia



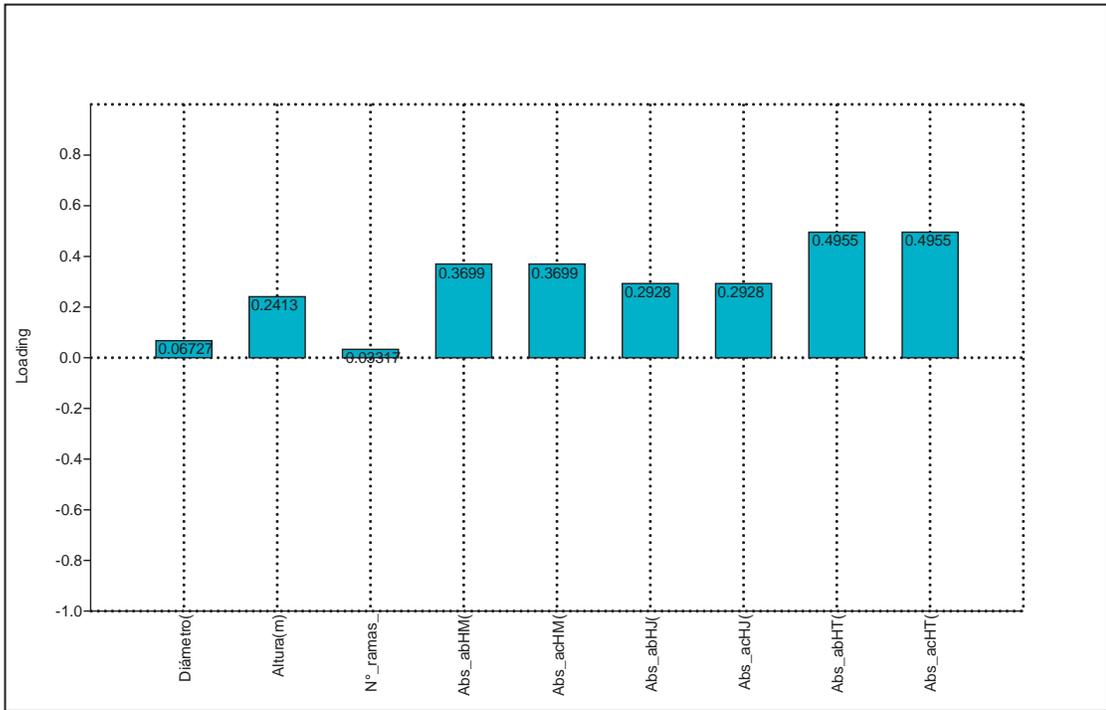
7) Representación gráfica del Análisis de Componentes Principales para el día 2

FUENTE: Elaboración propia

8) Varianzas explicadas por cada componente principal del día 2

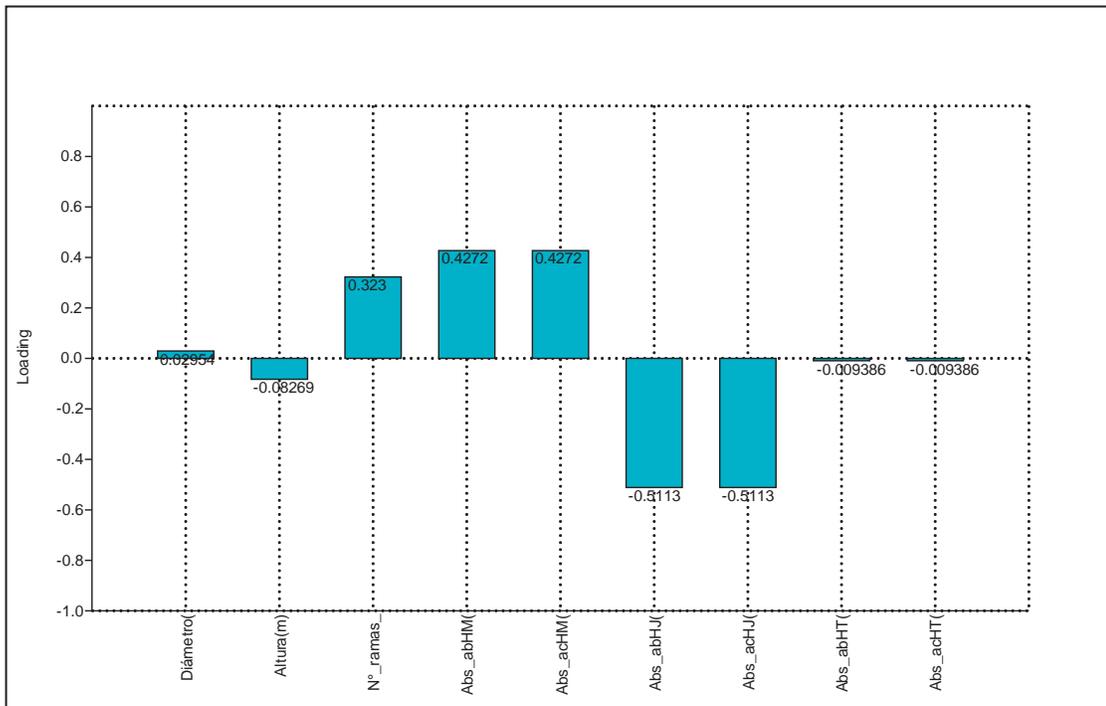
Componente	Valor propio	Varianza explicada (%)
1	3,96733	44,081
2	2,33686	25,965
3	1,4277	15,863
4	0,830786	9,231
5	0,418698	4,6522
6	0,018623	0,20692
7	1,16E-32	1,29E-31
8	6,49E-34	7,21E-33
9	1,07E-66	1,19E-65

