

**COLEGIO DE POSTGRADUADOS**

**INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS  
AGRÍCOLAS**

**CAMPUS MONTECILLO**

**PROGRAMA DE POSTGRADO EN RECURSOS GENÉTICOS Y  
PRODUCTIVIDAD**

**FRUTICULTURA**

**FLORACIÓN Y FRUCTIFICACIÓN  
EN RAMBUTÁN (*Nephelium  
lappaceum* L.)**

NOMBRE DEL SUSTENTANTE

JESÚS REYES MORENO

**T E S I S**

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2017

## CARTA DE CONSENTIMIENTO DE USO DE LOS DERECHOS DE AUTOR Y DE LAS REGALIAS COMERCIALES DE PRODUCTOS DE INVESTIGACION

En adición al beneficio ético, moral y académico que he obtenido durante mis estudios en el Colegio de Postgraduados, el que suscribe Jesús Reyes Moreno, Alumno (a) de esta Institución, estoy de acuerdo en ser participe de las regalías económicas y/o académicas, de procedencia nacional e internacional, que se deriven del trabajo de investigación que realicé en esta institución, bajo la dirección del Profesor Eduardo García Villanueva, por lo que otorgo los derechos de autor de mi tesis

Floración y Fructificación en Rambután (Nephelium lappaceum L.)

y de los producto de dicha investigación al Colegio de Postgraduados. Las patentes y secretos industriales que se puedan derivar serán registrados a nombre el colegio de Postgraduados y las regalías económicas que se deriven serán distribuidas entre la Institución, El Consejero o Director de Tesis y el que suscribe, de acuerdo a las negociaciones entre las tres partes, por ello me comprometo a no realizar ninguna acción que dañe el proceso de explotación comercial de dichos productos a favor de esta Institución.

Montecillo, Mpio. de Texcoco, Edo. de México, a 20 de mayo de 2017



Firma del  
Alumno (a)

Dr. Eduardo García Villanueva  
Vo. Bo. del Consejero o Director de Tesis

La presente tesis titulada: **FLORACIÓN Y FRUCTIFICACIÓN EN RAMBUTÁN**  
**(*Nephelium lappaceum* L.)**

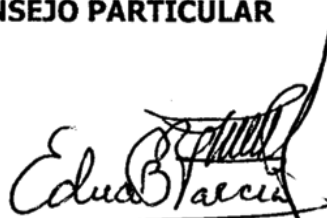
Realizada por el alumno: **Jesús Reyes Moreno**

Bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo  
y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS  
RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD  
FRUTICULTURA

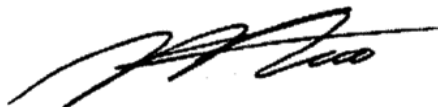
**CONSEJO PARTICULAR**

CONSEJERO (A)



DR. EDUARDO GARCÍA VILLANUEVA

ASESOR (A)



DR. JESÚS MAQ. E. AGUILAR LUNA

ASESOR (A)



M.C. ALFONSO MURATALLA LÚA

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Mayo del 2017

**Floración y fructificación en rambután**  
**(*Nephelium lappaceum* L.)**

**Jesús Reyes Moreno, M. C.**  
**Colegio de Postgraduados, 2017**

**RESUMEN**

El rambután (*Nephelium lappaceum* L.) es una especie de la familia Sapindaceae que en los últimos 10 años ha tenido gran relevancia económica y comercial en la región del Soconusco, Chiapas. Las condiciones agroecológicas idóneas para el cultivo son: precipitaciones anuales de hasta 3,000 mm, temperaturas de 26 a 32 °C con buena luminosidad durante todo el año. Este cultivo se adapta a altitudes que van desde el nivel del mar hasta los 1,200 m. El rambután se cultiva en algunos países del Continente Americano como Costa Rica, Panamá, Honduras y México. Actualmente, se cuenta con escasa información sobre aspectos anatómicos y morfológicos en rambután. El presente trabajo abarca aspectos estructurales sobre la floración y la fructificación, en las condiciones ambientales del Soconusco Chiapas donde se cultiva de manera intensiva actualmente. Se realizaron cortes anatómicos del esporofito reproductivo comprendiendo desde las yemas iniciadas y hasta los frutos maduros, utilizando la técnica convencional para la obtención de preparaciones histológicas permanentes de material incluido en parafina y teñidos con safranina y verde fijo. También se describen los procesos fenológicos reproductivos relacionados con dos principales aspectos ambientales más importantes como la temperatura y la humedad relativa.

**Palabras claves:** Estructura esporofítica y gametofítica, inducción, iniciación, diferenciación floral, floración, fructificación, fenología.

**Floración y fructificación en rambután  
(*Nephelium lappaceum* L.)**

**Jesús Reyes Moreno, M.C.**

**Colegio de Postgraduados, 2017**

**ABSTRACT**

The rambutan (*Nephelium lappaceum* L.) is a species of the family Sapindaceae that in the last 10 years has had great economic and commercial relevance in the region of Soconusco, Chiapas. The agroecological conditions suitable for cultivation are: annual rainfall up to 3,000 mm, temperatures from 26 to 32 ° C with good light throughout the year. This crop is adapted to altitudes ranging from sea level to 1,200 m. The rambután is cultivated in some countries of the American Continent as Costa Rica, Panama, Honduras and Mexico. Currently there is little information on anatomical and morphological aspects in the rambutan. The present work includes structural aspects on induction, initiation, differentiation and fructification, in the environmental conditions of Soconusco Chiapas where it is cultivated intensively at the present time. Anatomic sections of the vegetative and reproductive sporophyte were made, ranging from the buds to the mature fruits, using the conventional technique of microtechnology to obtain permanent histological preparations of material included in paraffin and stained with safranin and fixed green. It also describes reproductive phenological processes related to two main environmental aspects, such as environmental temperature and relative humidity.

**Keywords:** Sporotic structure and gametophytic, Induction, Initiation, Flower differentiation, Flowering, Fruiting, Phenology.

## AGRADECIMIENTOS

Primeramente quiero agradecer a Dios por bendecirme en todo momento y permitirme llegar hasta aquí. Agradezco infinitamente a mis padres Manuel Reyes y Gladilú Moreno por el gran apoyo incondicional para poder realizar este logro en mi vida el cual es también parte de ellos.

A mis hermanos Candy, Fridz, Manuel y Juan Diego porque siempre han estado a mi lado en todo momento. Y demás familiares.

Así mismo, quiero expresar mi más profundo y sincero agradecimiento a todas aquellas personas que con su ayuda han colaborado en la elaboración del presente trabajo de investigación, en especial al Dr. Eduardo García Villanueva, director de esta investigación, por la orientación, el seguimiento y la supervisión continúa de la misma, pero sobre todo por la motivación y el apoyo recibido a lo largo de estos años. También quiero agradecer a mis asesores el Dr. Jesús Mao E. Aguilar Luna y al M. C. Alfonso Muratalla Lúa por la dedicación en la revisión y el aporte científico en este trabajo.

A mi tío el Ingeniero Exal Moreno por la disponibilidad y accesibilidad a su huerta de rambután donde se realizó el presente trabajo, a mi tío Roelí Moreno por el cariño, la confianza y el apoyo depositada en mí y en mis hermanos.

Al Sr. Miguel Vega por el gran apoyo en la microtecnia vegetal, método fundamental para obtener los resultados en esta investigación.

Y bueno, no podía faltar el agradecimiento a aquellas personas que hicieron de este caminar una experiencia inoivable, mis amigos: Eucarie, Aide, Fati, Irma, Juan, Flores, Chava, Uriel, Ivan, Enrique, Joshua, Antonio y a todos a aquellos con los que pase momentos muy agradables llenos de bromas, platicas, debates y diferentes puntos de vistas que hacían de nuestras reuniones momentos llenos de armonía. Especialmente, a mi novia Viry por todo el cariño y apoyo que me ha brindado durante todo este tiempo.

## CONTENIDO

RESUMEN .....	iv
ABSTRACT.....	v
AGRADECIMIENTOS.....	vi
LISTA DE FIGURAS.....	xi
LISTA DE CUADROS.....	xviii
LISTA DE GRÁFICAS .....	xix
1. INTRODUCCIÓN .....	1
2. OBJETIVOS E HIPÓTESIS .....	3
2.1 Objetivos.....	3
2.2 Hipótesis.....	3
3. REVISIÓN DE LITERATURA .....	4
3.1 Generalidades del Cultivo .....	4
3.1.1 Origen y distribución.....	4
3.1.2. Posición taxonómica.....	5
3.1.3 Aspectos botánicos del rambután .....	5
3.2 Importancia económica .....	7
3.3 Condiciones agroecológicas del cultivo de rambután.....	8
3.3.1 Clima.....	8
3.3.2 Suelo.....	10
3.3.3 Riego.....	10
3.4 Agronomía del rambután.....	11
3.5 Cultivares.....	11
3.6 Orden Sapindales.....	12
3.7 Familia Sapindaceae.....	13
3.8. Inducción, iniciación y diferenciación floral .....	16
3.8.1 Intensidad de la luz y fotoperiodo, generalidades .....	17
3.8.2 Inducción floral en las Sapindáceas .....	18
3.8.2.1 Iniciación floral en las Sapindáceas.....	19
3.8.3 Factores ambientales y de manejo que afectan la inducción, la iniciación y la diferenciación floral .....	20

3.8.4 Estructura de la flor y del fruto .....	22
3.8.5. Anatomía y morfología caulinar reproductiva .....	26
3.8.5.1. Estructura del tallo inflorescencial.....	26
3.8.5.2 Estructura del tallo floral .....	27
3.8.5.2.1 Pedicelo y receptáculo .....	28
3.8.5.3 Anatomía y morfología foliar reproductiva .....	28
3.8.5.3.1 Cáliz .....	28
3.8.5.3.2 Corola .....	29
3.8.5.3.3 Androceo .....	29
3.8.5.3.4 Gineceo.....	30
3.8.6 Anatomía de los gametofitos y partes esporofíticas asociadas .....	31
3.8.6.1 Gametofito masculino .....	31
3.8.6.1.1 Microsporogénesis .....	31
3.8.6.1.2 Microgametofitogénesis.....	35
3.8.6.2 Gametofito femenino .....	40
3.8.6.2.1 Megasporogénesis .....	40
3.8.6.2.2 Megagametofitogénesis .....	43
3.8.6.3 Dos fecundaciones .....	45
3.8.6.4 Óvulo y semilla.....	47
3.8.6.5 Ovario y fruto.....	49
3.8.6.5.1 Ovario .....	49
3.8.6.5.2 Fruto.....	50
3.8.6.5.2.1 Morfología del fruto maduro .....	56
3.8.6.5.2.2 Anatomía del fruto maduro .....	57
3.8.6.5.2.3 Fenología del fruto .....	59
3.8.6.5.2.3.1 Crecimiento y desarrollo.....	60
3.8.6.5.2.3.2 Maduración y Cosecha.....	61
3.8.7. Fenología.....	62
3.8.7.1 Fenología floral .....	64
3.8.7.2 La flor como un proceso de desarrollo .....	66
3.8.8 Temperatura y humedad relativa.....	67



3.8.8.1	Temperatura diaria.....	67
3.8.8.2	Temperatura mensual.....	68
3.8.8.3	Temperatura anual .....	68
3.8.8.4	Temperaturas medias horarias normales .....	68
3.8.8.5	Variación diaria de la temperatura del aire .....	69
3.8.9	Humedad atmosférica .....	69
3.8.10	El proceso de floración en relación con el ambiente .....	71
<b>4.</b>	<b>MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>73</b>
4.1	Ubicación del huerto.....	73
4.2	Condiciones agroclimáticas del cultivo en el municipio de Frontera Hidalgo Chiapas.....	73
4.2.1	Clima.....	73
4.2.2	Suelo .....	74
4.3	Manejo de la huerta de rambután .....	74
4.3.1	Podas .....	74
4.3.2	Riego.....	75
4.3.3	Fertilización.....	76
4.3.4	Cosecha.....	77
4.4	Desarrollo del estudio.....	77
4.4.1	Muestreos y descripciones del estudio .....	77
4.4.2	Selección de árboles y colecta de material botánico .....	83
4.4.3	Microtecnica.....	83
4.4.3.1	Obtención de las muestras en campo.....	83
4.4.3.2	Fijación FAA (Formaldehido-acético-alcohol).....	85
4.4.3.3	Deshidratación .....	86
4.4.3.4	Inclusión en parafina .....	87
4.4.3.5	Corte en el micrótopo .....	88
4.4.3.6	Adhesión de los cortes con adhesivo de cromo.....	89
4.4.3.7	Desparafinado e hidratación.....	89
4.4.3.8	Tinción de safranina “O” y verde fijo .....	90
4.4.3.9	Micrografía y dibujo .....	92

<b>4.5 Variables a evaluar .....</b>	<b>93</b>
<b>4.5.1 Proceso de iniciación .....</b>	<b>93</b>
<b>4.5.2 Proceso de diferenciación .....</b>	<b>94</b>
<b>4.5.3 Proceso de floración .....</b>	<b>94</b>
<b>4.5.4 Proceso de fructificación .....</b>	<b>94</b>
<b>4.5.5 Temperatura ambiente y humedad relativa .....</b>	<b>95</b>
<b>5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>96</b>
<b>5.1 Manejo de la huerta en el ciclo agrícola de junio 1 (2015) – julio 31 (2016).....</b>	<b>96</b>
<b>5.2 Relación del ambiente con el cultivo de rambután .....</b>	<b>101</b>
<b>5.3 Aspectos fisiológicos relacionados con la floración.....</b>	<b>110</b>
<b>5.4 Fenología de la transformación de las yemas vegetativas a reproductivas y su relación con algunos aspectos ambientales.....</b>	<b>111</b>
<b>5.4.1 Yema vegetativa.....</b>	<b>111</b>
<b>5.4.2 Iniciación floral.....</b>	<b>113</b>
<b>5.4.3 Diferenciación floral .....</b>	<b>115</b>
<b>5.5 Desarrollo y transformación de la flor, el fruto y la semilla .....</b>	<b>119</b>
<b>5.5.1 Flor .....</b>	<b>119</b>
<b>5.5.2 Fruto.....</b>	<b>127</b>
<b>5.5.3 Semilla .....</b>	<b>137</b>
<b>5.6 Fenología de la fructificación y su relación con dos aspectos ambientales. ....</b>	<b>142</b>
<b>6. CONCLUSIONES .....</b>	<b>147</b>
<b>7. BIBLIGRAFÍA .....</b>	<b>150</b>

## LISTA DE FIGURAS

	<b>Página</b>
<b>Figura 1.</b> Meristemo de litchi en iniciación, cultivar Mauritius. Acotaciones: T1= Túnica 1; T2= Túnica 2; C= Cuerpo. Aumento 10 x. Figura modificada de Morelos, (2008).	19
<b>Figura 2.</b> Flor de litchi ( <i>Litchi chinensis</i> S.) a) Flor femenina; b) Flor masculina. Acotaciones: A= Antera; E= Estilo; Eg= Estigma; Es= Estambre; F= Filamento; Ov= Óvulo; R= Receptáculo; Escala a= 2mm, b= 1mm. Figura modificada de Nacif <i>et al.</i> (2001).	22
<b>Figura 3.</b> Esquema representativo de la inflorescencia de litchi ( <i>Litchi chinensis</i> ) (a). Figura de modificada de Morelos, (2008).	26
<b>Figura 4.</b> Esquema representativo de la inflorescencia de litchi ( <i>Litchi chinensis</i> ) (b). Figura de modificada de Morelos, (2008).	27
<b>Figura 5.</b> Corte transversal del microsporangio de <i>Cardiospermum grandiflorum</i> (Sapindaceae) Acotaciones: Ed= Endotecio; Ep= Epidermis; Es= Estoma; Mi= Microspora; T= Tapete. Escala= 200 µm. Figura modificada de Solís <i>et al.</i> (2010).	32
<b>Figura 6.</b> Estructura de la antera de <i>Melicoccus lepidopetalus</i> (Sapindaceae) (a) Antera indehiscente (b) corte transversal de la antera (c) epidermis de la antera. Acotaciones: A= Antera, Ed= Endotecio; Ep= Epidermis, F= Filamento, Tmi= Tetradas de microsporas. Escala: A, 100 µm; B, 150 µm C, 200 µm. Figura modificada de Zini <i>et al.</i> ( 2012).	33
<b>Figura 7.</b> Micrografías de tejidos del microsporangio en diferentes estratos de desarrollo en <i>Cardiospermun grandiflorum</i> (Sapindaceae). (a) Corte transversal de la antera joven (b)	35

Endotecio en corte transversal (c) Corte transversal del microsporangio. Acotaciones: Cmi= Célula madre de la microspora, Ed= Endotecio, Ep= Epidermis, T= Tapete, Tmi= Tetrada de microspora. Escala = 20 mm (a,b,c). Figura modificada de Solís *et al.* (2010).

- Figura 8.** Anatomía de las anteras de *Cardiospermum grandiflorum* (Sapindaceae) con diferentes grados de desarrollo. (a) Endotecio en corte transversal de antera; (b) grano de polen o gametofito masculino joven (inicio de la microgametofitogénesis) de *Cardiospermum grandiflorum*; (c) Estoma en la epidermis de la antera; (d) Grano de polen de *Urvillae chacoensis* con pared bien desarrollada; Acotaciones: Cg= Célula generativa; Co= Célula oclusiva; Ed= Endotecio; Emp= Estrato medio de la pared de la antera; Ep= Epidermis; Es= Estoma; Gp= Granos de polen bicelular; Np= Núcleo del tubo polínico; T= Tapete. Escala= 200  $\mu$ m. Figura modificada de Solís *et al.* (2010). 37
- Figura 9.** Grano de polen de *Allophylus edulis* (Sapindaceae) proveniente de una flor estaminada (a) Vista ecuatorial. (b) Polen proveniente de una flor pistilada, vista polar. (c) Detalle de las interrupciones en la exina. Acotaciones: (Ex)= Exina; (Ie)= Interrupción en la exina; (Pr)= Poro. Escalas: a, b, = 2 $\mu$ m; c=1 $\mu$ m; figura modificada de González *et al.* (2014). 38
- Figura 10.** Megasporogénesis en *Handelioidendron bodinieri* (Sapindaceae). Acotaciones: (a) Células parietales; (b) 2 Megasporas; (c) 4 megasporas; (d) Tres megasporas micropilares desorganizándose y la megaspora calazal funcional. Acotaciones: Cp= Celulas parietales; Mcf= Megaspota cálazal funcional; Mg= Megaspota; Mmi= Megasporas micropilares. Escala: a= 10  $\mu$ m; b,c,d= 30  $\mu$ m. Figura modificada de Cao *et al.* (2008). 41
- Figura 11.** Megagametofitogénesis en *Handelioidendron bodinieri* (Sapindaceae). Acotaciones: (a) Aparato ovocélular (b) Célula central y su núcleo; (c) Óvulo con saco embrionario curvo. Acotaciones: Cc= Célula central; Nc= Núcleo de la célula central; Oc= Ovocélula; Pf= Pared del ovario; Rc= Región calazal; Rm= Región micropilar; Rp= Región de la 44

placenta; Se= Saco embrionario; Sg= Sinérgidas; Te= Tegumento externo; Ti= Tegumento interno. Escala: a= 50  $\mu\text{m}$ , b= 60  $\mu\text{m}$ , c= 200  $\mu\text{m}$ . Figura modificada de Cao *et al.* (2008).