FUENTE: Elaboración propia



9) Pesos de la primera componente principal para el día 2

FUENTE: Elaboración propia



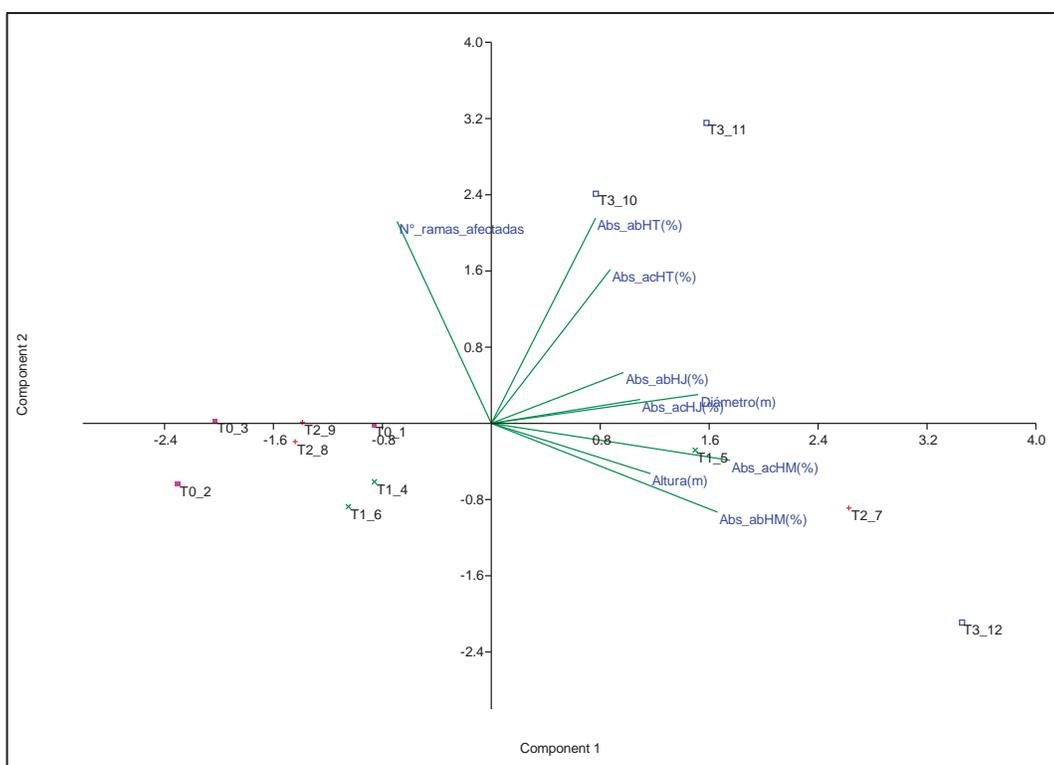
10) Pesos de la segunda componente principal para el día 2

FUENTE: Elaboración propia

11) Matriz para el Análisis de Componentes Principales del día 3

Trat.	N° árbol	DAP (cm)	Altura (m)	N° ramas afectadas	Abs_abs HM (%)	Abs_acu HM (%)	Abs_abs HJ (%)	Abs_acu HJ (%)	Abs_abs HT (%)	Abs_acu HT (%)
T ₀	1	23,30	6,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	2	16,27	4,0	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	3	17,28	5,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₁	4	17,19	5,5	5	0,00	0,00	9,09	9,09	0,00	0,00
T ₁	5	20,69	6,0	5	2,25	2,25	0,00	25,00	0,00	40,00
T ₁	6	20,05	5,0	5	0,75	0,75	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₂	7	25,91	6,5	5	2,88	2,88	16,67	16,67	0,00	0,00
T ₂	8	22,28	4,6	6	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₂	9	20,75	5,5	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₃	10	21,68	6,0	7	0,00	2,65	0,00	0,00	15,38	61,54
T ₃	11	25,18	4,5	8	1,89	1,89	14,29	14,29	20,00	30,00
T ₃	12	25,85	6,0	3	6,25	6,25	2,08	2,08	4,17	12,50

FUENTE: Elaboración propia



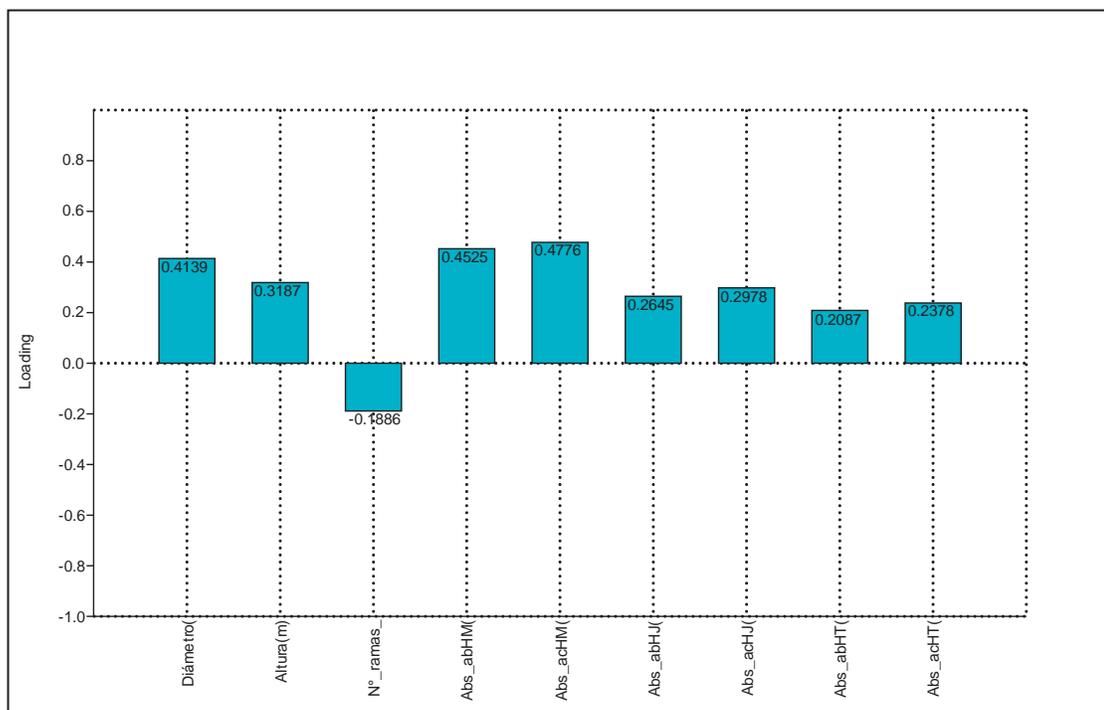
12) Representación gráfica del Análisis de Componentes Principales para el día 3

FUENTE: Elaboración propia

13) Varianzas explicadas por cada componente principal del día 3

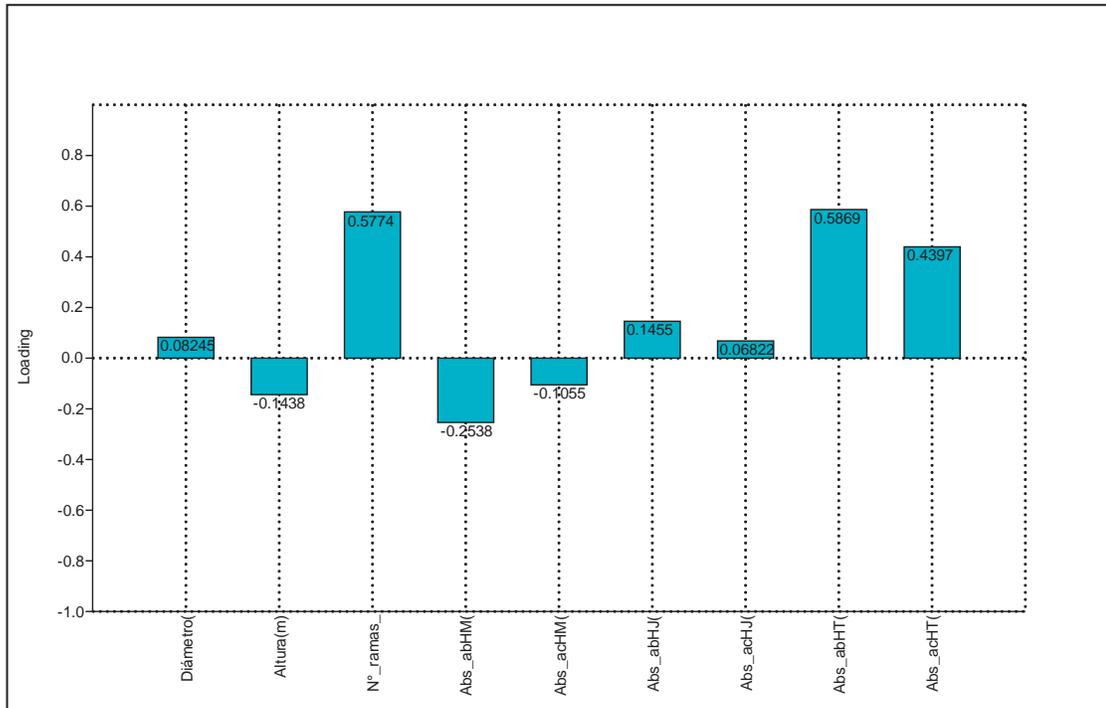
Componente	Valor propio	Varianza explicada (%)
1	3,65213	40,579
2	2,05293	22,81
3	1,23189	13,688
4	0,899182	9,9909
5	0,772457	8,5829
6	0,279009	3,1001
7	0,0970944	1,0788
8	0,0152505	0,16945
9	6,11E-05	0,00067895

FUENTE: Elaboración propia



14) Pesos de la primera componente principal para el día 3

FUENTE: Elaboración propia



15) Pesos de la segunda componente principal para el día 3

FUENTE: Elaboración propia

16) Matriz para el Análisis de Componentes Principales del día 4

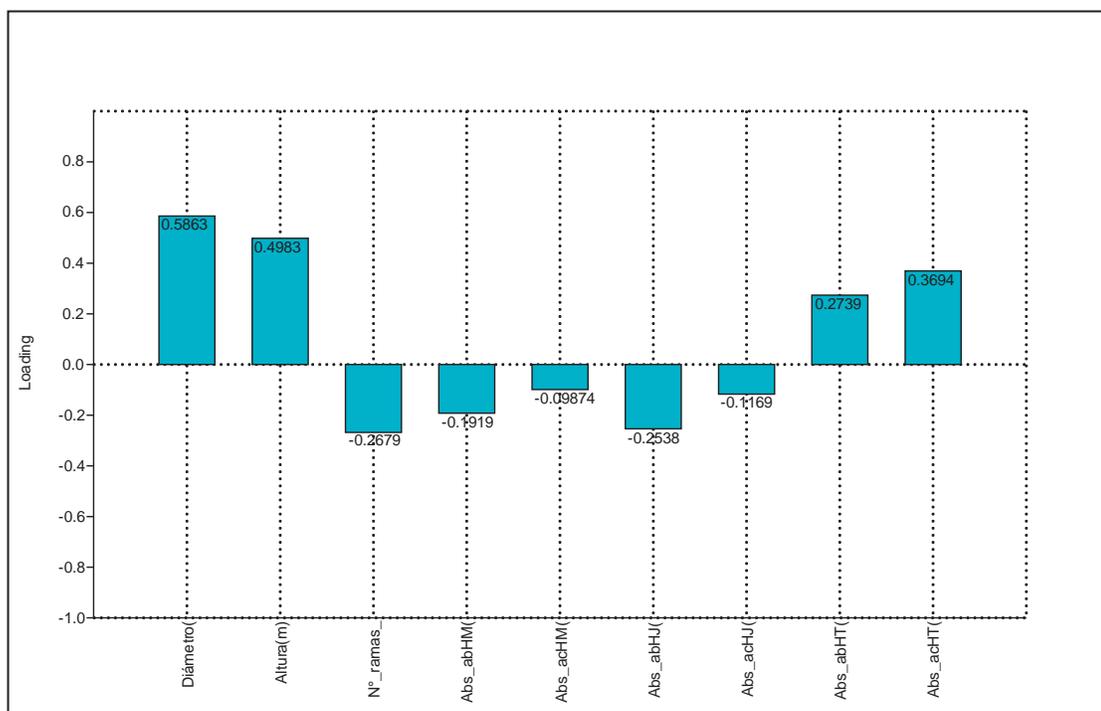
Trat.	N° árbol	DAP (cm)	Altura (m)	N° ramas afectadas	Abs_abs HM (%)	Abs_acu HM (%)	Abs_abs HJ (%)	Abs_acu HJ (%)	Abs_abs HT (%)	Abs_acu HT (%)
T ₀	1	23,30	6,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	2	16,27	4,0	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	3	17,28	5,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₁	4	17,19	5,5	5	36,36	36,36	3,64	72,73	62,50	2,50
T ₁	5	20,69	6,0	5	6,74	8,99	0,00	25,00	20,00	60,00
T ₁	6	20,05	5,0	5	0,75	1,49	0,00	0,00	50,00	50,00
T ₂	7	25,91	6,5	5	2,88	5,76	0,00	16,67	66,67	66,67
T ₂	8	22,28	4,6	6	7,41	7,41	20,69	20,69	50,00	50,00
T ₂	9	20,75	5,5	7	5,75	5,75	28,57	28,57	0,00	0,00
T ₃	10	21,68	6,0	7	0,00	2,65	33,33	33,33	0,00	61,54
T ₃	11	25,18	4,5	8	0,94	2,83	0,00	14,29	0,00	30,00
T ₃	12	25,85	6,0	3	6,25	12,50	14,58	16,67	8,33	20,83