- Figura 12.** Corte longitudinal del ovario de litchi (*Litchi chinensis* Sonn). (Sapindaceae). Acotaciones: Epe= Epidermis externa; Epi= epidermis interna; Fu= Funículo; Hv= Haz vascular; L= Lóculo; N= Nucela; Ob= Obturador; Pl= Placenta; Rc= Región cálazal; Rm= Región micrópilar; Se= Saco embrionario; Te= Tegumento externo; Ti= Tegumento interno; Tr= Tricomas; H= Hilo. Escala: 400  $\mu\text{m}$ . Figura modificada de Nacif *et al.* (2001). 49
- Figura 13.** Corte longitudinal del fruto maduro de *Litchi chinensis* (Sapindaceae). Acotaciones: Ar= Arilo; Edo= Endospermo; Em= Embrión; Fu= Funículo; Pd= Pedúnculo; Pe= Pericarpio (seco); Sa= Semilla; Ts= Testa. Figura modificada de Nacif *et al.* (2001). 52
- Figura 14.** Corte transversal del pericarpio del fruto inmaduro de litchi (*Litchi chinensis* S.) mostrando su estructura anatómica. Acotaciones: Ep= Epidermis del pericarpio; Pe= Pericarpio; Tr= Tricoma. Figura modificada de Nacif *et al.* (2001). 55
- Figura 15.** Desarrollo fenológico del fruto de Litchi. Acotaciones: Ar= Arilo; Ce= Cicatriz estilar; Cs= Cubierta seminal; Em= Embrión; Ob= Ovario bicarpelar; Pd= Pedúnculo; Pe= Pericarpio; Pre= Protuberancias epidérmicas. Figura modificada de Nacif *et al.* (2001). 59
- Figura 16.** Árbol de rambután podado seleccionado para la obtención del material botánico (yemas vegetativas), 5 años de edad. Cultivar seechampo. Frontera Hidalgo, Chiapas. 83
- Figura 17.** Coleta del material botánico en campo. a-b) yemas vegetativas; c) botones florales; d) flores en antesis; e) frutitos estado 1; f) frutos maduros; g) semilla madura. 84

<b>Figura 18.</b>	Rama productora del año 2016 (podada) y yema vegetativa en cargada de la producción del siguiente año 2017.	99
<b>Figura 19.</b>	Meristemo vegetativo de rambután a 116 ddp (días de preantesis). Frontera Hidalgo, Chipas. Escala: 50 $\mu$ m. C= Cuerpo; Pf= Primordio foliar; Tu= Túnicas.	112
<b>Figura 20.</b>	Corte longitudinal de la yema vegetativa de rambután. Acotaciones: (a) Domo aplanado 55 ddp, (b) Domo alargado 41 ddp. Cp= Cuerpo parenquimático, D= Domo; Ec= escama; Mm= Manto meristemático, T= Túnica. Escala: a,b : 50 $\mu$ m.	113
<b>Figura 21.</b>	Meristemo apical en diferenciación 31 ddp. Frontera Hidalgo, Chipas. Acotaciones: Cp= Cuerpo parenquimático; Mm= Manto meristemático; Pb= Procámbium; Pf= Primordio foliar. Escala: 50 $\mu$ m.	114
<b>Figura 22.</b>	Meristemo apical de la inflorescencia de rambután a 21 ddp. Acotaciones: Mai= Meristemo apical de la inflorescencia; Mar2 <sup>a</sup> = Meristemo de la ramificación secundaria de la inflorescencia; Mar3 <sup>a</sup> = Meristemo apical de la ramificación terciaria de la inflorescencia; Mf= Meristemo fundamental; Pb= Procámbium; Pd= Protodermis; Pf= Primordio foliar; Yf= Yema floral; Yh= Yema de hipsófilo. Escala: 50 $\mu$ m.	116
<b>Figura 23.</b>	Proceso de diferenciación floral en rambután ( <i>Nepelium lappaceum</i> L). Cortes longitudinales (a) Yema vegetativa 116 ddp; (b) Yema vegetativa 96 ddp; (c) Yema vegetativa 66 ddp; (d) Domo aplanado 52 ddp; (e) Domo alargado (iniciación) 41 ddp; (f) Meristemo en diferenciación 31 ddp; (g) Meristemo apical de la inflorescencia 21 ddp. Acotaciones: D= Domo; Ec= Escama; Ma= Meristemo apical; Mar 2 <sup>a</sup> = Meristemo apical de la ramificación secundaria; Mm= Manto meristemático; Pf= Primordio floral; Ph= Primordio foliar; Pr= Procámbium; T= Tunica; Yf= Yema flora. Escala= a,b,c,d,e,f,g : 50 $\mu$ m.	117

- Figura 24.** Anatomía de las inflorescencias de rambután (*Nephelium lappaceum*). Cortes longitudinales de la yema diferenciada. Acotaciones: Ec= Escama; Pb= Procambium; H= Hipsófilo; Ya = Yema apical; Yf= Yema floral. Escala: 100 µm. 118
- Figura 25.** Vista general del gineceo de rambután en corte longitudinal. Floración plena (antesis). Acotaciones: E= Estambres; Est= Estilo; L= Lóculo; O= Óvulo; Ov= Ovario; P= Pétalos; Po= Pared del ovario; Rs= Rudimento seminal; S= Sépalos. Escala: 50 µm. 120
- Figura 26.** Corte transversal de antera de flor estaminada en antesis de rambután (*Nephelium lappaceum* L.). Floración plena (antesis). (a) Plano longitudinal de antera en donde se observan 4 microsporangios; (b) Endotecio en plano transversal; (c) Antera dehiscente con granos de polen. Acotaciones: Ed= Endotecio; Ep= Epidermis; Et= Estomio; Gp= Granos de polen Hv= Haz vascular; Mgi= Microsporangio; Tmi= Tetradas de microsporas. Escala: a= 50 µm, b= 100 µm, c= 50 µm. 122
- Figura 27.** Anatomía del ovario y del óvulo del rambután en postantesis (16 días después de antesis). (a) Corte longitudinal de la flor en postantesis; (b) Esquema de la flor de rambután en corte longitudinal. Acotaciones: En= Epidermis nucelar; Epe= Epidermis externa del tegumento interno; Epi= Epidermis interna del tegumento interno; Esp= espiternos; Est= Estilo; L= Lóculo; Obt= Obturador; Pf= Pared del fruto; Pl= Placenta; Pn= Parénquima nucelar; R= Rafe; Rc= Región calazal; Rm= Región micropilar; Rse= Región del saco embrionario; Rv= Región del tejido vascular; Te= Tegumento externo; Ti= Tegumento interno. Escala: 50 µm. 124
- Figura 28.** Anatomía y estructuras gametofíticas del óvulo en postantesis (16 dda) de rambután. Acotaciones: (a) Corte longitudinal de la flor de rambután en postantesis; (b) Esquema de la flor de rambután en postantesis. 1= Región del saco embrionario; 2= Nucela; 3= Epidermis interna del tegumento interno; 4= Epidermis externa del tegumento interno; 5= Región micropilar; 6= Región calazal; 7= Epidermis interna del tegumento externo; 8= Epidermis 126

externa del tegumento externo; 9= Tegumento externo; 10= Rafe; 11= Lóculo. Escala: 50  $\mu$ m.

- Figura 29.** Desarrollo fenológico del frutito de rambután estado 1, a 26 dda. (a) Corte longitudinal del frutito; (b) Inicio de la endospermogénesis y embriogénesis; (c) Esquema del corte longitudinal del frutito; (d) Esquema del inicio de la endospermogénesis y embriogénesis. Acotaciones: Edo= endospermo; Eete= Epidermis externa del tegumento externo; Eeti= Epidermis externa del tegumento interno; Eite= Epidermis interna del tegumento externo; Eiti= Epidermis interna del tegumento interno; Em= Embrión; N= Nucela; Rc= Región calazal; Re= Región del embrión; Red= Región del endospermo; Rm= Región micropilar; Te= Tegumento externo; Ti= Tegumento interno. Escala: a= 50  $\mu$ m, b= 100  $\mu$ m. 129
- Figura 30.** Anatomía del espiterno joven 26 dda. Acotaciones: (a) Corte longitudinal del espiterno joven; (b) Corte longitudinal del espiternono joven y pared del frutito. Ep= Epidermis; Esp= Espiterno; P= Parénquima interepidérmico con tejido vascular; Pf= Pared del frutito; Tv= Tejido vascular; Escala: a= 100 $\mu$ m, b= 50  $\mu$ m. 130
- Figura 31.** Corte longitudinal del pericarpio joven de de rambután (*Nephelium lappaceum*) Pdt= parénquima desarrollado con tejido vascular; Ee= pidermis engrosada. 131
- Figura 32.** Vista general del fruto maduro de rambután (*Nephelium lappaceum* L). 125 dda. Corte longitudinal. Acotaciones: A= Arilo; Cd= Cotiledón; End= Endocarpio; Esp= Espiternos; Ex= Exocarpio; L= Lóculo; Me= Mesocarpio; Pd= Pedúnculo; Pe= Pericarpio; Rc= Región calazal; Rm= Región micropilar; Sa= Semilla; Ts= Testa. 134
- Figura 33.** Dibujo y reconstrucción anatómica del frutito de rambután estado 2 en desarrollo a 40 dda. Acotaciones: A= Arilo; Edo= Endospermo; Eg= Estigma; Em= Embrión; End= Endocarpio; Esp= Espiterno; Ex= Exocarpio; Fa= Frutito abortivo; Fu= Funículo L= Locúlo; Me= Mesocarpio; Pd= Pedúnculo; R= 136



Rafe; Rc= Región calazal; Rm= Región micropilar; Te= Tegumento externo; Ti= Tegumento interno.

- Figura 34.** Semilla madura de rambután (*Nephelium lappaceum*). En diferentes vistas 125 dda. Acotaciones: R= Rafe; Rc= Región calazal; Rm= Región micropilar; Tg= Tegmen; Ts= Testa. 137
- Figura 35.** Vista lateral de la semilla madura de rambután 125 dda. Acotaciones: Rc= Región calazal; Cd= Cotiledón; Csa= Cuerpo de la semilla; Tg= Tegmen; Ts= Testa; R= Rafe. 138
- Figura 36.** Anatomía de la semilla madura del fruto de rambután (*Nephelium lappaceum* L) 125 dda. Acotaciones: (a) vista longitudinal de la semilla madura; (b) Esquema de la semilla madura. Cd= Cotiledón; Em= Embrión; Nc= Nudo cotiledonal; Pa= Plúmula; Ra= Radícula; Tg= Tegmen; Ts= Testa. 139
- Figura 37.** Anatomía de la semilla joven de rambután (*Nephelium lappaceum* L). 26 dda. (a) Cortes longitudinal de la semilla joven; (b) Esquema del corte longitudinal de la semilla joven. Acotaciones: Cots= Cotiledones; Edo= Endosepermo; Eete= Epidermis externa del tegumento externo; Eite= Epidermis interna del tegumento externo; Em= Embrión; N= Nucela; Ra= Radícula; Rm= Región micropilar Ti= Tegumento interno. Escala: 50 µm. 141
- Figura 38.** Fenología la infructescencia de rambután (*Nephelium lappaceum*) hasta la última caída de frutos. (a) Panícula de la inflorescencia en postantesis de rambután a 16 dda; (b) Infrutescencia de rambután a 21 dda; (c) Infrutescencia de rambután a 31 dda; (d) Infrutescencia de rambután a 54 dda. (e) Infrutescencia de rambután a 71 dda. (f) Infrutescencia de rambután con frutos maduros a 105 dda. 142

## LISTA DE CUADROS

	<b>Páginas</b>
<b>Cuadro 1.</b> Estudio fisicoquímico del suelo de la huerta de rambután, Frontera Hidalgo, Chiapas. 20 de Noviembre del 2016.	74
<b>Cuadro 2.</b> Descripción de las fechas de muestreos realizada en la huerta de rambután y el material vegetal colectado en el Municipio de Frontera Hidalgo, Chiapas.	78
<b>Cuadro 3.</b> Descripción de los muestreos hechos en una huerta de rambután por el estudio estructural de su fenología vegetativa en el municipio de Frontera Hidalgo, Chiapas.	79
<b>Cuadro 4.</b> Tinciones usadas en la microtecnia vegetal para la elaboración de las preparaciones histológicas del material vegetal de rambután (Sandoval, 2005).	92
<b>Cuadro 5.</b> Prácticas culturales realizadas en la huerta de rambután de junio, 2015 a mayo, 2016. Frontera Hidalgo, Chiapas y su relación con tres factores climáticos.	100
<b>Cuadro 6.</b> Relación de los factores ambientales con la fechas de muestreo.	101
<b>Cuadro 7.</b> Evolución anatómica de las yemas apicales, de las flores y de los frutos del rambután desde preantesis a cosecha.	106
<b>Cuadro 8.</b> Derivados gametofíticos y tegumentarios del óvulo en la semilla del rambután ( <i>Nephelium lappaceum</i> L.)	127
<b>Cuadro 9.</b> Desarrollo anatómico y morfológico del rambután, desde la antesis hasta fruto el fruto maduro (Cosecha).	132

## LISTA DE GRÁFICAS

	<b>página</b>
<b>Gráfica 1.</b> Temperatura y humedad relativa media registradas durante el periodo de yemas vegetativas hasta fructificación en rambután que va de octubre (2015) a mayo (2016), en Frontera Hidalgo, Chiapas.	105
<b>Gráfica 2.</b> Relación de la temperatura media diaria con la fenología de la infructescencia y la caída de frutos.	143
<b>Gráfica 3.</b> Relación de la humedad relativa media diaria con la fenología de la infructescencia y la caída de frutos.	144
<b>Gráfica 4.</b> Registro de la pérdida de frutitos en desarrollo a 26 días después de antesis (dda) hasta la cosecha 125 dda.	145

## 1. INTRODUCCIÓN

El rambután (*Nephelium lappaceum* L.) es una fruta exótica originaria de Malasia e Indonesia; la historia del rambután en América Latina y en México es aún muy corta; Este cultivo fue introducido entre los años 1950 y 1960. Durante los primeros 30 años se mantuvo como una planta exótica y ornamental en algunas huertas familiares de la zona de Cacahoatán, Chiapas.

En México, desde 1975, el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas Y Pecuarias (INIFAP) ha desarrollado un programa de investigación en frutales tropicales en el Campo Experimental Rosario Izapa, ubicado en el Municipio de Tuxtla Chico, Chiapas. Con el objetivo de diversificar la fruticultura tropical, introdujo algunas especies de frutales no tradicionales como el rambután, el pejibaye, el litchi la pera de agua y la macadamia, estableciéndose además, especies regionales como el zapote mamey. De acuerdo con la información obtenida el rambután es la especie que se presenta como una alternativa para diversificar la fruticultura tropical nacional (Sandoval, 1993).

Este cultivo se ha desarrollado principalmente en la región del Soconusco estado de Chiapas en México, como alternativa para la transformación de diferentes agro ecosistemas que se encuentran fuertemente degradados. En el Soconusco se están produciendo árboles con alta diversidad de colores y formas en los frutos que producen. Su producción extensiva ha permitido que se desarrollen técnicas para promover la fructificación entre tiempos de cosecha, sin embargo; es necesaria la investigación en diversas áreas para lograr una producción sostenible. La producción de rambután en México se ha incrementado en los últimos años dándose a conocer como una fruta exótica muy atractiva para los mercados internacionales (Pérez y Jürgen, 2004).

Unos de los principales problemas que presenta el cultivo del rambután ha sido el desconocimiento de las prácticas de injerto, el miedo a los riesgos en la producción y la falta de información sobre estándares de calidad, sin embargo;

dentro de los más importantes son los problemas de estacionalidad y de la escases en la producción debido al poco conocimiento existente sobre la floración, sobre la polinización que además es errática y a los bajos rendimientos que están presentando los árboles; por otra parte se sabe que la temperatura ambiental no sólo influye en la inducción floral, sino además, tiene un efecto directo en el éxito de la polinización, ya que puede afectar la actividad de los polinizadores y en la función de las estructuras anatómicas foliares relacionadas.

En la región del Soconusco se acostumbra a someter a los árboles de rambután a un estrés hídrico para promover la floración. Este estrés consiste en suspender el riego durante los meses de noviembre a diciembre para que florezca en enero.

Dentro de las prácticas culturales, la poda consiste en eliminar los ápices que florecieron y que fructificaron en el periodo de enero a mayo. Esta práctica suele realizarse después de la cosecha.

Actualmente, se desconoce la interacción de los principales factores ambientales como temperatura y humedad relativa con diferentes aspectos de la floración del rambután. El presente trabajo investigó esta relación para tratar de entender su influencia en algunos aspectos de la reproducción sexual del rambután y quedar en la posibilidad de interpretar su comportamiento en la floración y fructificación relacionados, además, con algunos aspectos de su manejo en la región de estudio.

## 2. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

### 2.1 Objetivos.

- Conocer la anatomía de la **iniciación y diferenciación floral** en el rambután así como la época en la que ocurren ambos fenómenos.
- Describir los procesos fenológicos relacionados con el **desarrollo del fruto** de rambután.
- Inducir posibles aspectos fisiológicos que desencadenan el proceso de iniciación floral relacionados con **la temperatura y la humedad relativa** ambientales.

### 2.2 Hipótesis

- La **iniciación y la diferenciación floral** ocurren a principios de diciembre antes de que se presenten las **temperaturas más frías**.
- Las diferentes etapas por las que pasa el **desarrollo del fruto** responden directamente al **incremento de la temperatura**.
- El descenso en las **temperaturas y la baja humedad relativa** promueven **la inducción floral** en el rambután.

### 3. REVISIÓN DE LITERATURA

#### 3.1 Generalidades del Cultivo

##### 3.1.1 Origen y distribución

Nativo de Malasia e Indonesia, el rambután (*Nephelium lappaceum* L.) es un miembro de la familia de las Sapindáceas, el cual incluye cerca de 125 géneros y más de 1000 especies de árboles y arbustos que se distribuyen extensamente en los trópicos.

Hoy en día el rambután es una de las especies de fruta de mayor importancia en los países de la zona intertropical del sureste asiático. En 1992, Tailandia, Indonesia y Malasia eran los tres principales países productores de rambután con aéreas cultivadas de 60,000, 43,000 y 20,000 ha; respectivamente, y con una producción total anual de 430,000 y 148,000 toneladas para los dos primeros. En el mismo año, las Filipinas, Singapur, Sri Lanka, India y Vietnam tenían también aéreas significativas de producción pero en menor escala. Sin embargo, en los últimos veinte años, varios países han iniciado programas de fomento para este cultivo, destacando Australia, Estados Unidos (Hawái), Madagascar, Costa Rica y últimamente México (FHIA, 2006).

Pérez y Jürgen (2004), señalaron que en la región del Soconusco hoy en día se cultivan más de 200 hectáreas a fines comerciales. El rambután fue introducido a México desde hace más de 40 años, sin embargo la siembra comercial todavía es mínima, la mayoría se encuentra en huertos de traspatio o familiares, debido prácticamente a un desconocimiento del cultivo, por parte de investigadores y productores, y también por la falta de promociones profesionales.

### 3.1.2. Posición taxonómica

De acuerdo con la clasificación taxonómica, el rambután se ubica de la siguiente manera:

Reino: Plantae (Whittaker, 1969)

División: Magnoliophyta (Cronquist, 1981)

Clase: Magnoliopsida (Cronquist, 1981)

Subclase: Rosidae (Cronquist, 1981)

Orden: Sapindales (Cronquist, 1981)

Familia: Sapindaceae (Cronquist, 1981)

Género: *Nephelium* (Linneo, 1767)

Especie: *Nephelium lappaceum* (L.)