FUENTE: Elaboración propia

17) Varianzas explicadas por cada componente principal del día 4

Componente	Valor propio	Varianza explicada (%)
1	4,42686	49,187
2	1,82786	20,31
3	1,09999	12,222
4	0,793728	8,8192
5	0,421547	4,6839
6	0,264145	2,9349
7	0,145794	1,6199
8	0,0185391	0,20599
9	0,00153313	0,017035

FUENTE: Elaboración propia



18) Pesos de la segunda componente principal para el día 4

FUENTE: Elaboración propia

19) Matriz para el Análisis de Componentes Principales del día 5

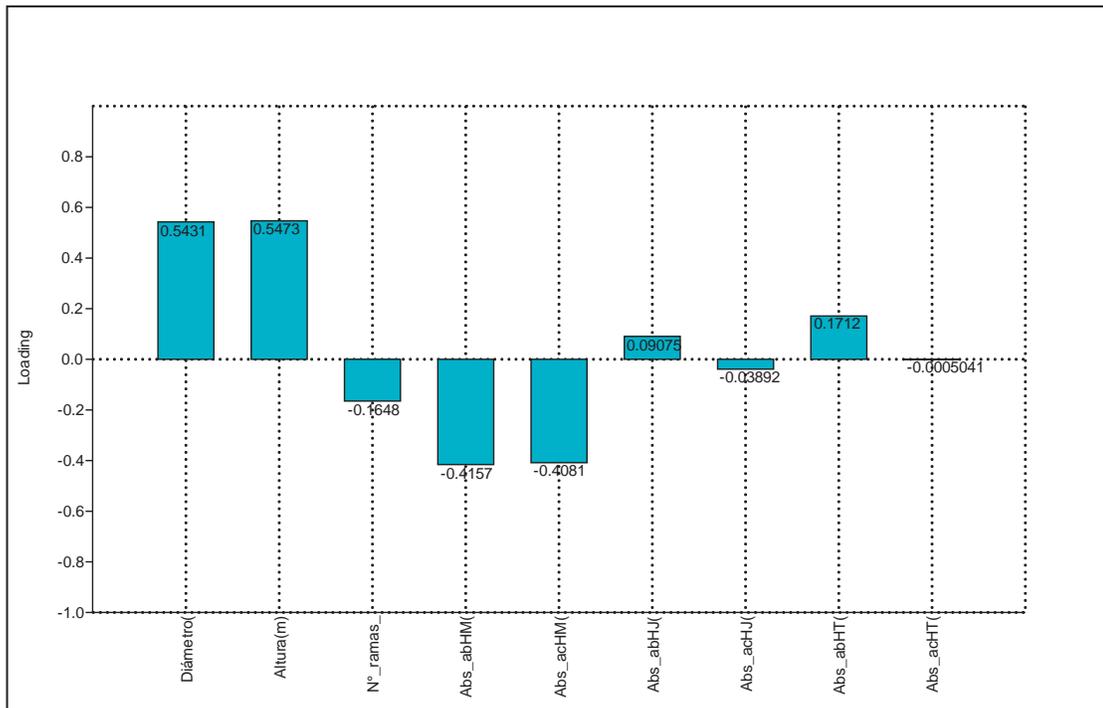
Trat.	N° árbol	DAP (cm)	Altura (m)	N° ramas afectadas	Abs_abs HM (%)	Abs_acu HM (%)	Abs_abs HJ (%)	Abs_acu HJ (%)	Abs_abs HT (%)	Abs_acu HT (%)
T ₀	1	23,30	6,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	2	16,27	4,0	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	3	17,28	5,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₁	4	17,19	5,5	5	50,00	86,36	27,27	100,00	25,00	87,50
T ₁	5	20,69	6,0	5	41,57	50,56	25,00	50,00	0,00	60,00
T ₁	6	20,05	5,0	5	32,09	33,58	100,00	100,00	0,00	50,00
T ₂	7	25,91	6,5	5	45,32	51,08	83,33	100,00	33,33	100,00
T ₂	8	22,28	4,6	6	61,11	68,52	20,69	41,38	30,77	80,77
T ₂	9	20,75	5,5	7	35,63	41,38	71,43	100,00	50,00	50,00
T ₃	10	21,68	6,0	7	13,27	15,93	26,67	60,00	30,77	92,31
T ₃	11	25,18	4,5	8	31,13	33,96	0,00	14,29	20,00	50,00
T ₃	12	25,85	6,0	3	0,00	12,50	31,25	47,92	35,42	56,25