### 3.1.3 Aspectos botánicos del rambután

El rambután (*Nephelium lappaceum* L.) crece en los trópicos bajos con humedad constante. Es un árbol bajo; con tronco recto cubierto de corteza rugosa, grisácea o rojiza. La copa puede ser compacta o abierta según el cultivar. Las hojas son compuestas pues presentan de dos a cuatro pares de folíolos alternos o casi opuestos entre sí, los folíolos son elípticos a oblongos, de color verde oscuro brillante en el haz más claro y opaco en el envés, el crecimiento vegetativo del rambután inicia posterior a la cosecha como en la mayoría de las sapindáceas. Los brotes nuevos que se desarrollan en el apice de las ramas reproductivas del ciclo anterior, generalmente son vegetativas por lo que no producen frutos, sin embargo, son las yemas axilares ubicadas en el lado inferior inmediato a la inflorescencia reproductiva del ciclo anterior las que fructificarán. El crecimiento nuevo depende



de si la cosecha ha sido escasa o abundante, existe una tendencia bienal (alternancia) en la producción de frutos (León, 1987).

El rambután es dioico; hay árboles con sólo flores estaminadas que por lo consiguiente no dan frutos y otros que tienen flores hermafroditas de dos tipos: en el primero las anteras no se abren y la flor funciona como si fuera pistilada; en el segundo los estambres producen polen en abundancia pero los estigmas no se abren. En este último caso la flor funciona como si fuera estaminada. Es frecuente encontrar los dos tipos de flores en la misma inflorescencia (León, 1987).

Se considera que la flor tiene el perianto formado sólo por el cáliz, que consiste en 4 a 6 antófilos pequeños verdosos, de uno a dos milímetros de largo, con anteras pubescentes que liberan abundante polen. En las flores hermafroditas que funcionan como estaminadas los estambres son de forma y tamaño como en el caso anterior, pero hay un pistilo cuyos estigmas no están formados y por lo tanto no hay fecundación. En las flores hermafroditas que funcionan como pistiladas, los estambres son muy cortos y no producen polen; el pistilo consiste de un ovario con dos carpelos separados conformando un gineceo semiapocarpico, ambos carpelos presentan un ovario esférico y están cubiertos de prolongaciones epidérmicas engrosados y agudas, prominencias agudas, cada uno desarrolla un ovulo fecundado en su interior. El estilo es cilíndrico y pubescente terminando en un estigma bifido, comúnmente sólo un carpelo se desarrolla y forma el fruto maduro; el otro no se desarrolla quedando verde y diminuto, y permanece adherido a la base del primero hasta la madurez (León 1987).

Los frutos maduros del rambután son esféricos u ovoides, de tres a ocho centímetros de diametro y se agrupan en racimos más o menos compactos. El pedúnculo es muy corto el pericarpio es grueso y de consistencia quebradiza. Presenta externamente protuberancias dérmicas agudas y gruesas en forma de “espinas” de cinco a 20 mm de largo, cuyo ápice agudo se marchita pronto se les denomina espiternos. El color externo del fruto es amarillo, naranja o rojo, la forma y tamaño de las protuberancias, varían en función del cultivar. La parte comestible del fruto, (es decir, la pulpa) en esta y otras Sapindáceas, es el arilo (estructura extra

suculenta y blanquecina que envuelve a la semilla). El arilo, anatómicamente está conformado un tejido parenquimático cuyas células son de dos a cuatro milímetros de espesor, alargadas radialmente, a menudo muy grandes y con paredes primarias engrosadas. Este tejido es un parénquima acuífero con gran cantidad de azúcares y minerales disueltos, lo que le confiere un sabor dulce muy agradable. El arilo está adherido posgénitamente a la semilla, aunque en algunos cultivares se separa con facilidad. La semilla es grande y elipsoidal, llega a medir en la madurez hasta de 25 mm de largo y contiene un alto porcentaje de aceite (León, 1987).

### **3.2 Importancia económica**

De acuerdo con Vargas, (2003), existe mercado externo para el rambután principalmente en (Europa y América del Norte). La oferta de rambután disminuye entre julio y septiembre debido a que los países productores bajan la cosecha, este evento coinciden con la época de mayor producción en Costa Rica.

Dada la importancia que el rambután podría representar para México, el conocimiento del comportamiento biológico de los diferentes genotipos de materiales representaría el inicio de una estrategia para el fomento de este cultivo. En los últimos 10 años el cultivo de rambután ha tenido una notable expansión en la región del soconusco, Chiapas, así como en algunas regiones de centroamérica, especialmente en Honduras, Guatemala y Costa Rica. El rambután fue introducido al soconusco, entre los años 1950 y 1960. Inicialmente se mantuvo como una planta exótica y ornamental en algunos huertos familiares, actualmente se haya en plantaciones comerciales. Se estima que en el Soconusco se cultivan más de 200 hectáreas en plantaciones frutícolas comerciales.

Los principales países productores son: Tailandia, Indonesia y Malasia con 700,000, 350,000 y 70,000 toneladas, respectivamente (Moreno, 2013). Los rendimientos reportados por SIAP- SAGARPA (2015) en México, son de  $10.65 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$ , mientras que en Tailandia son de  $15.81 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$ . En 2008 la producción de

rambután en México fue de 865.6 t, con un valor total de 11.10 millones de pesos. La aceptación en los mercados regionales, nacionales y la cercanía de México con Norte América y Sudamérica propician que este cultivo constituya una alternativa económica importante sobre todo para las zonas frutícolas y del estado de Chiapas (Pérez y Jürgen, 2004).

### **3.3 Condiciones agroecológicas del cultivo de rambután**

Condiciones ambientales que prevalecen en altitudes entre 150 y 700 m. Los municipios de la región del Soconusco se ubica en torno a la latitud de 15°19' N y 92°44' O y son propicias para este cultivo por ser muy similar a su región de origen (Pérez y Pohlan, 1999).

#### **3.3.1 Clima**

El rambután es un cultivo que prospera bien en un ambiente estrictamente tropical y puede ser cultivado entre las latitudes 18° N y 18° Sur donde la precipitación natural corresponde a un bosque húmedo subtropical o tropical a altitudes entre 0 y 800 m. Las precipitaciones anuales deben estar comprendidas entre 2000 a 4000 mm con una buena distribución a lo largo del año. En caso de tener un periodo de sequía superior dos meses, se recomienda establecer un sistema de riego para que pueda prosperar adecuadamente (FHIA, 2006).

##### **3.3.1.1 Elementos**

**Temperatura.** Watson, (1981) señaló que el rambután prospera en regiones cuya temperatura promedio anual está comprendida entre los 26 °C y los 32 °C. Los árboles de rambután no toleran las heladas pero pueden soportar períodos

cortos con bajas temperaturas de hasta 4 °C. Estudios en Australia con el cultivar R134 demostraron un cese de crecimiento de nuevos brotes vegetativos cuando la temperatura promedio era inferior a los 22 °C durante 15 días. En latitud con temperaturas aún más bajas, el rambután puede llegar a florecer y fructificar; sin embargo, ocurre una defoliación en invierno provocando la prolongación del periodo de fructificación hasta por seis meses. Actualmente, no se dispone de información sobre el efecto de la temperatura en la calidad de la fruta producida (FHIA, 2006).

**Luz.** La luz afecta la coloración del pericarpio. De hecho, las antocianinas, responsables de la coloración roja, son sensibles a la intensidad lumínica. Generalmente, los frutos maduros de la parte interna de los árboles tienen colores menos intensos y brillantes que los frutos desarrollados hacia el exterior del follaje (FHIA, 2006).

**Precipitación pluvial.** La cantidad y distribución de la lluvia influyen en la calidad del fruto. El árbol necesita un abastecimiento constante de agua durante su desarrollo. La falta de agua durante las primeras etapas de desarrollo provoca la formación de frutos pequeños, con un arilo poco desarrollado y una palatabilidad o desagradable, debida a la alta acidez y la falta de químicos volátiles que le confieren su sabor. La susceptibilidad a la falta de agua varía según el cultivar (FHIA, 2006).

**Humedad relativa.** Watson (1981), señaló que por ser el rambután oriundo (lluvias constantes) de clima tropical húmedo, prospera mejor en zonas de humedad relativa elevada, mencionó que el rambután tiene poca facultad para cerrar sus estomas (evitando la salida de vapor de agua). Por ello, se recomienda los cultivares R137 y Jitlee en zonas de baja humedad relativa ya que tienen hojas pequeñas y una mejor facultad para cerrar sus estomas. Mientras tanto R4, R7 y R99 son fácilmente estresados para la falta de humedad (FHIA, 2006).

### **3.3.1.2 Factores**

**Altitud.** El rambután es una especie de clima tropical, puede desarrollarse en alturas que van desde el nivel del mar hasta los 1,200 m. Sin embargo, la altura óptima es entre los 300 y 600 m siempre y cuando la región se caracterice por ser tropical (Morton, 1987).

**Latitud.** Según FHIA, (2006) el rambután es estrictamente tropical en sus requerimientos climáticos y puede ser cultivado entre las latitudes 18° Norte y 18° Sur del Ecuador. Es una especie que se desarrolla mejor en zonas cálidas y húmedas.

### **3.3.2 Suelo**

El rambután puede desarrollarse exitosamente en gran variedad de suelos, no obstante su crecimiento y fructificación óptimos ocurren en suelos bien drenados y ricos en materia orgánica, estos suelos pueden ser franco arcillosos o franco arenosos su pH debe estar entre 4.5 y 6.5 (Tindall, 1994).

### **3.3.3 Riego**

El riego es primordial para una plantación de rambután, ya que depende de éste para su buen desarrollo. La planta requiere durante todo su periodo de crecimiento vegetativo un riego constante para que la planta tenga un funcionamiento y una producción (Tindall, 1994).

### 3.4 Agronomía del rambután

El rambután se puede plantar a densidades de 7 por 7 m y hasta 15 por 15 m. no obstante la más recomendable es la de 8 por 8 m. Cuando se propaga por semilla directamente en el huerto, la producción inicia entre los 4 y los 6 años posteriores cuando el árbol resulte ser hermafrodita; pues los árboles masculinos no producen frutos y la relación sexual entre ellos es aproximadamente de dos productivos por ocho improductivos. Si se propaga asexualmente, (injerto de yema) la producción inicia a los 2 años aproximadamente y todos los árboles producirán homogéneamente en calidad y cantidad (Tindall *et al.*1994).

La propagación sexual queda descartada con fines comerciales; las técnicas más importantes de propagación vegetativa son: el acodo aéreo, el acodo de aproximación y el injerto de yema de ventana abierta o cerrada sobre un patrón proveniente de semilla, este último tipo es el que prestado los mejores resultados en prendimiento (Hiranpradit *et al.*, 1992). También es recomendable hacer un análisis de suelo para determinar cuál es la fórmula de fertilización más adecuada considerando la extracción de nutrimentos por la planta después de efectuar un análisis nutrimental foliar y del fruto (Tindall *et al.*1994).

### 3.5 Cultivares

Existen más de 100 cultivares en el mundo; se distinguen por sus características en la calidad del fruto, la maduración, el grado de alternancia en la producción, y por algunas exigencias ambientales, los cultivares más importantes se describen a continuación:

**Seechompoo:** presenta frutos grandes y de color rojo intenso al madurar, el arilo es dulce y se separa fácilmente de la cubierta seminal y del pericarpio, los espiternos son propensos a presentar daño mecánico durante el transporte pues se marchitan y se oxidan fácilmente (Tindall *et al.*1994).

**Rongrien:** este nombre significa “escuela” en Tailandés. El color externo del pericarpio es rojo oscuro y los espiternos son rojos desde la base hasta el ápice, el arilo es firme, dulce, jugoso y se separa fácilmente de la cubierta seminal. En Malasia han sido registrados 187 clones aproximadamente este cultivar. Las características de selección fueron: los hábitos de crecimiento vigor de la planta y de la flor, del fruto y de la semilla se consideraron principalmente la forma y el tamaño (Tindall *et al.* 1994).

**Leabarbudus:** este cultivar presenta un fruto grande y esférico, con un pericarpio amarillo-rojizo en la madurez. Es considerado como el mejor cultivar por una mezcla adecuada entre sus sabores. El arilo no se pega a la cubierta seminal (Tindall *et al.* 1994).

**Binjai:** presenta un fruto oval y alargado, con un pericarpio rojo profundo, a la madurez, presentando una textura crujiente. El arilo tiene buen sabor aunque no es tan jugoso como leabarbudus (Tindall *et al.*, 1994).

**Rapiah:** el fruto de este cultivar es pequeño y esférico; el pericarpio está engrosado y endurecido; presenta espiternos cortos. En la madurez el pericarpio puede ser verde, amarillo o rojo (Tindall *et al.* 1994).

### 3.6 Orden Sapindales.

El orden Sapindales se compone de 15 familias y de alrededor de 5400 especies. Más de la mitad de éstas pertenecen a dos familias, la Sapindaceae y la Rutaceae, cada uno con alrededor de 1500 especies.

Otras 2300 especies pertenece a 6 familias bien conocidas, pero no grandes, la Anacardiaceae (600), Burseraceae (600), Meliaceae (550). Zygophyllaceae (250), Simaroubaceae (150), y Aceraceae (110). Las siete familias restantes tienen menos de un centenar de especies en total y la mayoría de ellos pertenecen a la Staphylaceae (60) o Hippocastanaceae (16) (Cronquist, 1988).

Las características comunes de las Sapindaceas que hacen que sea útil distinguirlas como un grupo perteneciente a los Rosales, son las hojas hendidas, el androceo haplostémono o diplostémono, bien desarrollado y el ovario es sincárpico con un número limitado de óvulos (por lo general sólo 1 ó 2) en cada lóculo. Todas estas características se pueden encontrar de forma individual en rosáceas, pero no en combinación. Muchos de los Sapindales producen sustancias amargas triterpenoides característica, y la familia Rutaceae son notables por su amplia variedad de alcaloides, además de los triterpenoides (Cronquist, 1988).

Las Sapindales son un grupo natural bien caracterizado. Ecológicamente los miembros de las Sapindales tienen poco en común más allá de su hábito generalmente leñoso y el limitado número de semillas en cada fruto. El disco nectario es una adaptación a la polinización entomófila. (Cronquist, 1988). Según Johri *et a.* (2014) mencionaron que el orden Sapindales comprende cuatro subórdenes Coriariinaea; Anacardiinae; Sapindinae y Balsaminae.

### **3.7 Familia Sapindaceae**

Esta familia se caracteriza por incluir árboles, arbustos o lianas con hojas cuya filotaxia es alterna, de lámina compuesta de 6 a 8 folíolos. Las flores que presenta esta familia son unisexuales o bisexuales se forman en inflorescencia racimosa tipo panículas o corimbos. El cáliz y la corola constan de 4 ó 5 antofilos; entre los pétalos y estambres hay un disco nectario bien desarrollado; el ovario es súpero. Los frutos presentes en esta familia varían entre el seco tipo cápsulas y los carnosos tipos bayas o drupas (Johri *et al.* 2014).

Esta familia es importante por los frutos que desarrollan pues contienen semillas con un arilo carnoso comestible y también por el contenido de los químicos presentes en las semillas (Leal y Grazia, 1986). Además, generalmente presenta un solo ovulo por lóculo y de 5 a 7 estratos celulares de grosor en el lado de la antirafe. El micrópilo está formado por ambos tegumentos; con un obturador en forma de pestaña de media luna; se observan en la rafe varias hileras procambiales que



entran al funículo; la calaza está formada por células de paredes delgadas de color marrón. El óvulo es de tipo campilótropo (con nucela curva) es bitégumentado y crasinucelado (Corner, 1976).

La semilla es arilada, y exalbuminosa (es decir, sin presencia de endospermo en la madurez). El arilo se desarrolla, después de la fecundación, desde el funículo y es rudimentario en *Cardiosepermum Dodonea*. La testa es polifestratificada. La epidermis externa comprende de células empalizadas cilíndricas con paredes de color marrón. El parénquima interepidémico se multiplica en un tejido masivo externamente compacto, y otro aerenquimatoso interno. La epidermis interna presenta una pared delgada. La epidermis externa de tegmen es la única que persiste en la madurez. Y se compone de fibras en paquetes anastomosados (Johri *et al.* 2014).

Las semillas maduras miden de 20-26 x 16-19 mm y aparecen en cubiertas con el arilo (pulpa) de color blanco o amarillento de 2-3 mm de grosor, pero con un pequeño parche marrón descubierto 2 mm de ancho en la región micropilar hacia el extremo distal de la semilla.

Para Corner, (1976), Las sapindáceas presentan una sarcotesta en una semilla, la cual considera proveniente del tegumento externo como en el caso de *Punica Granatum*.

La semilla inmadura mide 12 mm de largo, sin embrión desarrollado. La testa es mucho más gruesa que el tegmen con 50 estratos celulares. El tejido vascular no es muy prominente en la rafe. El tegmen es de pocos estratos, las células internas están muy desarrolladas. El obturador esta persistente en la región micropilar y es amplio y aparece como una membrana delgada en media luna alrededor de la cara abaxial de la parte superior del funículo (Corner, 1976).

La región micropilar de la semilla está compuesta de células isodiamétricas en hileras alargadas radialmente de 40 a 70 células de grosor. Estas células presentan paredes más gruesas, de color marrón forman un arreglo epidémico en empalizada a manera de un disco, no lignificado. El micropilo esta obliterado y no

hay restos del tegmen. El hilio está esclerificado pero presenta muchos haces vasculares ramificándose y anastomosados entre el funículo robusto y la testa interna (Corner, 1976).

La naturaleza de la semilla de (*Nepelium lappaceum* L.) muestra del gineceo un carpelo, lo que limita el volumen del fruto producido en cada flor femenina (Corner, 1976). Los carpelos presentan un solo óvulo y generalmente se desarrolla un carpelo para transformarse en fruto, a veces dos, muy raramente tres. El tipo de fruto es una especie de drupa, aunque no hay un endocarpio desarrollado. El óvulo se extiende dentro de la cavidad oblonga del ovario y crece de una manera que el micrópilo se sale fuera de la placenta cerca de la cual inició su desarrollo proporcionando que la semilla se haga casi como derivado de un óvulo ortótropo en una dirección transversal al ovario. El embrión es prácticamente recto; la radícula es muy corta. Cerca de doce haces vasculares pasan de la placenta al funículo y luego conforman tres cilindros de haces vasculares longitudinales en la testa.

El tapón apical de hileras radiales de las células de la testa (semilla) es corto. El tejido epidérmico e hipodérmico sobre el resto de la semilla joven finalmente amplía sus extractos celulares en un estado tardío del desarrollo de la semilla en el tejido de la sarcotesta. La semilla carece de todas las características principales de la familia excepto por la ausencia de endospermo y la presencia del pequeño parche exotestal alrededor del micrópilo. Este parche, observado en la semilla joven, constituye la antirafe del óvulo; se trata de un parche estriado, aunque muy multiplicativo y, tal vez, de tamaño excesivo para esta región (Corner, 1976).

El cuerpo de la semilla se desarrolla como un paquicalaza cilíndrica alineada por el tegmen efímero; que es aparentemente la región externa de la paquicalaza la que se convierte en una sarcotesta. Lo que se denomina como "obturador" más bien parece ser un verdadero arilo, similar a la de *Pometia*. Cuando la semilla es joven es aproximadamente de 7 mm de largo, presenta células casi maduras sin signo de otros medios de crecimiento, y se desorganiza cuando la sarcotesta aumenta su volumen (Corner, 1976).