FUENTE: Elaboración propia

20) Varianzas explicadas por cada componente principal del día 5

Componente	Valor propio	Varianza explicada (%)
1	4,30581	47,842
2	1,5578	17,309
3	1,21406	13,49
4	0,707931	7,8659
5	0,554213	6,1579
6	0,462647	5,1405
7	0,157964	1,7552
8	0,0378152	0,42017
9	0,00176708	0,019634

FUENTE: Elaboración propia



21) Pesos de la segunda componente principal para el día 5

FUENTE: Elaboración propia

22) Matriz para el Análisis de Componentes Principales del día 6

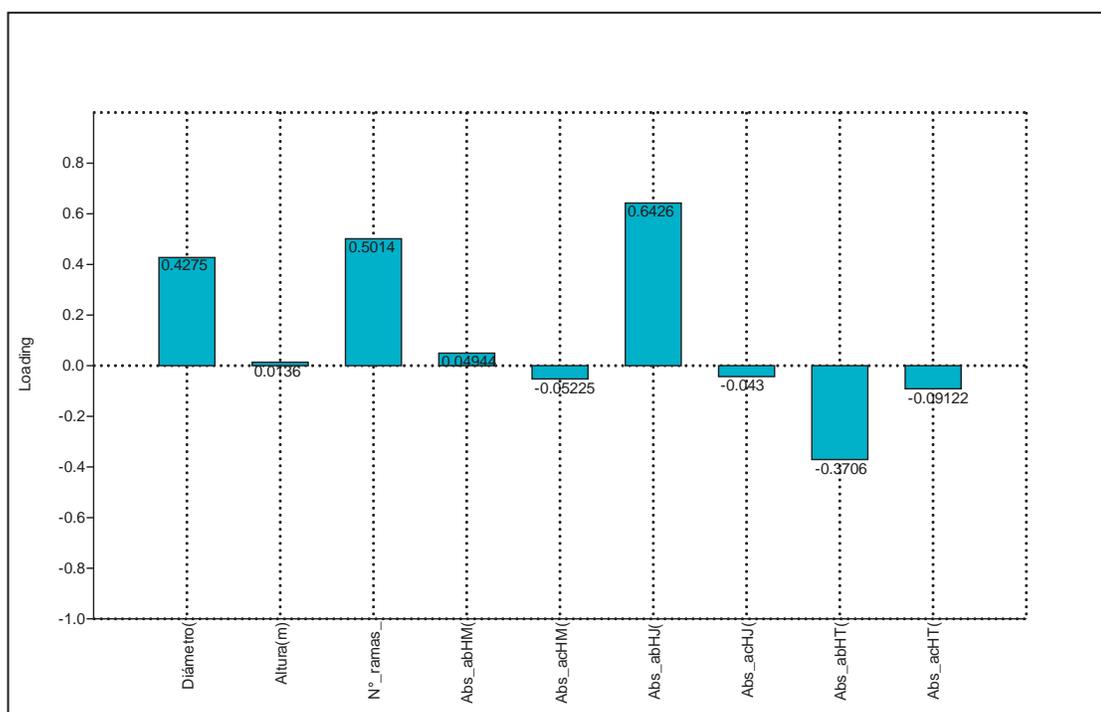
Trat.	N° árbol	DAP (cm)	Altura (m)	N° ramas afectadas	Abs_abs HM (%)	Abs_acu HM (%)	Abs_abs HJ (%)	Abs_acu HJ (%)	Abs_abs HT (%)	Abs_acu HT (%)
T ₀	1	23,30	6,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	2	16,27	4,0	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	3	17,28	5,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₁	4	17,19	5,5	5	9,09	95,45	0,00	100,00	0,00	87,50
T ₁	5	20,69	6,0	5	31,46	82,02	50,00	100,00	20,00	80,00
T ₁	6	20,05	5,0	5	20,90	54,48	0,00	100,00	50,00	100,00
T ₂	7	25,91	6,5	5	28,06	79,14	0,00	100,00	0,00	100,00
T ₂	8	22,28	4,6	6	12,96	81,48	37,93	79,31	7,69	88,46
T ₂	9	20,75	5,5	7	33,33	74,71	0,00	100,00	50,00	100,00
T ₃	10	21,68	6,0	7	25,66	41,59	40,00	100,00	0,00	92,31
T ₃	11	25,18	4,5	8	22,64	56,60	57,14	71,43	10,00	60,00
T ₃	12	25,85	6,0	3	37,50	50,00	18,75	66,67	22,92	79,17

FUENTE: Elaboración propia

23) Varianzas explicadas por cada componente principal del día 6

Componente	Valor propio	Varianza explicada (%)
1	4,33154	48,128
2	1,43251	15,917
3	1,24501	13,833
4	0,817834	9,087
5	0,667913	7,4213
6	0,316709	3,519
7	0,108578	1,2064
8	0,0711551	0,79061
9	0,0087427	0,097141