A continuación se describe esta estructura carnosa que constituye la pulpa en este fruto y que está asociada a la semilla madura. Está compuesta de células pequeñas de paredes delgadas con aspectos hexagonales; la hipodermis está formada por; a) células grandes con prolongaciones cortas; b) un parénquima de reserva compuesto de hileras celulares radiales muy alargadas; c) células de paredes delgadas con sustancias de reservas y d) celdas de una hilera de grosor, que se adhieren a la testa por un estrato estrecho y corto, presenta pared ligeramente engrosada. El desarrollo de la sarcotesta es tardío empezando su formación en las semillas jóvenes de 15 mm de largo aproximadamente. El siguiente estrato de latesta es esclerificado tiene de 4 a 0.5 mm de grosor, amarillento pálido, con esclereidas con una región más o menos en tres hileras, la hilera exterior de los haces vasculares se separa desde el interior por estrato irregular esclerificado (60 a 90 estratos) con pared engrosada, que termina en la periferia de la región micropilar. Muchas de las células de la planta presentan grandes cuerpos cristalinos (Corner, 1976).

El pericarpio presenta canales en el mesocarpio y en el endocarpio. El fruto en desarrollo presenta prolongaciones epidérmicas muy desarrolladas del tejido dérmico y del parénquima subepidérmico con muchos paquetes vasculares bifurcados, pero al parecer no anastomosados (Corner, 1976).

### **3.8. Inducción, iniciación y diferenciación floral**

Inducción se refiere que a las hojas reciben un estímulo y la respuesta en el meristemo; es su cambio vegetativo a reproductivo. El primer paso de la transición floral es la inducción y Díaz, (2002), la define como el conjunto de cambios fisiológicos en las células del meristemo vegetativo, que resultan en la formación de órganos florales en lugar de hojas (nomófilos) y es ocasionado por un estímulo ambiental.

La Iniciación es el primer evento anatómico en el meristemo apical que da origen a los antófilos y afecta a una o muchas células hipodérmicas tras la inducción

floral (Greyson, 1994). En algunas plantas la inducción floral ocurre en respuesta a algún estímulo específico como el fotoperiodo o algunas prácticas culturales como el estrés hídrico.

La iniciación comprende los primeros cambios anatómicos y consecuentemente funcionales en el meristemo apical pasando de vegetativo a reproductivo, estructuración de las túnicas y del cuerpo (Sivori, 1980). Consiste en una elongación, un engrosamiento y un aplanamiento (del domo) meristemo, que culmina con la reorganización anatómica del meristemo y la aparición verticilada de los primeros antófilos (García-Villanueva, com. Pers).

La iniciación en las inflorescencias se caracteriza por la elongación del meristemo apical formando los ejes secundarios, luego se lleva a cabo el desarrollo de primordios meristemáticos laterales, a partir de los cuales se forman los ejes terciarios, en donde se forman las flores. Los brotes laterales secundarios y terciarios, así como las flores se forman de las yemas axilares de los hipsófilos (Osuna, 2000).

Después de la inducción floral del meristemo, seguirán los procesos de iniciación y diferenciación floral que comprenden los cambios histológicos en la estructura del meristemo apical para formar las distintas partes de la flor (Díaz, 2002).

### **3.8.1 Intensidad de la luz y fotoperiodo, generalidades**

El cultivo de litchi algunos autores como Nakasone y Paul (1998), mencionaron que es una planta de día neutro y la iniciación floral está directamente relacionada con el contenido de sustancias de reservas en hojas y tallos. El sombreado, provoca disminución en la producción debido a que las panículas son pequeñas y en menor número por árbol.

### 3.8.2 Inducción floral en las Sapindáceas

Nakata y Watanabe, (1966), demostraron que en un experimento en invernadero realizado por dichos autores, que con una temperatura mínima diaria de 13.9°C con un máximo diario entre 21.1 ° y 32.3 °C aumentó la producción de "Tai" por lo que los árboles de litchi florecieron intensamente y así mismo el número de inflorescencias por brote terminal aumentó. Del mismo modo, Batten y Lahav (1981) Realizaron un experimento similar con tres cultivares de litchi: Kwai mayo, Haak Yip y Bengala, se desarrollaron en invernadero con temperaturas controlada entre 10 y 35 ° C (las plantas crecieron mejor vegetativamente a 30 °C) disminuyendo el crecimiento a 15 °C pero florecieron a una temperatura 10 °C (Menzel y Simpson, 1988).

El litchi (*Litchi chinensis*) tiene su origen en el sur de China y por lo que se aclimata bien en las regiones subtropicales actualmente cultivadas. (Young, 1970; mencionó sobre las correlaciones existientes entre la floración y las temperaturas en el campo, de la misma manera Shukla y Bajpai, (1974) y otros autores recientemente han encontrado resultados similares en litchi a partir de experimentos con temperaturas controladas (Nakata y Watanabe, 1966; Batten y Lahav, 1981; Menzel y Paxton, 1985). De estos estudios se puede concluir que los árboles de litchi requieren un período de bajas temperaturas nocturnas de (7 a 15 °C) para florecer adecuadamente (Menzel y Simpson, 1988).

En el litchi el ritmo de crecimiento para rendimientos altos es la brotación vegetativa intensa después de la cosecha, seguido por otra en invierno. Los primeros flujos de crecimiento generalmente serán hojas, y el de otro invierno será floral, siempre que presenten temperaturas frescas durante el desarrollo temprano del brote (Menzel, 2001).

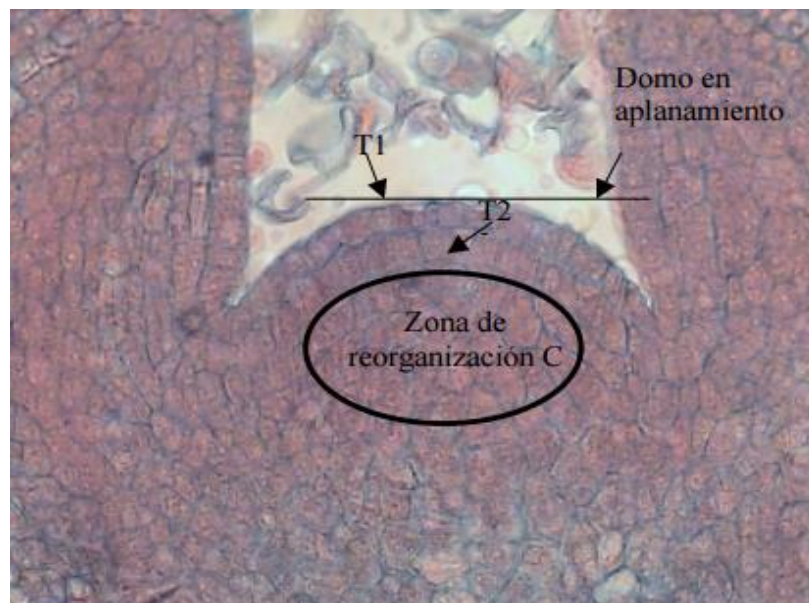
En muchos frutales entre ellos el mango, el litchi, la macadamia y la naranja, la temperatura es el factor responsable de la transición de la fase vegetativa a la fase reproductiva en zonas subtropicales donde los requerimientos son cercanos a 15 y 20 °C. Para el cultivo de rrambután sus requerimientos van de 25 a 32 °C

(Morton, 1987) en condiciones del trópico, donde una disminución en la temperatura no es suficiente para provocar una detención completa del crecimiento vegetativo, se ha reportado que un déficit hídrico de corta duración (2 meses) es favorable para la inducción floral por ejemplo en aguacate (Whiley, 1990).

### 3.8.2.1 Iniciación floral en las Sapindáceas

Es la expresión en el meristemo apical que conduce a la formación de un ápice floral y culminando en la la formación de las flores. Lo estados en la iniciación de las flores son evaluados mediante la anatomía del meristemo apical o axilar de la planta (Greyson, 1994).

En el cultivo de rambután, los árboles presentan estrés hídrico a finales de Noviembre o principios de Diciembre, en esta fase se puede presentar la inducción floral; posteriormente con el inicio de la temporada lluviosa y después de que el suelo alcanza la capacidad de campo, se presenta la floración entre febrero y marzo dependiendo del comportamiento de la lluvia en la temporada seca (Arias *et al.*, 2016).



**Figura 1.** Meristemo de litchi en iniciación, cultivar Mauritius. Acotaciones: T1= Túnica 1; T2= Túnica 2; C= Cuerpo. Aumento 10 x. Figura modificada de Morelos, (2008).

### **3.8.2.2 Diferenciación u organogénesis floral en las Sapindáceas**

La iniciación floral es breve y consiste en el cambio de la elongación en el meristemo vegetativo, seguido por el aplanamiento del domo, la reorganización de la zona b y c, la cuales da origen al manto meristemático y corazón parenquimático, y la formación del tallo floral o pedicelo y en el caso de formar inflorescencias, origina al escapo (con o sin ramificaciones), más los hipsófilos correspondientes. En el litchi la organogénesis consiste en la formación de los antófilos estériles y fértiles con filotaxia verticilada ocurre en la ramificación de tercer orden de la inflorescencia, iniciando con la formación de los sépalos, seguido por la formación de primordios de pétalos, estambres y primordios del gineceo; la formación de hipsófilos es alterna en la inflorescencia (Greyson, 1994.)

La aparición de los primordios florales aparece como pequeñas protuberancias en torno al meristemo, los primordios florales son aproximadamente del mismo tamaño. Los primordios de hipsófilos surgen helicoidalmente sobre el vértice inflorescencial (Greyson, 1994).

### **3.8.3 Factores ambientales y de manejo que afectan la inducción, la iniciación y la diferenciación floral**

El cultivo del rambután es muy sensible a las bajas temperaturas, cuando estas caen por debajo de los 10 °C, las plantas sufren una disminución en el crecimiento (Tindall, 1994). La planta puede tolerar períodos breves de temperaturas tan bajas como 4 °C. Sin embargo, hay defoliación como resultado de las temperaturas muy bajas, pero generalmente se recuperarán durante el siguiente periodo de crecimiento. La reacción a bajas temperaturas varía entre cultivares.

En algunas especies tropicales como aguacate (*Persea americana*) (Buttrose y Alexander, 1978), cítricos (*Citrus spp.*) (Reuther, 1977) y mango (*Mangifera indica*) las bajas temperaturas y / o la falta de humedad restringen el crecimiento vegetativo

y promueven la iniciación floral, además, producen fitohormonas en las hojas que son traslocadas a los brotes vegetativos que funcionan como factores que controlan la iniciación floral en las tres últimas especies. La producción de fitohormonas endógenas está bajo la influencia del ambiente (Menzel, 1983).

La floración en el cultivo de longan (*Sapindaceae*) ocurre a temperaturas de 15 y 20 ° C (Pham *et al.* 2015). La floración anual del cultivo del rambután está totalmente relacionada con las condiciones ambientales donde se desarrolla. La planta de rambután, demanda una cantidad alta de energía para sus procesos fisiológicos, por lo que es indispensable la disposición del recurso agua para que estos procesos ocurran y al estar restringido de agua, no es posible realizar dichas funciones, originando consecuentemente un estrés que atenúa y posteriormente su rendimiento (Rodríguez, 2008).

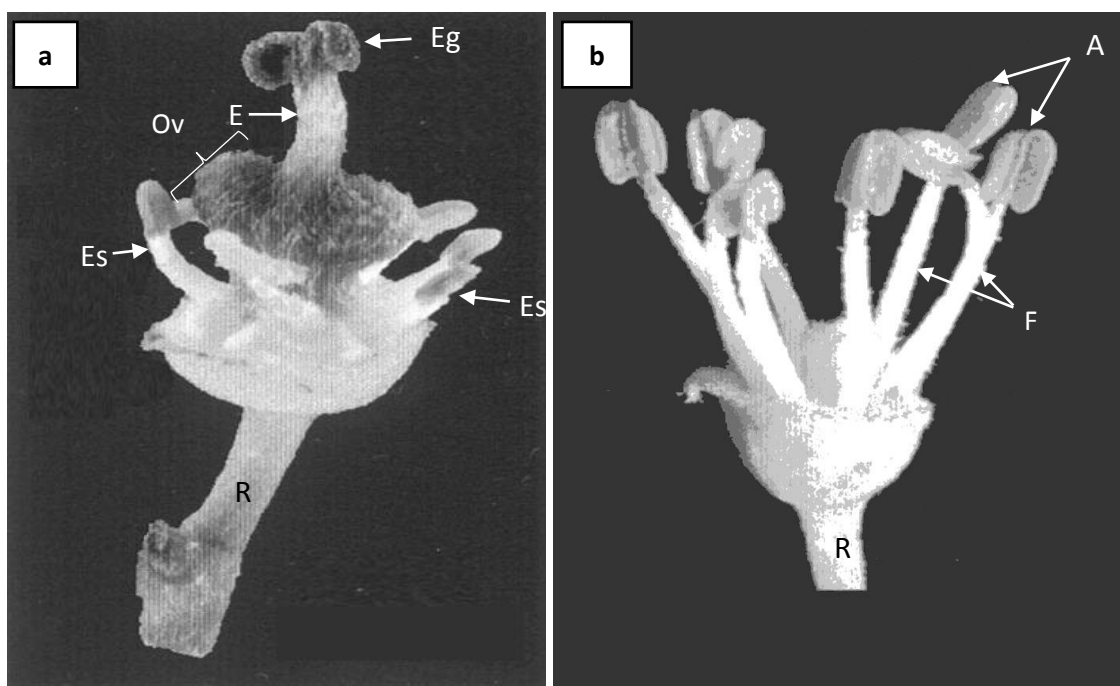
En litchi ocurren flujos vegetativos y flores en las regiones apicales de las ramas. Generalmente ocurre un flujo después de la cosecha seguido de otro invernal, el primero es vegetativo y el último reproductivo. El desarrollo de la panícula y las flores continúa interrumpidamente ocurriendo a la antesis o apertura floral en un periodo de 6 a 12 semanas después de la emergencia de la panícula (Menzel, 2001).

Después que el fruto ha sido cosechado, uno o más de los brotes que se encuentran debajo de la zona en donde se formó la infrutescencia a partir de la inflorescencia, producirá un crecimiento para dar origen a una rama en la cual una nueva inflorescencia será formada la siguiente estación. Los nuevos brotes serán jóvenes, los cuales se recomienda podar los árboles al final de la cosecha con la finalidad de que alcancen la madurez necesaria para que ocurra la siguiente inducción floral en menor tiempo (Robbertse *et al.* 1995).



### 3.8.4 Estructura de la flor y del fruto

Las flores de litchi se forman en la inflorescencia con crecimiento parcial o dicasio. Son de color amarillento y funcionalmente pueden ser masculinas o femeninas. (Robbertese *et al.* 1995). Las flores generalmente son pequeñas, nacen axilarmente en panículas muy ramificadas, las inflorescencias son axilares y terminales, erectas ampliamente ramificadas, con escapos pubescentes de color ocre con muchas flores y brácteas que son muy pequeñas y filosas o pubescentes de color ocre (Morton, 1987).



**Figura 2.** Flor de litchi (*Litchi chinensis* S.) a) Flor femenina; b) Flor masculina. Acotaciones: A= Antera; E= Estilo; Eg= Estigma; Es= Estambre; F= Filamento; Ov= Óvulo; R= Receptáculo; Escala a= 2mm, b= 1mm. Figura modificada de Nacif *et al.* (2001).

Las flores de rambután son de zigomorfas a casi actinomorfas, pequeñas y blanquecinas; de 2 a 4 mm de longitud. La flor estaminada posee ocho estambres de 1.5 a 3 mm de longitud con anteras dehiscentes, y el gineceo reducido a un pistilo. La flor pistilada presenta estambres más cortos, de 1 mm de longitud, con

anteras indehiscentes; el gineceo consta de 2 a 3 carpelos, con un estilo filiforme, y un estigma bífido generalmente (González *et al.* 2014). Las flores nacen en las axilas del eje terciario de las inflorescencias, las flores son verdosas amarillentas o blanquecinas, de 3 mm de ancho, se consideran que no desarrollan la coróla y por lo tanto, no tienen pétalos y tienen un olor agradable. Los árboles desarrollan flores masculinas y/o hermafroditas (Lim, 1984; Osuna *et al.* 2008). En una flor masculina, hay entre 5 y 8 estambres formados por los filamentos fibrosos de color blanquecino y las anteras, mientras que el gineceo es pequeño y rudimentario. En las flores hermafroditas, las anteras miden de 5 a 7 mm de largo y el gineceo está más desarrollado con 2 a 3 carpelos constituyendo un gineceo sincárpico bicarpelar con estilo cilíndrico – aplanado y estigma bífido (Lim, 1984).

La flor de litchi es muy similar a la del rambután, es pequeña de 3 a 8 mm de diámetro y de 7 a 12 mm de longitud, tiene un pedicelo de 6 mm de largo todas las flores poseen cáliz con 4 a 5 sépalos cortos y dentados (Galán, 1900). Los estambres y el pistilo están rodeados por el nectario localizado entre el cáliz y el androceo (Gazit y Stern, 2003). El estambre de litchi tiene una antera con dos tecas, las cuales se abren longitudinalmente para liberar el polen (Gazit y Stern, 2003). El ovario es súpero, bicarpelar, con paredes fusionadas y un lóculo reducido, el septo divide al ovario en dos lóculos y cada uno contiene un óvulo anátropo bitegmico y con un obturador cerca del micrópilo (Stela *et al.* 2001).

La antesis en la inflorescencia para el litchi, ocurre en tres fases. En la primera, ocurre la apertura de las flores masculinas, situadas más cerca del eje principal del escapo, las cuales presentan solamente anteras. En la segunda, que ocurre unos días después abren las flores femeninas cuyo pistilo se encuentra estrechamente adosado a las anteras indehiscentes. Por último, ocurre la tercera fase con la antesis de las flores funcionalmente masculinas (hermafroditas), éstas presentan anteras y pistilo no funcionales (Robbertse *et al.* 1995).

El cáliz presenta forma de copa con 4 a 6 lóbulos de color verde amarillento. Hay de 5 a 8 estambres en las flores masculinas, las anteras son pequeñas ovoides. El ovario rudimentario es pequeño y pubescente contiene de 5 a 7 estaminodios en

las flores femeninas insertadas dentro de un disco duro, los filamentos están cubiertos con tricomas largos de color café oscuro; el estilo está insertado entre los lóbulos del ovario, estos están separados longitudinalmente parcial o casi totalmente, el estilo es bífido (Farungsang *et al.* 1992).

El fruto del rambután se encuentra dispuesto en panículas terminales. El fruto se distingue morfológicamente en tres regiones: exocarpio, mesocarpio y endocarpio (Roberto, *et al.* 2001). Los frutos agrupados nacen en los ejes de las panículas esto siempre depende mucho del cultivar. Es oblongo y en la madurez es de color rojo dependiendo el cultivar, aunque también existen frutos de rambután amarillos. El pericarpio está cubierto con los denominados “espiternos” que son prolongaciones epidérmicas son gruesas y suaves. La pulpa constituye botánicamente un arilo blanco y su sabor va de ácido a dulce y es aromático. El gusto ácido y la dificultad en despegar la pulpa de las semillas son considerados elementos de mala calidad. Las semillas no presentan endospermo en la madurez y su micrópilo es evidente en su extremo más agudo. Tienen una testa fibrosa y esclerificada e incluye un embrión con dos cotiledones desiguales (Lim, 1984).

Algunos autores como (Osuna *et al.*, 2008; Pham *et al.* 2015), mencionaron que con base en sus características y el orden cronológico en que emergen las flores de litchi y longan se clasifican en III tipos. Las de tipo I generalmente aparecen primero y funcionan como masculinas porque carecen de ovario o está atrofiado con un estilo reducido, y presentan entre 4 y 12 estambres funcionales. Las flores tipo II aparecen enseguida de las tipo I en la inflorescencia; poseen un estilo bien desarrollado con dos lóculos que se bifurcan en su ápice para formar el estigma bífido, y tienen de 4 a 12 estambres rudimentarios cuyas anteras que no liberan polen; se les considera como bisexuales, pero funcionalmente se comportan como femeninas. Las flores tipo III son las últimas en formarse y en aparecer; poseen estambres con anteras que liberan polen, pero con un pistilo rudimentario cuyo estilo es más largo que en las flores Tipo I, y no desarrollan estigma.

Stern y Gazit (1996), afirmaron que el conocimiento del desarrollo sexual de las flores del litchi es útil para el manejo de los polinizadores, donde las abejas

melíferas (*Apis mellifera*) son las más eficientes. Según Nakasone y Paull, (1998), la expresión del sexo en las flores de litchi es influenciada por la temperatura, ya que cuando ésta disminuye se incrementa el porcentaje de las flores Tipo II. (Osuna *et al.* 2008). La ubicación de los tipos de flores puede variar en la inflorescencia esta puede ser diferente según el cultivar o la edad de los árboles (Robbertse *et al.* 1995).

Las flores masculinas, también llamadas tipo I, tienen un pistilo abortivo el cual aparece como una protuberancia pubescente. El ovario es rudimentario y contiene dos óvulos mal formados cuyo saco embrionario no se forma. El pistilo está rodeado por 6-8 estambres, con filamentos pubescentes de de 6 mm de longitud y el disco néctario es pequeño (Osuna *et al.* 2008).

La flor femenina presenta un pistilo bien desarrollado, el cual es más largo que el de la flor tipo II. El pistilo está compuesto por un ovario súpero, el cual tiene dos óvulos anátropos, el estilo es corto y el estigma bifido. La superficie del ovario es pubescente con protuberancias que persisten y dan al fruto una apariencia rugosa. Generalmente uno de los lóbulos unicarpelares del ovario termina en fruto, ya que el otro aborta en la madurez, muy rara vez los dos carpelos se desarrollan y producen dos frutos unidos en su base, cada uno con su semilla en su interior. El pistilo está rodeado de 6 a 8 estambres con filamentos cortos (menores a 1.5 mm de longitud). Las anteras contienen poco polen viable y son indehiscentes, por lo que es solo funcionalmente femenina. El disco del néctario es grande, más que el de las flores tipo III (Gazit y Stern, 2003).

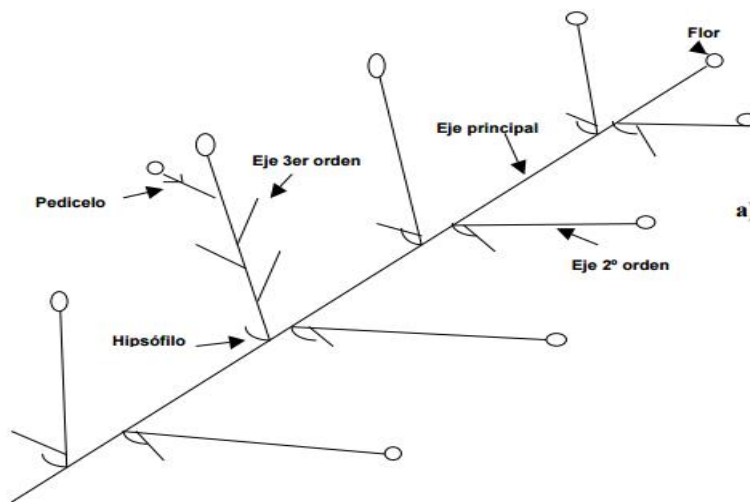
Las flores funcionalmente masculinas (hermafroditas de tipo III) tienen pistilo prominente con estilo que termina en un estigma bifido. Al momento en que ocurre la antesis, cerca del 20 % de los óvulos contienen un saco embrionario maduro. Su ovario preenta dos lóculos un óvulo en cada uno. De cualquier forma, el pistilo no es funcional, ya que el estigma no es receptivo para la polinización aún cuando está rodeado por 6 a 8 estambres, los cuales son similares en apariencia y función a los estambres de las flores tipo I, el disco nectario es de tamaño mediano, más largo que en el caso de las tipo I (Gazit y Stern, 2003).

### 3.8.5. Anatomía y morfología caulinar reproductiva

#### 3.8.5.1. Estructura del tallo inflorescencial

Es el eje principal caulinar de una inflorescencia, se les denomina escapo y en sus nudos se insertan los hipsófilos de cuyas yemas axilares se forman las ramificaciones de segundo orden y de las yemas axilares de sus hipsófilos se forman las flores. El escapo tiene simetría radial y cuando forma parte de la infrutescencia presentar crecimiento secundario (en dicotiledóneas). El escapo se origina del meristemo apical de una yema o de un ápice vegetativo y sus entrenudos pueden ser cortos o largos (Sánchez, 1997).

Anatómicamente presenta epidermis con un estrato de células casi como un prisma rectangular con pared celular primaria gruesa y una cutícula protectora. En seguida se encuentra la corteza primaria que es una región con varios estratos celulares parenquimáticos, con grandes espacios intercelulares y contener cloroplastos en algunos casos. Los haces vasculares tienen disposición concéntrica a la médula. Hay tejido parenquimático interfascicular que conecta a la corteza primaria con la médula (Sánchez, 1997).

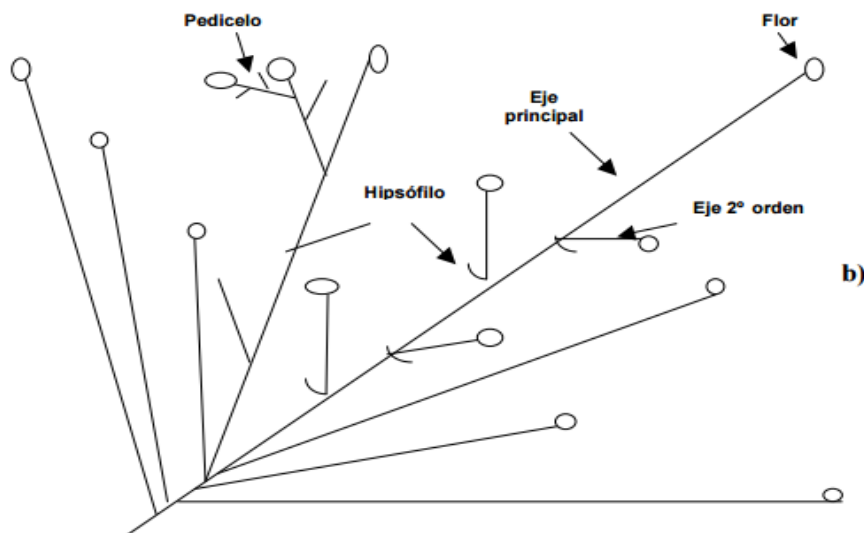


**Figura 3.** Esquema representativo de la inflorescencia de litchi (*Litchi chinensis*) (a). Figura de modificada de Morelos, (2008).

### 3.8.5.2 Estructura del tallo floral

La inflorescencia está compuesta por un eje principal (escapo) que termina en una flor apical. Presenta una o dos ramificaciones laterales de primer y segundo orden provenientes de las yemas axilares de diminutas brácteas o hipsófilos del eje principal y del eje secundario respectivamente. Las ramificaciones de primer orden van reduciéndose gradualmente de tamaño (longitud) a lo largo del eje (escapo de primer orden) hasta el apice donde se forma el último dicasio apical. Los brotes axilares que forman las ramificaciones laterales se forman de las yemas axilares de los hipsófilos y se encuentran en series de dos con el brote superpuesto a este, el cual se considera un brote subordinado (Robbertse *et al.* 1995).

La emergencia de la inflorescencia es similar en apariencia a un flujo vegetativo. Sólo cuando el primordio de los brotes axilares de los hipsófilos (hojas pequeñas) aparecen, es posible identificar la inflorescencia en desarrollo en el ápice de las ramas (Gazit y Stern, 2003).



**Figura 4.** Esquema representativo de la inflorescencia de litchi (*Litchi chinensis*) (b). Figura de modificada de Morelos, (2008).

### **3.8.5.2.1 Pedicelo y receptáculo**

El pedicelo es el apéndice caulinar cilíndrico de una flor con crecimiento primario, corresponde al entrenudo largo del tallo floral, incluye al receptáculo (braquiblasto con cuatro nudos). El pedicelo presenta simetría radial, generalmente se origina de la yema de un hipsofilo y se localiza entre la axila de este último y el primer nudo del receptáculo que porta el primer verticilo floral (Sánchez, 1997; García-Villanueva, com. pers).

### **3.8.5.3 Anatomía y morfología foliar reproductiva**

Los apéndices estériles de la flor (colectivamente el perianto) generalmente son de dos tipos: un conjunto exterior, a menudo verde estas hojas son llamadas sépalos, conformando la corola en su conjunto. Los pétalos por lo general son de colores vistosos y, conjuntamente conforman la corola. Cuando no se diferencia del perianto, los miembros individuales son denominados tépalos. En seguida y hacia la parte interna de la flor se forman los estambres, agrupadamente constituyen el androceo, los apéndices que soportan las anteras son los filamentos el gineceo es el órgano que se forma en el centro de la flor y está conformado por una o más hojas denominadas carpelos (Greyson, 1994).

#### **3.8.5.3.1 Cáliz**

Se le llama cáliz al conjunto de sépalos presentes en la flor, son generalmente verdes (con cloroplastos) (Esau, 1976); este es el verticilo más externo y presentan una estructura foliar, su principal función es proteger al botón floral durante su desarrollo. Por lo general, caen poco después de la antesis. Sin embargo, en algunas especies son persistentes y protegen al fruto en desarrollo; por otra parte, pueden llegar a ser petaloides y ayudan a atraer a los insectos

polinizadores (Bhojwani y Bhatnagar, 2000.) El cáliz de *Delavaya toxocarpa* (Sapindaceae) está compuesto por cinco pétalos, los primordios de pétalos se inician casi sincrónicamente con los primordios de sépalos (Li y Nian, 2009).

La epidermis de los sépalos presenta una cutina y desarrolla de estomas y tricomas similares a los del nomófilo. El sistema vascular recuerda el de las hojas normales, pero es menos complejo (Esau, 1976).

### **3.8.5.3.2 Corola**

Los antófilos estériles internos de las flores son los pétalos (del griego, hojas de la flor), en conjunto constituyen la corola (en latín, pequeña corona) (Esau, 1976). Los pétalos son expandidos apicalmente (Bhojwani y Bhatnagar, 2000).

A la corola con pétalos libres se denomina polipétala, y gamopétala. Sobre la base de este carácter las angiospermas también incluyen a las apétalas, aquellas con corola ausente o reducida. La principal función de la corola es proteger los órganos reproductores internos jóvenes y ayudan en la atracción de los polinizadores mediante colores, formas y aromas atractivos (Bhojwani y Bhatnagar, 2000).

### **3.8.5.3.3 Androceo**

Los antófilos que forman las microsporas mediante la meiosis, son llamados colectivamente: androceo. Las unidades individuales del androceo son los estambres. El estambre se interpreta como el microsporangióforo, y la parte del estambre denominado saco polínico como el microsporangio. Los sacos polínicos están contenidos en la antera, el androceo constituye la parte masculina de la flor (Esau, 1976).

Una teca es una estructura que lleva un par de sacos polínicos alargados embebidos en su interior. El estambre está formado por dos tecas fusionadas presenta un filamento alargado y estéril que une a la antera con el receptáculo de la flor (Bhojwani y Bhatnagar, 2000).



#### 3.8.5.3.4 Gineceo

Los antófilos implicados en la megasporogénesis constituyen el gineceo. La unidad básica del gineceo es el carpelo, un gineceo puede estar conformado por uno o más carpelos (Esau, 1976). El aparato reproductor femenino en una flor es precisamente el gineceo, los carpelos están unidos basalmente al receptáculo y están conduplicados para encerrar a los óvulos (Bhojwani y Bhatnagar, 2000).

El pistilo es otro término referido a la parte femenina de la flor. En general, el pistilo es la estructura floral femenina que consta de ovario, estilo (opcional) y estigma. El pistilo puede constar de un carpelo (pistilo simple) o de varios (pistilo compuesto). Si el gineceo está compuesto de un solo carpelo o de varios carpelos unidos en algunos casos, los términos pistilo y gineceo se refieren a la misma estructura. Si el gineceo consta de un carpelo separado también tiene más de un pistilo individual constituyendo un gineceo apocárpico (Esau, 1976).

El carpelo de un gineceo apocárpico se presenta como una estructura filiforme plegada sobre su vena media, diferenciada, en una región basal fértil, el ovario, y en una superior estéril (el estilo y el estigma), el carpelo plegado tiene márgenes involutos, es decir, vueltos hacia el interior estos márgenes constituyen la placenta donde se forman los óvulos (Bailey y Swamy, 1951). El gineceo de *Delavaya toxocarpa* está conformado por dos carpelos los cuales se unen postgenitamente para formar un gineceo bicarpelar con dos lóculos en cada óvulo (Li y Nian, 2009).

El ovario y el estigma son esenciales para el funcionamiento normal del carpelo, que pueden estar separados por el estilo. En algunas especies, tales como *Drimys*, los carpelos carecen de un estilo, y el tejido del estigma se encuentra justo sobre el ovario. Los óvulos están encerrados por la pared del ovario. La región carpelar donde están unidos los óvulos es la placenta, y su forma en el ovario (en corte transversal) se describe como placentación (Bhojwani y Bhatnagar, 2000).

### **3.8.6 Anatomía de los gametofitos y partes esporofíticas asociadas**

Las microsporas y megasporas representan el comienzo del microsporófito y megagametófito. Las microsporas original al grano de polen (gametofito masculino joven) y son de vida libre y las megasporas son inmóviles dependiendo su desarrollo totalmente del esporofito, se encuentran encerradas en el óvulo. Las microsporas surgen en el microsporangio de las anteras, y las megasporas se forman en el megasporangio o nucela (dentro del óvulo) (Greyson, 1994).

La meiosis masculina ocurre dentro de la antera y la femenina dentro del óvulo, ahí se realizan estas dos funciones fundamentales en el ciclo de vida de las angiospermas. En primer lugar, la reducción a partir del número de cromosomas homólogos esporofíticos, quedan esporas haploides. En segundo lugar, a través del mecanismo de entrecruzamiento, los intercambios se realizan entre cromátidas homólogas no hermanas. A través de la distribución independiente de los cromosomas homólogos se proporciona la variabilidad genética que es la materia prima de la especiación y a su vez ésta de la evolución biológica (Greyson, 1994).

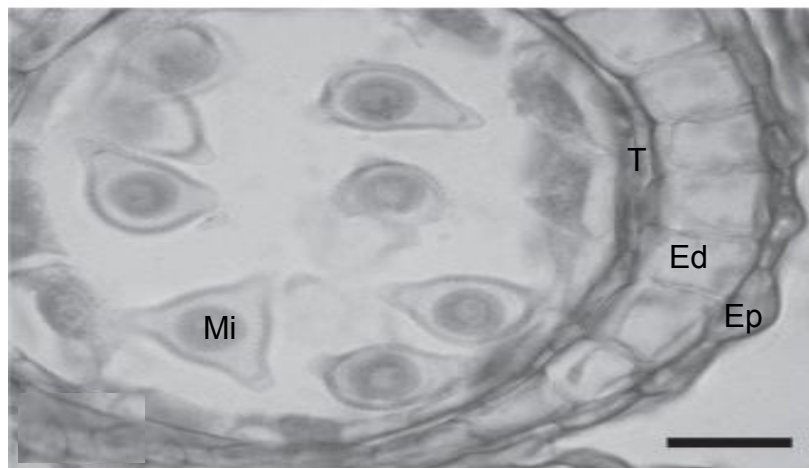
#### **3.8.6.1 Gametofito masculino**

##### **3.8.6.1.1 Microsporogénesis**

González y *et al.* (2014), citaron que la microsporogénesis en litchi es normal y siendo esta especie de la misma familia que el rambután (*Nephelium lappaceum*) es de esperarse que en rambután ocurra lo mismo. Las células esporógenas primarias denominadas células madres de las microsporas sufren la división meiótica para dar lugar a las microsporas, las cuales forman una pared especial de calosa que se deposita entre la plasmalema y la pared primaria. La meiosis en las células madres de las micrósporas ocurre simultáneamente en todas formando las tétradas en un tetraedro. En un estado más avanzado del desarrollo de la pared de la antera, se reconocen células globosas con contenido

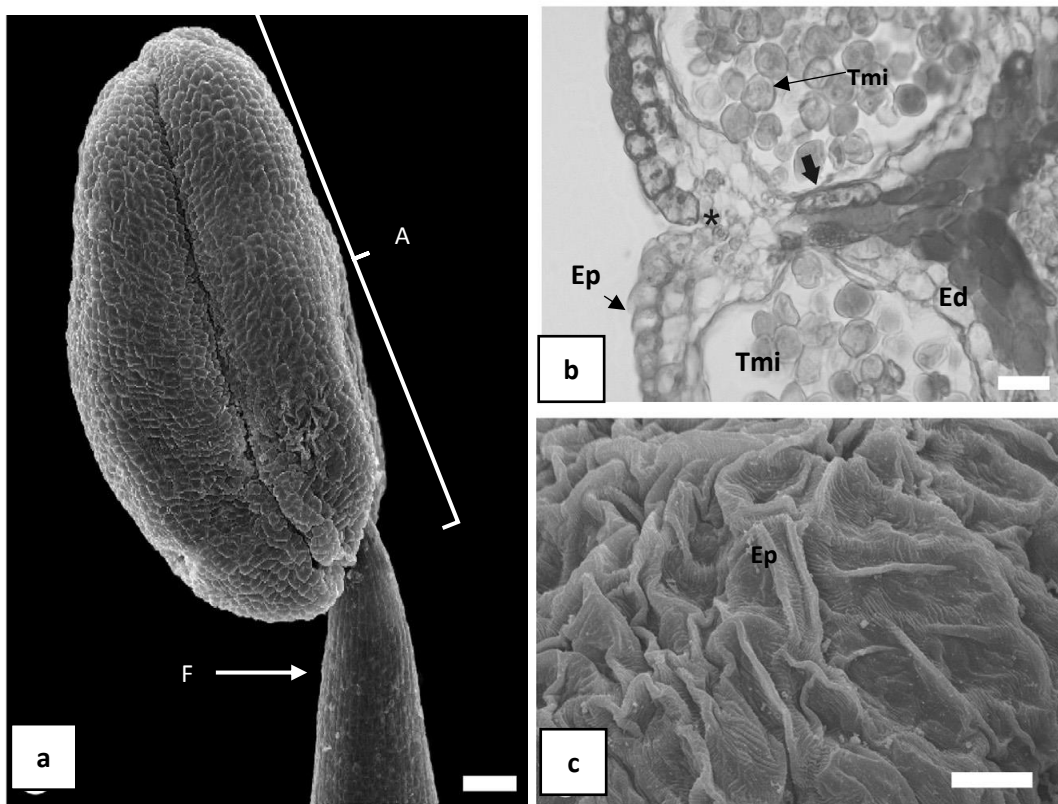
citoplasmático de color rojizo posiblemente relacionado con sustancias tánicas. El endotecio está formado de células rectangulares, tangencialmente angostas y binucleadas; dos estratos medios de células alargadas tangencialmente, y el tapete. Las anteras de litchi son bitecas y tetrasporangiadas.