FUENTE: Elaboración propia



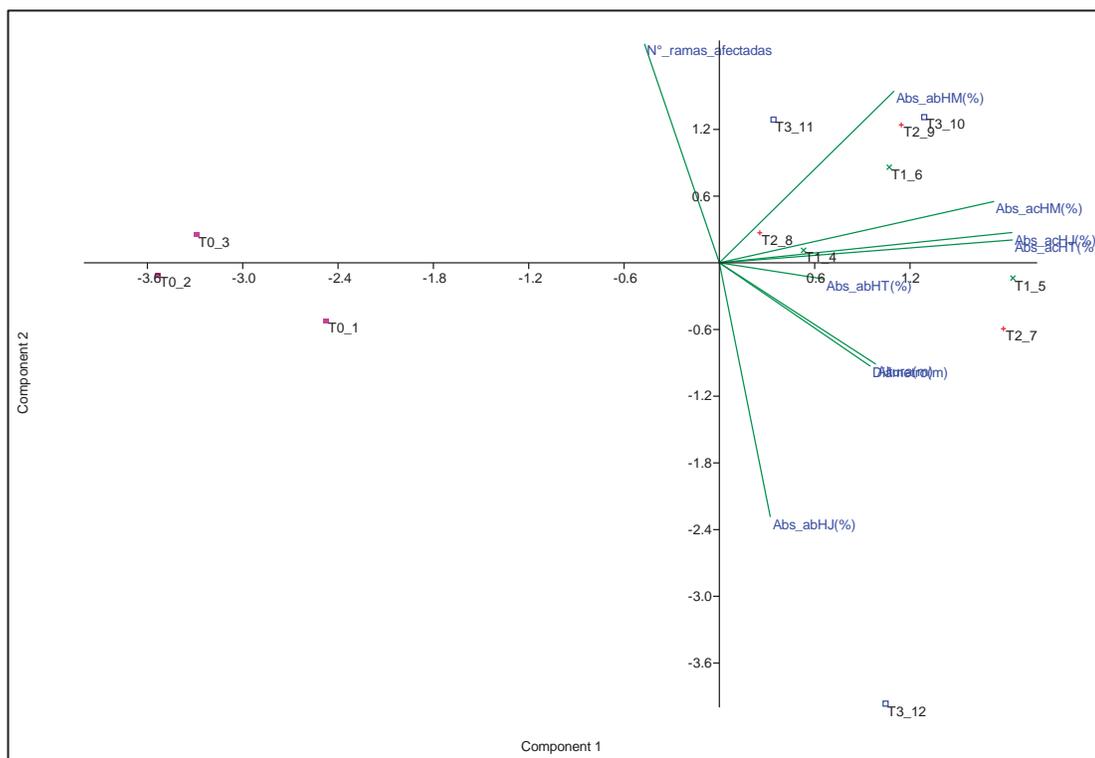
24) Pesos de la segunda componente principal para el día 6

FUENTE: Elaboración propia

25) Matriz para el Análisis de Componentes Principales del día 7

Trat.	N° árbol	DAP (cm)	Altura (m)	N° ramas afectadas	Abs_abs HM (%)	Abs_acu HM (%)	Abs_abs HJ (%)	Abs_acu HJ (%)	Abs_abs HT (%)	Abs_acu HT (%)
T ₀	1	23,30	6,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	2	16,27	4,0	5	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₀	3	17,28	5,0	7	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
T ₁	4	17,19	5,5	5	2,27	97,73	0,00	100,00	0,00	87,50
T ₁	5	20,69	6,0	5	8,99	91,01	0,00	100,00	20,00	100,00
T ₁	6	20,05	5,0	5	20,90	75,37	0,00	100,00	0,00	100,00
T ₂	7	25,91	6,5	5	8,63	87,77	0,00	100,00	0,00	100,00
T ₂	8	22,28	4,6	6	1,85	83,33	0,00	79,31	3,85	92,31
T ₂	9	20,75	5,5	7	16,09	90,80	0,00	100,00	0,00	100,00
T ₃	10	21,68	6,0	7	24,78	66,37	0,00	100,00	0,00	92,31
T ₃	11	25,18	4,5	8	14,15	70,75	0,00	71,43	10,00	70,00
T ₃	12	25,85	6,0	3	0,00	50,00	14,58	81,25	4,17	83,33

FUENTE: Elaboración propia



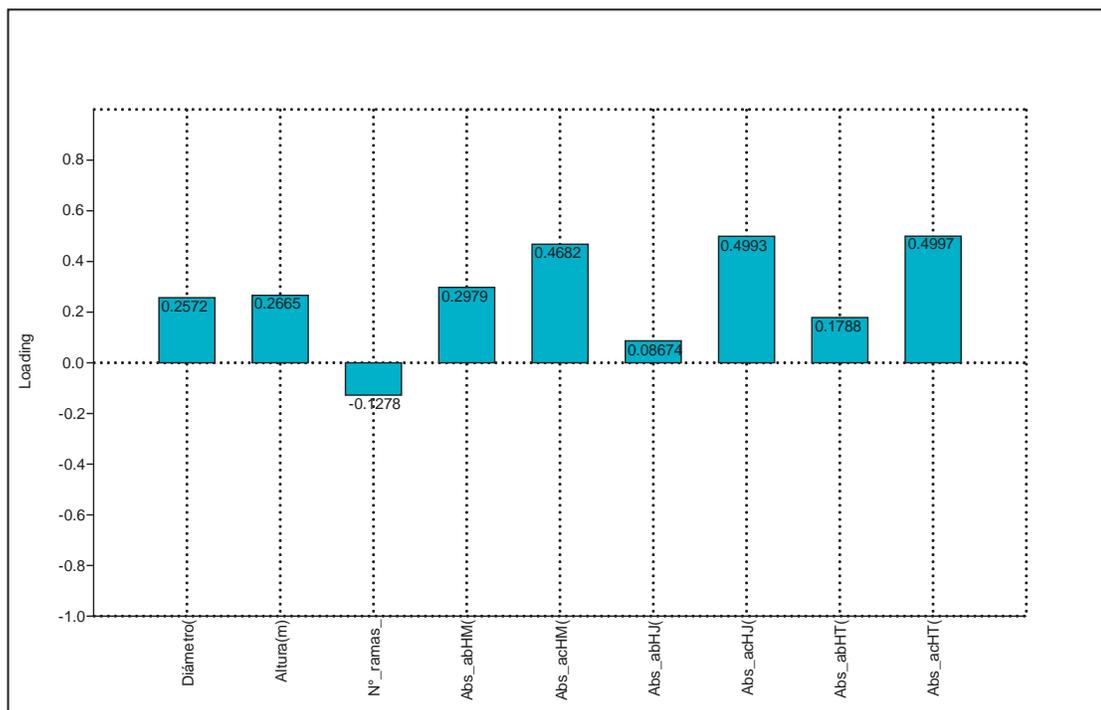
26) Representación gráfica del Análisis de Componentes Principales para el día 7

FUENTE: Elaboración propia

27) Varianzas explicadas por cada componente principal del día 7

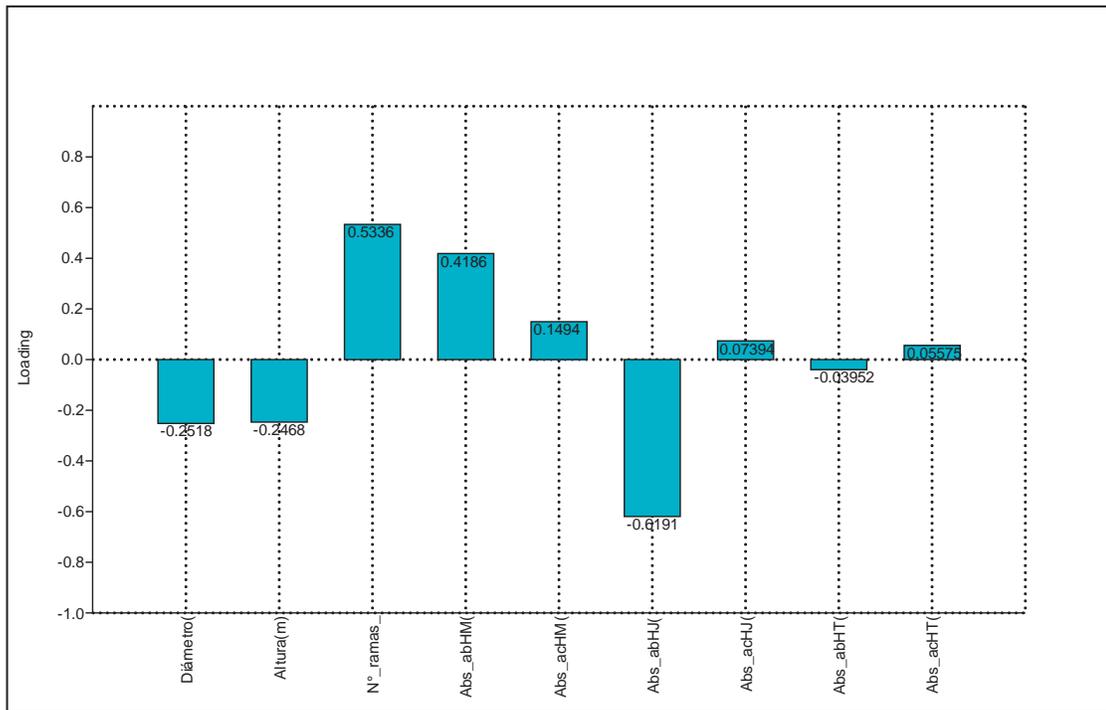
Componente	Valor propio	Varianza explicada (%)
1	3,79675	42,186
2	2,01697	22,411
3	1,07639	11,96
4	0,964349	10,715
5	0,589895	6,5544
6	0,381675	4,2408
7	0,16387	1,8208
8	0,00885101	0,098345
9	0,00125682	0,013965