Zini *et al.* (2012), encontraron en un estudio de anteras de flores estaminadas y pistiladas de (*Lepidopetalus melicoccus*) (Sapindaceae), que las anteras jóvenes son similares en ambos tipos de flores. Consisten de una epidermis, un endotecio, de dos a cuatro estratos y un tapete secretor. Las tétradas de las microsporas son tetraédricas. La antera madura en las flores estaminadas presenta células epidérmicas y células comprimidas en un endotecio con engrosamiento fibrilar. Así mismo, otros autores como Solís *et al.* (2010), mencionaron que en *Cardiospermum grandiflorum* (Sapindaceae) el citoplasma de las células del tapete muestra: un retículo endoplásmico rugoso, las vacuolas, las mitocondrias, los ribosomas y los dictiosomas en abundancia. Las paredes de calosas de las tétradas están disueltas y las microsporas están libres en el lóculo de la antera. Las microsporas presentan formas esféricas a piramidales en algunos casos (Figura 5). El citoplasma es denso con ribosomas, plastidios y vacuolas pequeñas. En este punto, las microsporas son uninucleadas y permanecerán así hasta que se forma la exina.



**Figura 5.** Corte transversal del microsporangio de *Cardiospermum grandiflorum* (Sapindaceae) Acotaciones: Ed= Endotecio; Ep= Epidermis; Es= Estoma; Mi= Microspora; T= Tapete. Escala= 200  $\mu$ m. Figura modificada de Solís *et al.* (2010).

Un lóculo se forma en la teca mediante la disolución de la pared entre los microsporangios. Las anteras maduras de las flores pistiladas difieren anatómicamente de las de flores masculinas. La epidermis no aparece comprimida, el endotecio no se desarrolla (engrosamiento), los estratos medios, el tapete generalmente son persistentes, y los estambres no son funcionales. Las células madre de las microsporas contienen un núcleo visible, su citoplasma presenta algunas mitocondrias y abundantes ribosomas libres, las células del tapete presentan una ultraestructura similar pero con menos retículo endoplasmático que las flores estaminadas, la desorganización de las microsporas comienza después de la meiosis de las células madre. En la antesis, las microsporas son uninucleadas pues no se han dividido mitóticamente (Zini *et al.* 2012).

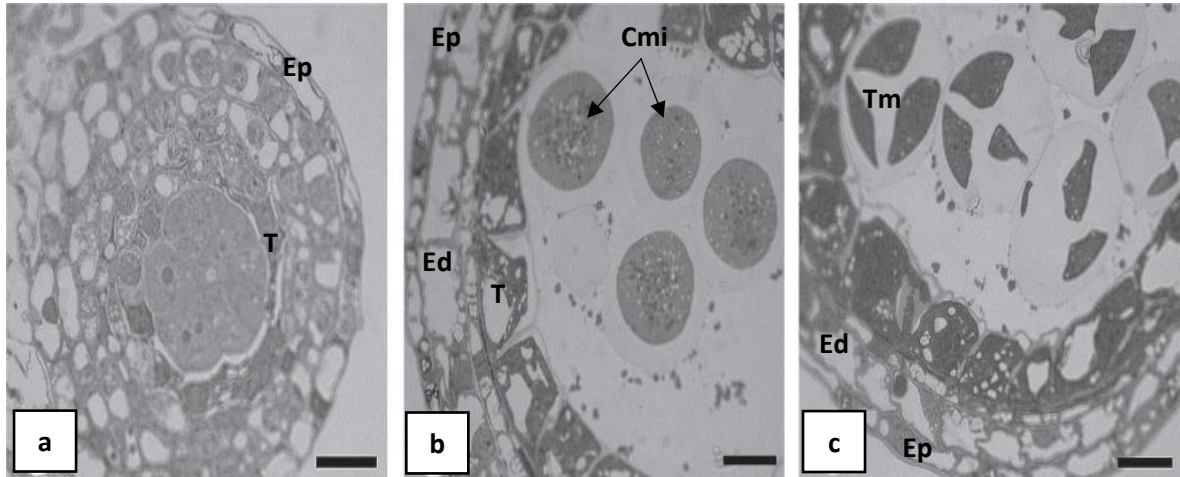


**Figura 6.** Estructura de la antera de *Melicoccus lepidopetalus* (Sapindaceae) (a) Antera indehisciente (b) corte transversal de la antera (c) epidermis de la antera. Acotaciones: A= Antera, Ed= Endotecio; Ep= Epidermis, F= Filamento, Tmi= Tetradas de microsporas. Escala: A, 100  $\mu$ m; B, 150  $\mu$ m, C, 200  $\mu$ m. Figura modificada de Zini *et al.* (2012).

En un estudio de *Cardiospermum grandiflorum* especie arbórea nativa de sudamérica se describieron con detalle la formación de las microsporas y del gametofito masculino. Dado que esta especie pertenece a la misma familia que el rambután, se espera que estos procesos sean similares en ambas (Solís *et al.* 2010).

El tejido esporógeno al interior del microsporangio consiste en muchas células indiferenciadas con paredes delgadas y citoplasma denso (Figura 7a). Posteriormente, estas células se dividen mitóticamente dando lugar a las células madre de las microsporas. En estas células sus paredes están engrosadas debido al depósito de calosa entre la plasmalema y la pared primaria. Las células madres de las microsporas son grandes, de forma esférica a poligonal, con una pared de calosa irregularmente engrosada (Figura 7b). Posteriormente, se separan por disolución de la lámina media. Las células del tapete presentan paredes delgadas, citoplasma denso con vacuolas pequeñas, muchas mitocondrias, un retículo endoplásmico rugoso abundante, dictiosomas activos con numerosos vesículas y plastidios en fisión. El núcleo de cada célula del tapete es prominente, con cromatina laxa, indicando una alta actividad metabólica (Solís *et al.* 2010).

La pared de la antera mantiene su estructura, excepto el tapete, cuyas células se agrandan. El citoplasma de las células del tapete muestra una gran actividad metabólica, y las vacuolas desplazan al núcleo a la periferia. Cada célula madre de las microsporas se divide mitóticamente originando las tetradas de microsporas con una disposición tetraédrica (Figura 7c). La pared de calosa de las microporas jóvenes es gruesa y completamente uniforme. La formación de la exina empieza al final de la aparición de la tétrada de microsporas. La ultraestructura del citoplasma de las microsporas consiste en numerosas mitocondrias, muchos ribosomas. La pared de la antera está formada por la epidermis, el endotecio, dos estratos intermedios y un tapete secretor (Solís *et al.* 2010).



**Figura 7.** Micrografías de tejidos del microsporangio en diferentes estratos de desarrollo en *Cardiospermum grandiflorum* (Sapindaceae). (a) Corte transversal de la antera joven (b) Endotecio en corte transversal (c) Corte transversal del microsporangio. Acotaciones: Cmi= Célula madre de la microspora, Ed= Endotecio, Ep= Epidermis, T= Tapete, Tmi= Tetrada de microspora. Escala = 20 mm (a,b,c). Figura modificada de Solís *et al.* (2010).

### 3.8.6.1.2 Microgametofitogénesis

El inicio de la microgametofitogénesis ocurre poco antes de la salida de los granos de polen de la antera, en esa etapa, los granos de polen corresponden a gametofitos masculinos jóvenes o inmaduros porque están incompletos aún. Después del reconocimiento de la exina con el estigma, ocurre el proceso de germinación del tubo polínico, seguidamente, por el alargamiento de la intina y la plasmalema de la célula vegetativa a través de la apertura de la exina, así mismo, sale el núcleo de la célula vegetativa seguido por la célula generativa (Johri *et al.* 2014).

La vacuolización se produce en la microspora, su núcleo adopta una posición hacia la periferia colocándose muy cerca de la intina y ocurre división mitótica completa pero diferencial formando una célula pequeña con doble membrana (célula generativa) dentro de otra más grande que la contiene y desarrolla la exina (célula vegetativa). La división mitótica es siempre desigual, distingue la célula más

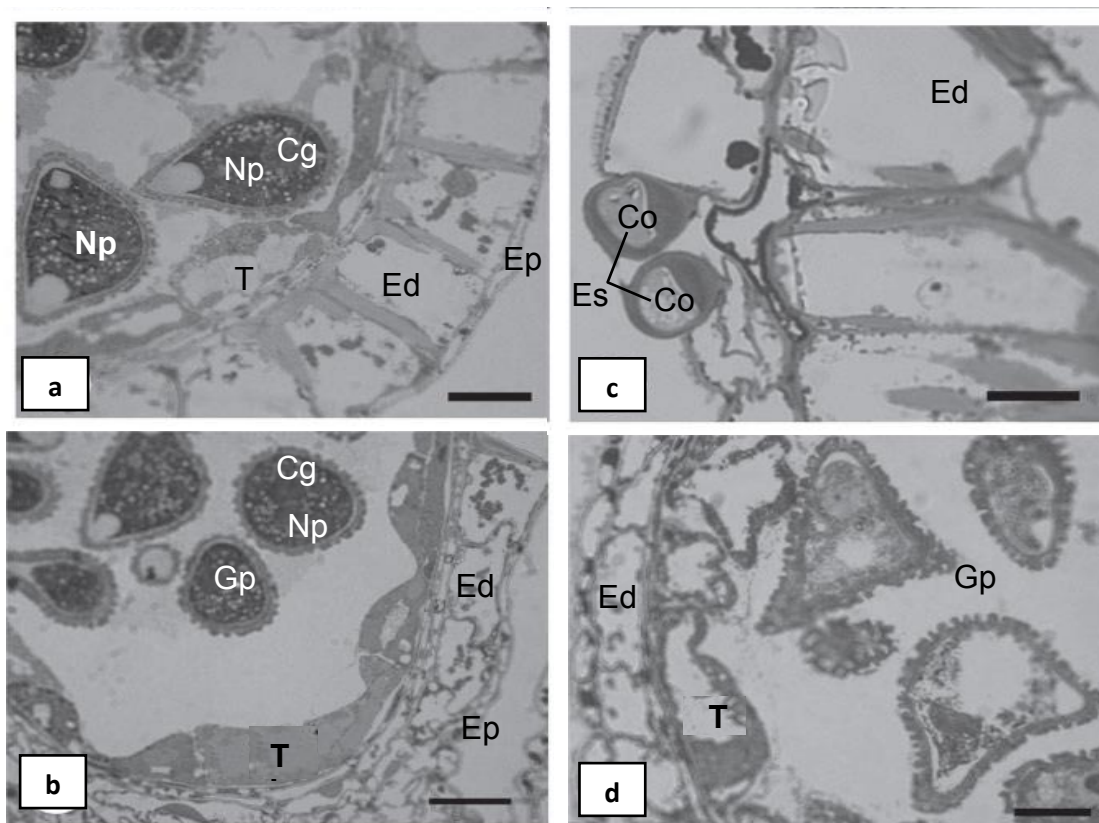
grande (vegetativa o del tubo polínico) de otra más pequeña denominada generativa. Esta última se separa de la pared del grano de polen invaginándose en el citoplasma de célula vegetativa. La célula generativa presenta doble plasmalema y su propio núcleo mientras la célula vegetativa presenta membrana simple y doble pared celular (intina y exina), seguidamente, ocurre la germinación del tubo polínico en el estilo y la formación de las dos células espermáticas a través de la división mitótica de la célula generativa, dando como resultado la formación de un gametofito masculino maduro con dos gametos y una célula del tubo polínico, esta última originada de la célula vegetativa (Johri *et al.* 2014).

La célula generativa puede dividirse antes, o después de la dehiscencia de las anteras. Mientras tanto, la célula vegetativa sigue creciendo y acumula sustancias de reserva en forma de almidón, grasa y sintetiza gran cantidad de proteínas. Su núcleo puede sufrir endo-duplicación en algunos casos para convertirse en poliploide. La célula generativa también se alarga y por mitosis origina a las dos células espermáticas (o gametos masculinos), este proceso ocurre en la mayoría de las angiospermas en el tubo polínico. Aunque, algunos casos, la célula generativa se divide cuando los granos de polen se encuentran adentro del lóculo de la antera, y formándose los dos gametos masculinos (Johri *et al.* 2014).

Luego, las células epidérmicas se comprimen y presentan estomas no funcionales (Figura 8c). En el endotecio, los engrosamientos secundarios se desarrollan desde la pared tangencial interna, y se extienden hacia fuera y hacia arriba, o cerca de la pared tangencial externa. Las células de tapete conservan su forma (Figuras 8a y b). El citoplasma microspórico presenta una gran vacuola central y el núcleo se desplaza a una posición (Solís *et al.* 2010).

En las anteras maduras, las células epidérmicas se reducen en tamaño y son ligeramente aplanadas. Las paredes de las células del endotecio están engrosadas radialmente. Los dos estratos intermedios han sido dezorganizados y las células tapetales se alargan tangencialmente (Figura 8c y d). El citoplasma de las células tapetales muestra, con restos de retículo endoplásmico, numerosas vesículas,

mitocondrias y plastidios (Figura 8c). Las paredes de las células tapetales ya no están presentes. Sus núcleos son aplastados cuando los granos de polen maduran (Solís *et al.* 2010). La célula vegetativa contiene citoplasma, con un amplio retículo endoplasmico rugoso, pequeñas vesículas, numerosas mitocondrias y abundantes amiloplastos. La célula generativa tiene un núcleo prominente y un citoplasma reducido con pocas mitocondrias y pocos plastidios y encuentra encerrada por la célula vegetativa (Figura 8b) (Solís *et al.* 2010).

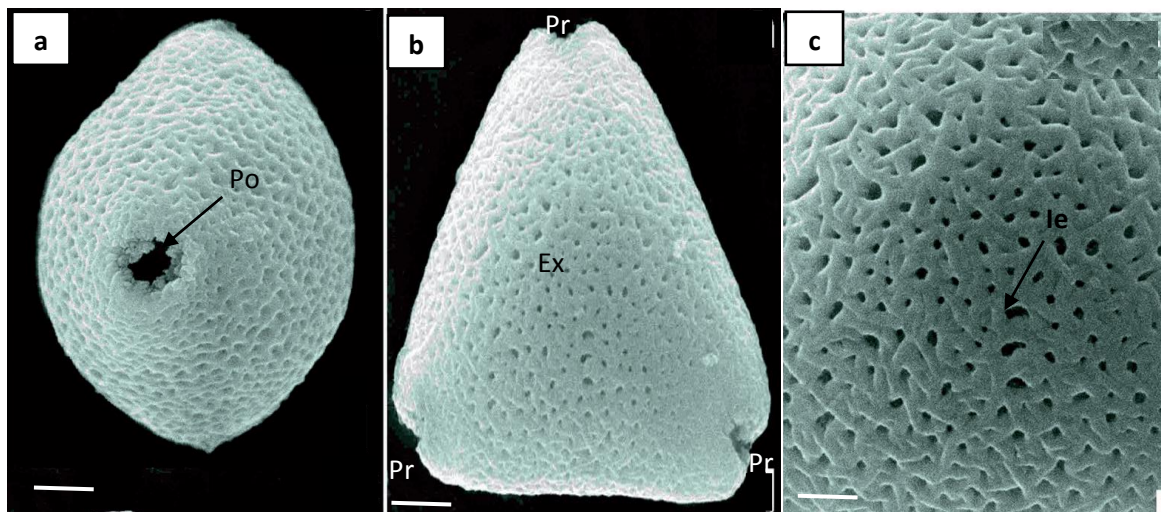


**Figura 8.** Anatomía de las anteras de *Cardiospermum grandiflorum* (Sapindaceae) con diferentes grados de desarrollo. (a) Endotecio en corte transversal de antera; (b) grano de polen o gametofito masculino joven (inicio de la microgametofitogénesis) de *Cardiospermum grandiflorum*; (c) Estoma en la epidermis de la antera; (d) Grano de polen de *Urvillae chacoensis* con pared bien desarrollada; Acotaciones: Cg= Célula generativa; Co= Célula oclusiva; Ed= Endotecio; Emp= Estrato medio de la pared de la antera; Ep= Epidermis; Es= Estoma; Gp= Granos de polen bicelular; Np= Núcleo del tubo polínico; T= Tapete. Escala= 200  $\mu$ m. Figura modificada de Solís *et al.* (2010).



Los granos de polen de *Allophylus edulis* (Sapindaceae) son triporados en un 79.5 % y tetraporados en un 20.5 %, isopolares a subisopolares, radiosimétricos, de ámbito triangular y anguloaperturados (González *et al.* 2014). La exina es microrreticulada (Figura 9c). En *Melicoccus lepidopetalus* las paredes del polen muestran una deposición anormal de la exina, mientras que otros muestran una exina bien formada, sin embargo ambos son carente de intina (Zini *et al.* 2012).

En las flores estaminadas el 100 % de los microsporangios o unidades polínicas son normales, sin evidencias de granos de polen colapsados, mientras que en las anteras indehiscentes de las flores pistiladas con su citoplasma contraído en un 54.8 % de los casos, mientras que el 45.2 % restante aparentan ser normales. Por otra parte, los granos de polen en cada tipo de flor son iguales en forma y tamaño (González *et al.* 2014).



**Figura 9.** Grano de polen de *Allophylus edulis* (Sapindaceae) proveniente de una flor estaminada (a) Vista ecuatorial. (b) Polen proveniente de una flor pistilada, vista polar. (c) Detalle de las interrupciones en la exina. Acotaciones: (Ex)= Exina; (le)= Interrupción en la exina; (Pr)= Poro. Escalas: a, b, = 2µm; c=1µm; figura modificada de González *et al.* (2014).

El citoplasma del grano de polen es rico en carbohidratos, lípidos, proteínas y aminoácidos. También contiene enzimas para su germinación y para la formación del tubo polínico. Las enzimas son en su mayoría hidrolíticas (Johri *et al.* 2014). El gametofito masculino es parte del ciclo de vida de las angiospermas, es multicelular y es haploide (n), proveniente de dos mitosis sucesivas de una espora, cuya función principal es producir gametos mediante de una diferenciación celular. El crecimiento del tubo polínico hasta la base del estilo es rápido, dentro de tres primeras horas después de la polinización, pero la penetración del óvulo por el tubo polínico no ocurre sino hasta 18 a 24 hr después de la polinización (Sedgley, 1986).

En **Flores estaminadas** conforme los granos de polen van madurando, las células del endotecio se elongan radialmente, ocurre el engrosamiento lignificado en sus paredes; posteriormente los dos estratos medios y el tapete comienzan a dezorganizarse. La pared de la antera madura muestra células epidérmicas con el diámetro radial reducido y el endotecio en su máxima expansión radial con engrosamientos en las paredes radiales y tangenciales internas. Los estratos medios de la pared de la antera y el tapete se dezorganizaron (González *et al.* 2014).

En **Flores pistiladas** luego de liberadas las micrósporas en el lóculo, el tapete se mantiene íntegro, las células del endotecio no se elonga radialmente y tampoco se diferencian en engrosamientos fibrosos en las paredes radiales. En la anthesis, el septo que separa ambos lóculos de la teca se conserva. Los granos de polen se observan colapsados con el citoplasma contraído en la parte final de su desarrollo. Las anteras maduras son indehiscentes. Las células epidérmicas se mantienen turgentes observándose más pequeñas a la altura del estaminodio (González *et al.* (2014).

### 3.8.6.2 Gametofito femenino

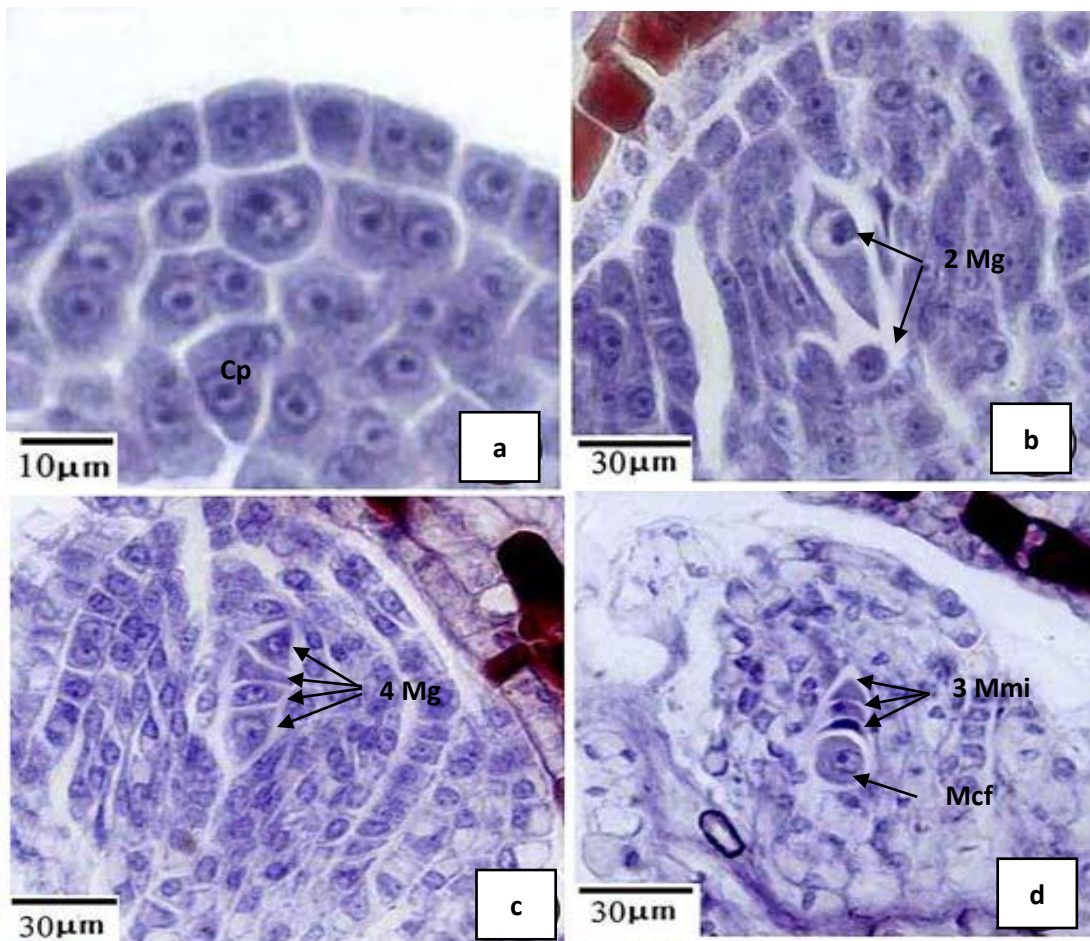
#### 3.8.6.2.1 Megasporogénesis

Una investigación realizada por González *et al.* (2014) en flores pistiladas de *Allophylus edulis* (Sapindaceae) mencionaron que cada carpelo presenta un óvulo hemianátropo, bitégmico y crasinucelado, con un obturador desarrollado, que presenta una epidermis de células secretoras grandes, de aspecto globoso, alargadas radialmente, con un citoplasma denso y un núcleo prominente. Los tegumentos se distinguen claramente durante la diferenciación de la megaspora funcional. El tegumento interno crece más que el externo, y sólo el primero delimita al micrópilo. El tegumento interno es multiestratificado y envuelve a la núcela; está formado por 4 a 5 estratos de células, pequeñas e isodiamétricas. El tegumento externo presenta el mismo número de estratos; pero estos son de células más grandes y con núcleo conspicuo.

El desarrollo de la megalosporogénesis es normal en *Allophylus edulis*. Una célula arqueosporial subepidérmica se diferencia y se divide periclinalmente y anticlinalmente en dos. La más calazal sufre dos o tres divisiones mitóticas y se diferencian entre 5 y 6 células parietales. La célula más interna (calazal) funciona directamente como célula madre de las megasporas. Esta célula tiene un citoplasma denso con pequeñas vacuolas y un núcleo prominente y es de mayor tamaño que sus vecinas. Esta célula madre sufre una división meiótica dando como resultado cuatro megasporas lineales de las cuales se desorganizan las tres células más próximas a la región micropilar, quedando sólo la megaspora calazal viable grande y funcional (Leal y Grazia, 1986; González *et al.* 2014).

Un estudio realizado por Cao *et al.* (2008), en el desarrollo del gametofito masculino y femenino en *Handeliendendron bodinieri* (Sapindaceae) describen la fase de megalosporogénesis. Después de la división periclinal y anticlinal, las células arqueosporiales se colocan por debajo de la epidermis de la núcela forman células parietales y células esporogénas (Figura 10a). Una célula parietal se diferencia entonces en la célula madre de la megaspora, está se divide meióticamente y se

forman dos megasporas (Figura 10b) Cao *et al.* 2008; Leal y Grazia, 1986. La célula madre de la megaspora está rodeada por varios estratos de células nucelulares. Por lo tanto, el óvulo es crasinucelado. Las megasporas se caracterizan por un núcleo proeminente y un citoplasma denso. La meiosis de una de las megasporas produce una tétrada lineal de megasporas haploides ( $n$ ) (Figura 10c), de las cuales la (Mcf) calazal es la funcional, mientras que las tres megasporas micropilares (Mmi) se desorganizan y son reabsorbidas por la nucela (Cao *et al.* 2008).



**Figura 10.** Megasporogénesis en *Handeliodendron bodinieri* (Sapindaceae). Acotaciones: (a) Células parietales; (b) 2 Megasporas; (c) 4 megasporas; (d) Tres megasporas micropilares desorganizándose y la megaspora calazal funcional. Acotaciones: Cp= Células parietales; Mcf= Megaspore calazal funcional; Mg= Megaspore; Mmi= Megasporas micropilares. Escala: a= 10 μm; b,c,d= 30 μm. Figura modificada de Cao *et al.* (2008).

Durante la megasporogénesis, la calosa se deposita en la pared de la célula madre de la megaspora, aislándola del tejido adyacente. Luego pasa por una división meiótica reduccional, durante la megasporogénesis, una característica notable es el desarrollo y engrosamiento debido al depósito de la calosa de las megaesporas no funcionales. La calosa está retenida solamente alrededor de la díada micropilar de megaspora o alrededor de las tres megaesporas micropilares de modo que el megaspora calazal funcional no presenta depósito alguno de la calosa; En algunos casos la megaspora calazal tiene una pared porosa que permite el flujo de entrada de metabolitos; La acumulación de almidón en los plastidios que contienen una célula madre de la megaspora o una megaspora denota su alta actividad metabólica. La megaspora calazal es funcional y el tipo de desarrollo del saco embrionario es del tipo Polygonum (Johri *et al.* 2014).

**Tegumento/s.** Los óvulos presentan generalmente dos tegumentos y se designan como unibitecnicos. La núcula puede ser abundante o escasa en algunos casos y se conoce como crasinucela o tenuinucela. En las angiospermas, el tegumento interno es generalmente dérmico, por otra parte, el tegumento externo es generalmente subdérmico. El tegumento interno del óvulo se origina por las divisiones periclinales de las células dérmicas. El tegumento externo se desarrolla de epidermis y del tejido subepidérmico. Los tegumentos se unen a la nucela en la región calazal. La apertura del tegumento interno se llama endostomo, y del tegumento externo exostomio; el arilo es considerado como un tercer tegumento, ya que surge del funículo, en la base de los tegumentos (Johri *et al.* 2014).

El tegumento interno crece más que el tegumento externo, y sólo el primero delimita el micrópilo. El tegumento interno es multiestratificado y envuelve a la nucela; está formado por 4 a 5 estratos celulares, pequeños e isodiamétricos. El tegumento externo presenta el mismo número de estratos celulares; pero estos están formados de células más grandes. A su vez, las células de la epidermis externa son comparativamente más grandes y vacuoladas que las restantes (González *et al.* 2014).

En **flores pistiladas** de litchi (*Litchi chinensis* S.) al igual que otras sapindáceas, cada carpelo presenta un óvulo hemianátropo, bitegmico y crasinucelado, con un obturador bien desarrollado, con una epidermis de células secretoras grandes, de aspecto globoso y alargadas radialmente, además, presenta un citoplasma denso y un núcleo prominente. Los tegumentos se distinguen claramente durante la diferenciación de la megaspora calazal funcional (González *et al.* 2014).

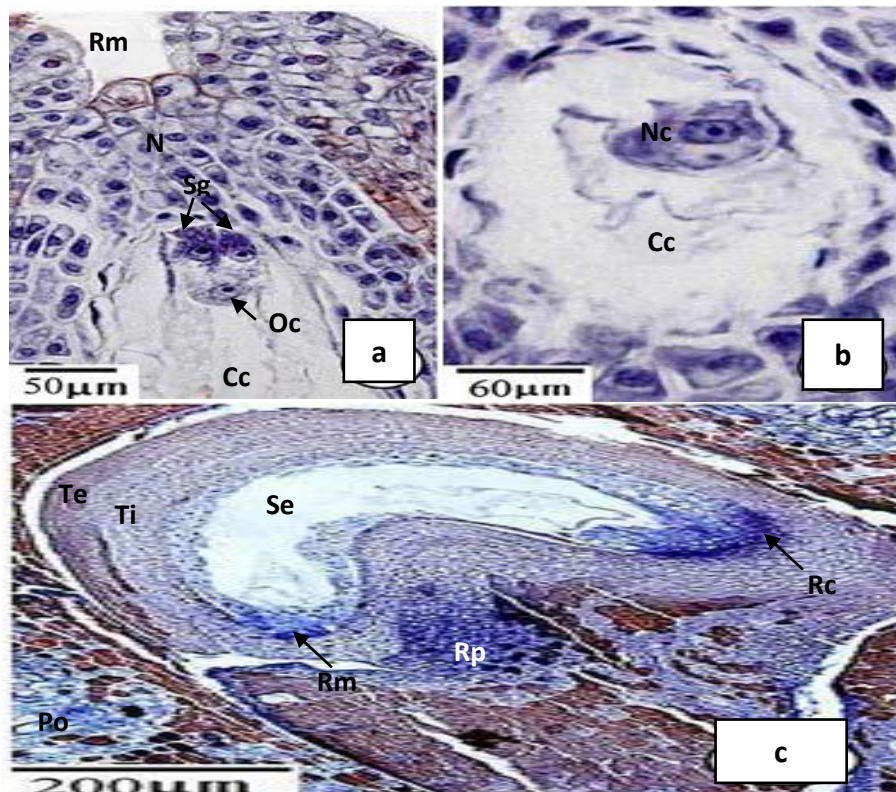
En **flores estaminadas** el ovario presenta un óvulo por cada lóculo anátropo, y no se desarrollan completamente, estos se desorganizan antes de la diferenciación de la célula arquesporrial, el tejido nucelar se reduce debido una lisis celular, mientras se desorganizan y se reabsorben los tegumentos paulatinamente (González *et al.* 2014).

#### 3.8.6.2.2 Megagametofitogénesis

La megagametofitogénesis o la formación del saco embrionario con tipo de desarrollo: Polygonum, de la megaspora calazal, cuatro núcleos micropilares y cuatro calazales (Gonzales *et al.* 2014). Finalmente, el megagametófito queda conformado por 7 células: la ovocélula, dos sinérgidas (haploides), la célula central gametofíticamente diploide) y tres antípodas (haploides). En todas las sapindáceas, el saco embrionario es monosporico (Cao *et al.* 2008; Gonzales *et al.* 2014). La ovocélula y las dos sinérgidas son pequeñas y están ligeramente vacuoladas, las tres conforman el aparato ovocelular y se encuentran hacia la región micropilar del saco embrionario (Figura 11a). La célula central es grande y de forma alargada, presenta una gran vacuola central su nucleo proviene de la fusión de los dos núcleos polares antes de la fecundación (un núcleo micropilar se mueve hacia el centro del saco embrionario y de igual manera un núcleo calazal) (Figura 11b) (Huang y Russell, 1992; Cao *et al.* 2008). Las antípodas son pequeñas, presentan vacuolas reducidas y núcleos conspicuos; son células efímeras que se desorganizan durante



la maduración del gametofito femenino Gonzales *et al.* (2014) y en algunos casos, como en *Handeliidendron bodinieri* persisten en el hasta le fecundación (Cao *et al.* 2008). La nucela en *Allophylus edulis* está constituida por células más grandes que el resto, con paredes más engrosadas, citoplasma denso y un núcleo conspicuo (González *et al.* 2014). Después de la etapa de 8 nucleados, el saco embrionario se curva y la mayoría de las células nucelulares son lisadas y reabsorbidas (Figura 11c) (Cao *et al.* 2008).



**Figura 11.** Megagametofitogénesis en *Handeliidendron bodinieri* (Sapindaceae). Acotaciones: (a) Aparato ovocélular (b) Célula central y su núcleo; (c) Óvulo con saco embrionario curvo. Acotaciones: Cc= Célula central; Nc= Núcleo de la célula central; Oc= Ovocélula; Pf= Pared del ovario; Rc= Región calazal; Rm= Región micropilar; Rp= Región de la placenta; Se= Saco embrionario; Sg= Sinérgidas; Te= Tegumento externo; Ti= Tegumento interno. Escala: a= 50 µm, b= 60 µm, c= 200 µm. Figura modificada de Cao *et al.* (2008).

Las sinérgidas son células altamente especializadas del aparato ovocélular que poseen una organización citoplasmática especial además de desarrollar en su pared celular una estructura especializada en atraer al tubo polínico denominada:

aparato filiforme (Huang y Russell, 1992). Por cualquiera de las dos sinérgidas puede penetrar el tubo polínico, recibiendo su contenido citoplasmático así como a los dos gametos masculinos para dirigirlos hacia la ovocélula y hacia la célula central (Huang y Russell, 1992).

Johri *et al.* (2014), mencionaron que se producen variaciones en el comportamiento de los núcleos polares. Ellos pueden fusionarse hacia la región micropilar del saco embrionario, en su centro o hacia su región calazal. Del mismo modo, pueden fusionarse antes o después de la fecundación.

La **nucela** está encerrada dentro de los tegumentos, las células de la epidermis nucelar se dividen periclinalmente y se añaden al tejido parietal. A veces los derivados de la epidermis núcelar forman un anillo nucelar, las células de la región micropilar son alargadas radialmente y forman un cojín nucelar (Johri *et al.* 2014).

La nucela se desorganiza losogénicamente durante el crecimiento del saco embrionario y en algunos casos, se almacena sustancias de reserva y persiste en la semilla como perispermo. En otros casos, las células nucelares que se encuentran junto al saco embrionario forman un saco de pseudo embrión que proporciona el alimento para el gametofito femenino y para el desarrollo del embrión (Johri *et al.* 2014).

### **3.8.6.3 Dos fecundaciones**

El crecimiento del tubo polínico (TP) típicamente ocurre en el tejido conductor desde el estigma, atravesando el estilo por la pared del ovario hasta llegar al micrópilo, girando un en ángulo de 90 grados para entrar en el óvulo. Esto se considera como evidencia de alguna forma de guía del TP (es decir, quimiotaxis, control mecánico, electrotaxis, etc.) (Russell, 1992). El TP entra al saco embrionario



a través de una sinérgida en donde ocurre la fusión de la plasmalema de una célula espermática con la plasmalema de la sinérgida.

Las sinérgidas están presentes en cada familia de angiospermas estudiadas hasta la fecha y parecen tener una organización citoplasmática y una ultraestructura muy similares especialmente a nivel familiar (Huang y Russell, 1992; Russell, 1992; Bhojwani y Bhatnagar, 2000).

La función de las sinérgidas es generalmente similar durante el proceso reproductivo. La presencia de un crecimiento particular de la pared celular en el borde de la sinérgida que en contacto con la pared del megasporangio constituye el aparo filiforme (AF). Las concentraciones de mitocondrias tienden a estar asociadas con el AF, lo que sugiere un papel activo y posiblemente secretor en el saco embrionario (Jensen, 1965, Bhojwani y Bhatnagar 2000) ya sea dirigido hacia el resto del saco embrionario (Linskens, 1969) o hacia la región micropilar de la nucela (Raussell, 1992).

Los productos secretados presentes en la región del micrópilo atraen al TP. Algunos autores mencionaron que es una proteína en el caso de *Lilium* (Welk *et al.* 1965). Las funciones de las sinérgidas son transferidas al óvulo y se reflejan en la aparición del AF hacia su extremo micropilar (Raussell, 1992).

El TP llega a la base del saco embrionario por la región micropilar este es atraído por el AF que es lisado por el TP para quedar en contacto con la plasmalema de las sinérgidas, ambas plasmalemas se fusionan (la del TP con la de las sinérgidas), posteriormente, entra el núcleo del tubo polínico, las dos células espermáticas y los lisosomas en el interior de una sinérgida, los lisosomas vierten su contenido enzimático en el citoplasma de la sinérgida, y son lisados su núcleo, su vacuola y el núcleo del tubo polínico. Posteriormente entran las células espermáticas a la sinérgida, y ocurre el acomodo de las células espermáticas, una hacia la calaza y la otra en la región ecuatorial. En seguida ocurre la fusión de la membrana externa de una célula espermática con la plasmalema de la sinérgida, dada esta fusión las células espermáticas salen del citoplasma de la sinérgida (Russell, 1992; Bhojwani y Bhatnagar, 2000).

El proceso de las dos fecundaciones es un proceso biológico único en las angiospermas, en la cual, la primera fecundación ocurre con la fusión de una célula espermática con la ovocélula, este proceso ocurre primero mediante la fusión de la plasmalema de la ovocélula con la membrana interna de la célula espermática que se acomodó la región ecuatorial, al mismo tiempo ocurre la segunda fecundación en la cual se fusiona la plasmalema de la célula central con la membrana interna de la célula espermática que se acomodó en la región calazal. Finalmente, el núcleo de la célula espermática ecuatorial se dirige hacia el núcleo de la ovocélula y al mismo tiempo el núcleo de la célula espermática calazal se dirige al núcleo de la célula central y ocurren las dos singámicas simultáneamente (Russell, 1992).

El producto de la primera fecundación es la formación del cigoto que dará origen al embrión que es diploide ( $2n$ ) y el producto de la segunda fecundación es la formación de la célula endospermica primaria que dará origen al endospermo que es triploide ( $3n$ ) este último es un tejido nutritivo necesario para el desarrollo del embrión durante la germinación de la semilla (Russell, 1992).

La desorganización de la sinérgida ocurre incluso antes de la antesis (Jensen *et al.* 1983). La desorganización de la sinérgida no participa en la fecundación parece iniciarse en respuesta a una señal aún no especificada liberada por la interacción del TP con el saco embrionario (Russell, 1992).

#### **3.8.6.4 Óvulo y semilla**

La especie *Paullinae* de la Familia (Sapindaceae) presenta un gineceo tricarpeado, es decir, tres caperlos esféricos con un diámetro de 2 mm, al igual que *Dodonea viscosa* L. (sapindácea) (Sartori y Sarti, 2008). Cada lóculo está envuelto con un estrato hipodérmico interno con cristales de oxalato; el gineceo presenta tres estigmas predominantes ligeramente más largos que el estilo. El tubo polínico forma un canal en el estilo y en la parte superior del ovario (Weckerle y Rutishauser, 2005).