FUENTE: Elaboración propia



28) Pesos de la primera componente principal para el día 7

FUENTE: Elaboración propia

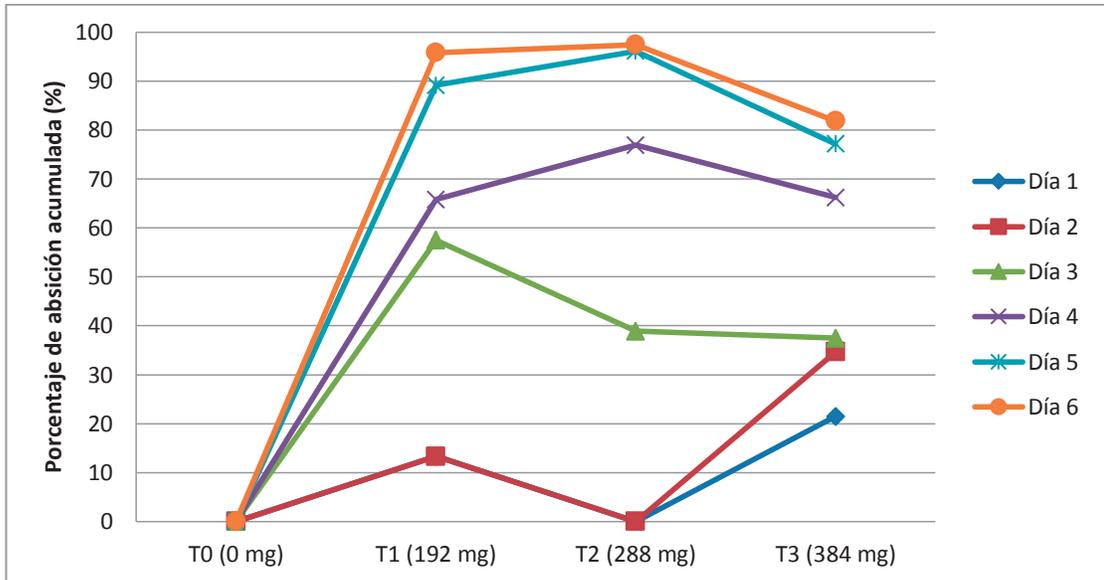


29) Pesos de la segunda componente principal para el día 7

FUENTE: *Elaboración propia*

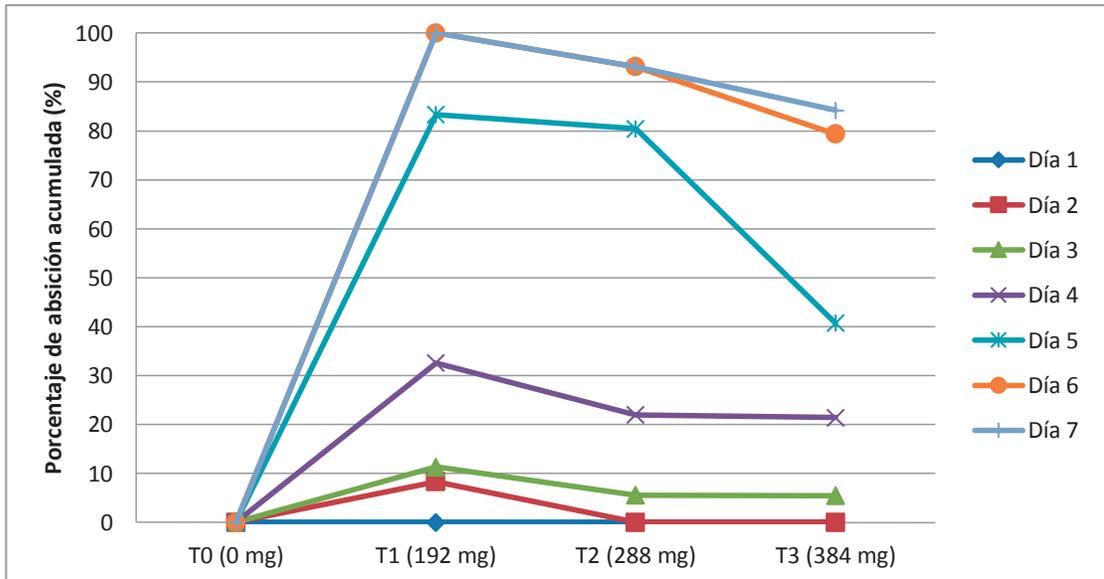
ANEXO 4

EVOLUCIÓN DE LA ABSCISIÓN POR TRATAMIENTO



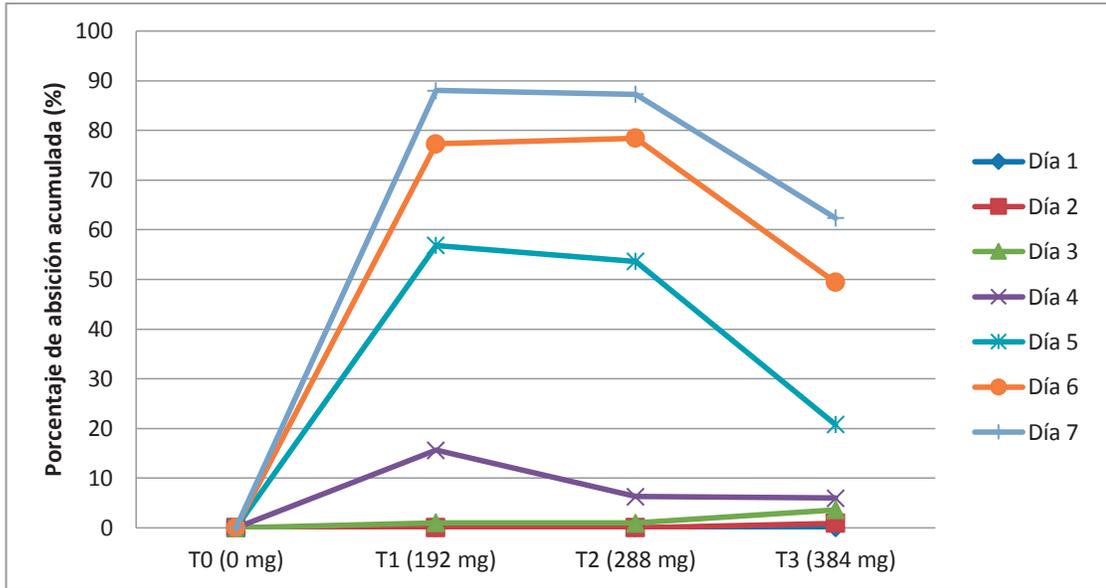
1) Evolución de la abscisión por tratamiento en hojas tiernas

FUENTE: Elaboración propia



2) Evolución de la abscisión por tratamiento en hojas jóvenes

FUENTE: Elaboración propia



3) Evolución de la abscisión por tratamiento en hojas maduras

FUENTE: *Elaboración propia*

ANEXO 5

ANÁLISIS DE VARIANZA (ANOVA) DE UN FACTOR

1) ANOVA para abscisión acumulada de hojas tiernas del día 4

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	750,122	2	375,061	0,6605	0,5505
Dentro de los grupos	3407,15	6	567,858		
Total	4157,27	8			

FUENTE: Elaboración propia

2) ANOVA para abscisión acumulada de hojas tiernas del día 5

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	238,389	2	119,194	0,233	0,799
Dentro de los grupos	3069,54	6	511,589		
Total	3307,92	8			

FUENTE: Elaboración propia

3) ANOVA para abscisión acumulada de hojas tiernas del día 6

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	553,72	2	276,86	2,023	0,213
Dentro de los grupos	820,976	6	136,829		
Total	1374,7	8			

FUENTE: Elaboración propia

4) ANOVA para abscisión acumulada de hojas jóvenes del día 4

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	236,907	2	118,454	0,2354	0,7972
Dentro de los grupos	3019,47	6	503,245		
Total	3256,38	8			

FUENTE: Elaboración propia

5) ANOVA para abscisión acumulada de hojas maduras del día 5

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	2388,71	2	1194,36	3,419	01021
Dentro de los grupos	2095,96	6	349,327		
Total	4484,67	8			

FUENTE: Elaboración propia

6) ANOVA para abscisión acumulada de hojas maduras del día 6

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de cuadrados	F	Probabilidad
Entre grupos	1624,5	2	812,252	4,829	0,05627
Dentro de los grupos	1009,29	6	168,216		
Total	2633,8	8			

FUENTE: Elaboración propia