*Dodonea viscosa* L. presenta un óvulo mediano por cada lóculo. Los óvulos son campilótopos, crasinucelados y bitégmicos. Se fijan firmemente en los lóbulos y miden 0,6 mm de largo incluyendo el obturador. El tegumento interno es de cinco estratos celulares de grosor y el externo de seis. El micrópilo está formado por el tegumento interno y está relleno con secreciones. Los óvulos son erectos o ascendentes, con el micrópilo dirigido hacia el receptáculo. Se forma un obturador en el lado micropilar del funículo. Tiene aproximadamente la misma longitud que el óvulo, y la superficie es visiblemente papilosa y secretora. Un solo haz vascular entra en el obturador y continúa hasta la región calazal (Weckerle y Rutishauser, 2005).

*Dodonea viscosa* L. presenta de 4 a 8 semillas por fruto, ellas son ovoides con una testa de coloración negra, una textura lisa y brillante, miden por lo general 2 mm de diámetro, presenta arilo derivado de la región micropilar de la semilla al igual que el rambután, pero éste es de color amarillo; la semilla es exalbuminosa, el embrión es largo y estrecho, con cotiledones en forma de espiral y el hipocótilo es corto (Sartori y Sarti, 2008).

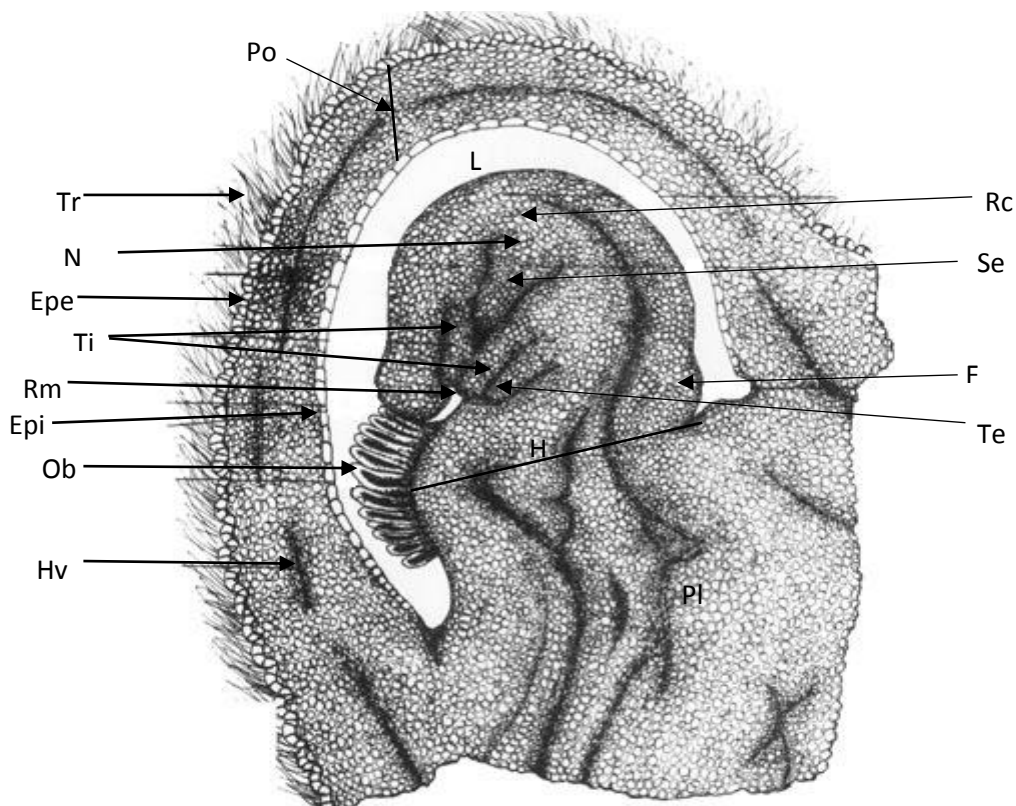
El óvulo se encuentra unido a la placenta del ovario por un apéndice denominado: funículo. Puede ser unitégmico o bitégmico. El óvulo se compone de dos unidades separadas de desarrollo: el funicular o unidad basiovular que da lugar a la rafe, la calaza y el tegumento externo (que formará la testa de la semilla), y el tegumento interno (que formará el tegmen de la semilla) (Johri *et al.* 2014).

De acuerdo con la posición del óvulo, existen diferentes tipos de formas en relación con el hilio. En forma ortótropa, la región micropilar se encuentra en la línea del hilo o por encima de ella. En la forma anátropa la curvatura del óvulo es mucho menor que la forma de tipo campilótopo. La forma hemianátropa, el óvulo se encuentra en ángulo recto con el funículo. En algunos casos la rafe puede ser (abaxial: lejos del eje) o ventral (adaxial: hacia el eje). La región micropilar puede apuntar hacia arriba (epítropo), hacia abajo (hipótropo) o hacia un lado (lateral: pleurótropo) (Johri *et al.* 2014).

### 3.8.6.5 Ovario y fruto

#### 3.8.6.5.1 Ovario

El ovario del litchi (*Litchi chinensis* S.) presenta dos óvulos y un septo muy desarrollado el cual divide al ovario en dos lóculos. Cada lóculo contiene un óvulo y es anatropo bitegumentado, con un corto y amplio funículo calazal, y un obturador cerca de la región del micrópilo. Sin embargo, sólo un fruto llega a madurar a pesar de presentarnos frutos la separarse los carpelos posgénitamente sólo uno se desarrolla aunque se encuentren en un solo pedúnculo. En general, en ambos lóbulos ováricos nabra un óvulo que se convertirá en una semilla dentro del ovario unicarpelar que se convertirá en el fruto finalmente (Nacif *et al.* 2001).



**Figura 12.** Corte longitudinal del ovario de litchi (*Litchi chinensis* Sonn). (Sapindaceae). Acotaciones: Epe= Epidermis externa; Epi= epidermis interna; Fu= Funículo; Hv= Haz vascular; L= Lóculo; N= Nucela; Ob= Obturador; Pl= Placenta; Rc= Región calazal; Rm= Región micropilar; Se= Saco embrionario; Te= Tegumento externo; Ti= Tegumento interno; Tr= Tricomas; H= Hilo. Escala: 400  $\mu$ m. Figura modificada de Nacif *et al.* (2001).

En *Handeliodendron bodinieri* (Sapindaceae) el ovario es súpero, trilocular, con placentación axial (Cao *et al.* 2008). Cada lóculo tiene dos óvulos, uno ascendente y el otro descendente. El óvulo es bitégmico, campilotropo y sin hipostasia. Los tegumentos son iniciados por divisiones periclinales y anticlinales en la base de la nucela. El micrópilo está formado por el tegumento interno y el externo. En el momento en que el óvulo tiene un saco embrionario maduro, el tegumento externo es de 4 a 9 estratos de células de grosor y el tegumento interno es de 4 a 6 estratos de células de grosor. Hay algunos filamentos secretores multicelulares en la pared del ovario. El ovario de *Delavaya toxocarpa* (Sapindaceae) está cubierto de tricomas glandulares que desaparecen del fruto hacia la madurez (Li y Nian, 2009).

Cuando el ovario contiene un solo óvulo, que se desarrolla comúnmente fruto un indehiscente. El pericarpio de muchos frutos indehiscentes provistos de una sola semilla se parece a la cubierta de una semilla. En efecto, comúnmente la cubierta de las semillas de tales frutos no adquiere características mecánicas o resulta más o menos eliminada durante el desarrollo del fruto (Esau, 1976).

#### **3.8.6.5.2 Fruto**

El fruto se define como las partes esenciales que se desarrollan a partir del ovario, el fruto es interpretado entonces como el "ovario maduro", sin embargo, también se considera al fruto como el "gineceo maduro" incluyendo las partes del receptáculo más las partes que rodean a los carpelos. Además de los carpelos, pueden estar implicadas otras partes florales en la formación de los frutos, tales como el receptáculo, los sépalos, los pétalos, los estambres, el pedúnculos y las brácteas (Roth, 1977).

Para la clasificación de los frutos, diversos autores han utilizado caracteres muy diferentes, como la estructura del ovario, el número de carpelos y de semillas,

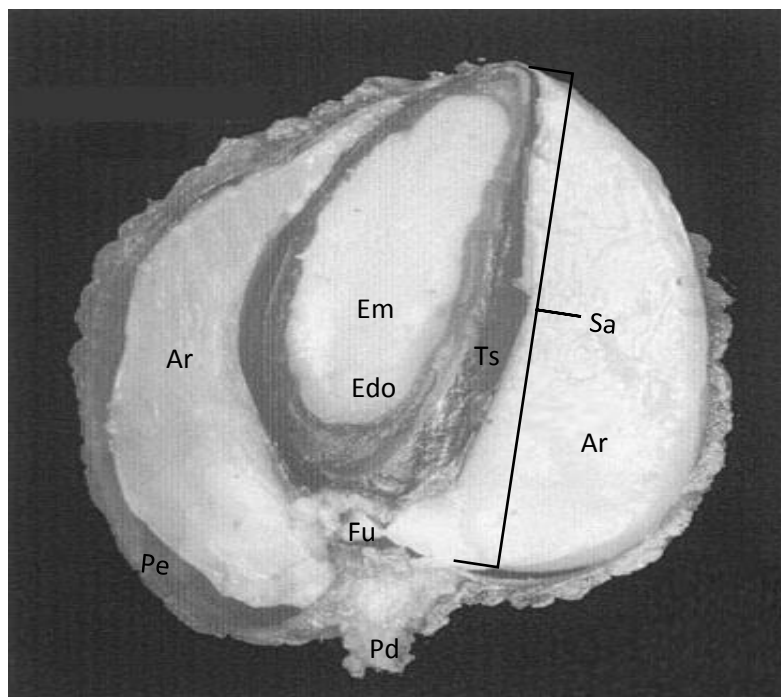
la morfología y la anatomía del fruto, su forma de dispersión de los frutos y el número de semillas, dehiscencia e indehiscencia y la consistencia del pericarpio para caracterizar los diferentes tipos de frutos (Roth, 1977).

La clasificación de los frutos debe ser abordada mediante una interpretación morfológica en la que se comparan estructuras homólogas. Algunos autores distinguen los frutos apocárpicos de los encárpicos según el grado de fusión de los carpelos y los frutos que se desarrollan a partir de una flor ahipógina procedente de un ovario ínfero según el grado de participación del receptáculo en su formación de los frutos; También se considera la dehiscencia carpelar, la reducción de las semillas y algunos puntos de vista ecológicos. Al folículo se le suele considerar como la estructura fundamental de todos los tipos de fruto secos dehiscentes derivados de gineceos apocárpicos. En la clasificación Winkler, distingue principalmente el gineceo monómero del polimérico. Y también considera el grado de fusión de los carpelos en los frutos apocárpicos y eusincárpicos, así como la división de los frutos ("apocarpoides"). También se considera la forma de la "drupa" para la subdivisión de los tipos principales. La dispersión de las semillas y la existencia del pericarpio (Roth, 1977).

El fruto de rambután (*Nephelium lappaceum* L.) morfológicamente es considerado como una drupa redonda u ovoide (Watson, 1988), o como una baya (Kothagoda y Rao, 2012), mide en promedio de 3 a 6 cm de largo y de 3 a 4 cm de ancho dependiendo mucho del cultivar, el pericarpio pueden variar entre una coloración rosa a rojo como en algunos cultivares: 'Binjai', 'R-162' y 'R-134'; entre otros, o en cultivares como 'Atjeh koonig' que tienen frutos de color amarillo o naranja (Watson, 1988). La parte comestible del fruto denominada botánicamente (arilo) es de color blanco translúcido con un sabor agrídulce y en algunos cultivares se adhiere firmemente a la cubierta seminal. La semilla del fruto es generalmente café brillante (Tindall *et al.* 1994). Los frutos de rambután en desarrollo muestran un patrón de crecimiento sigmoidal simple y una maduración aproximadamente de 18 a 20 semanas después de la antesis. El desarrollo de la semilla comienza antes de la sexta semana después de la antesis, el llenado de las semillas y la esclerificación

de la cubierta seminal comenzó en la semana 8 a 10 después de la antesis. El desarrollo del arilo comenzó entre 10 y 12 semanas después de la antesis y la aparición del color del pericarpio ocurrió entre la 14<sup>a</sup> y la 16<sup>a</sup> semana. Los frutos alcanzaron su madurez de 16 a 20 semanas después de la antesis (Kawabata *et al.* 2007).

La forma del fruto y de la semilla es ovalada en todos los cultivares de rambután. De los tres componentes del fruto, la cáscara contiene la mayor cantidad de macro nutrientes con los contenidos más abundantes de N, K, Ca, Mg y S. La semilla presenta más abundancia de N y menos de K que la pulpa. Tanto la semilla como la pulpa presentan cantidades similares de Ca, Mg y S. El nivel de P en la mayoría de los cultivares es similar tanto en la cáscara como en la semilla o en la pulpa. La cáscara y los espiternos deben ser fuertes para evitar una rápida deshidratación. La pulpa debe constituir una porción importante del fruto, ser fácilmente removida de la semilla, tener apariencia translúcida, sabor dulce y un porcentaje de 18 a 20 grados brix (Vargas, 2003).



**Figura 13.** Corte longitudinal del fruto maduro de *Litchi chinensis* (Sapindaceae). Acotaciones: Ar= Arilo; Edo= Endospermo; Em= Embrión; Fu= Funículo; Pd= Pedúnculo; Pe= Pericarpio (seco); Sa= Semilla; Ts= Testa. Figura modificada de Nacif *et al.* (2001).

Los frutos de *Allophylus edulis* (Sapindaceae) son de tipo globoso, indehisciente y monospermos. Las semillas son ovoides, sin un endospermo prominente y el embrión ocupa toda la semilla que se encuentra ligeramente doblado y comprimido. La coloración del fruto varía de acuerdo con el grado de maduración, el cambio de color verde y amarillo a anaranjado se da conforme va madurando. El endocarpio es uvoide, con un ápice redondo y una base aguda de color beige, el endospermo es delgado, quebradizo y no se encuentra adherido a la cubierta seminal. La germinación de las semillas comienza de los ocho a los quince días, después de la siembra (Abreu *et al.* 2005).

Los frutos maduros de *Dodonea viscosa* L. (Sapindaceae) son completamente secos, dehiscentes, tipo cápsula con tres carpelos, presenta un pericarpio de consistencia membranosa, con una coloración pálida y mide 1,5 de ancho por 1,0 de largo (Sartori y Sarti, 2008). En estudios realizados por Acadroli y Teichert, (2007) en *Pseudima frutescens* (Sapindaceae) encontraron que la viabilidad de la semilla puede estar influenciada por las prácticas de cosechas o transporte.

**Pericarpio.** La pared del ovario se transforma durante su desarrollo en el pericarpio del fruto maduro, en drupas por lo general, se presentan en tres estratos distintivos: un exo, meso y endocarpio, la definición de estos tres varían, sin embargo, según los puntos de vista de unos autores el exocarpio que funciona como una capa protectora del fruto y puede consistir solamente en la epidermis exterior del pericarpio; El mesocarpio se encuentra entre el exo y el endocarpio y suele desarrollarse como un tejido parenquimatoso carnoso llamado “sarcocarpio”. Los tipos de endocarpio homogéneos consisten sólo en esclerénquima o parénquima, mientras que los tipos mixtos pueden incluir 2 ó 3 de este tipo de tejido. El endocarpio que se origina directamente del parénquima existente, por una parte, y las formaciones de endocarpio que se desarrollan a partir de un meristemo especial. El endocarpio puede originarse exudatoriamente de la epidermis interna, sólo de los estratos subepidérmicos o de una mezcla de ambas. Del mismo modo, el meristemo del endocarpio puede desarrollarse a partir de la



epidermis interna, de los estratos subepidérmicos o de la epidermis interna junto con los estratos subepidérmicos (Roth, 1977).

La pared celular constituye un sistema de 2 fases, compuesto por una fase celulósica esquelética que es cristalina, y una fase amorfa de hemicelulosa y sustancias pécíticas, eventualmente impregnadas con lignina, lípidos y otras sustancias. Las sustancias pécíticas se producen no sólo en la lámina media entre células adyacentes, sino que también cubren el exterior de las paredes celulares expuestas a los espacios intercelulares (Roth, 1977).

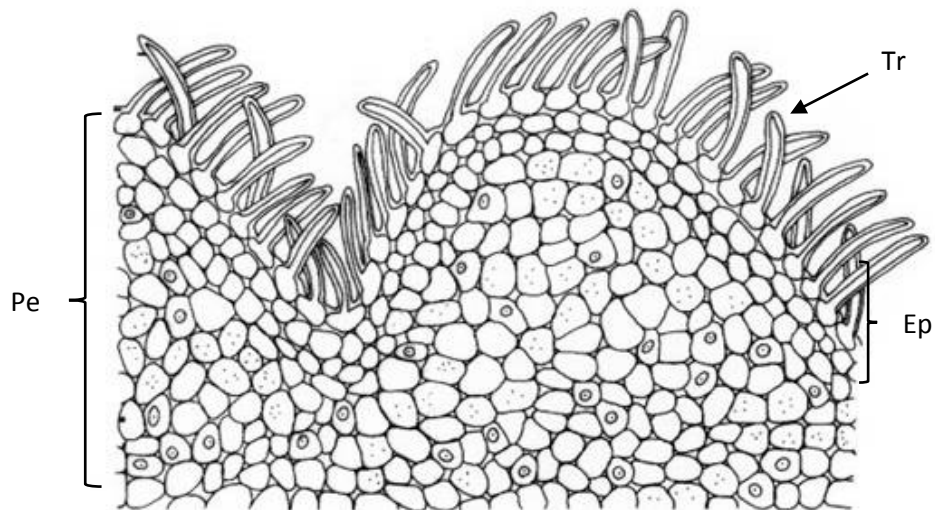
Las células epidérmicas son a menudo isodiamétricas en vista superficial, especialmente en bayas con simetría radial; sin embargo, tienen que adaptarse al crecimiento y grosor del fruto, están expuestas paredes tangenciales y pueden llegar a ser alargadas en dirección tangencial. Las células alargadas pueden subdividirse mediante la formación de paredes anticlinales, ya que las paredes divisorias suelen estar orientadas perpendicularmente a la dirección del crecimiento más intenso. Las células de la epidermis son frecuentemente de forma regular en bayas y drupas, pero pueden transformarse lignificarse (Roth, 1977).

Muchos frutos presentan un estrato protector principal, y puede estar compuesto de células epidérmicas regulares de forma isodiamétrica con paredes radiales rectas. Las células de la epidermis alargadas paralelas al eje del fruto, se producen especialmente en los que son alargados. Las paredes de las células radiales onduladas son menos frecuentes que en las hojas. A veces toda la epidermis puede consistir en células altamente especializadas de forma de empalizada o en forma de esclerénquima. Un patrón celular es a menudo característico de la fruta y se origina por células madres más gruesas, subdivididas en células hijas más delgadas (Roth, 1977).

Las paredes externas tangenciales de las células de la epidermis son generalmente gruesas y alcanzan un grosor de hasta 15 micrometros, están cubiertas con una cutícula bien desarrollada, las paredes radiales y las paredes

tangenciales internas también pueden impregnarse con cutina; los estomas están frecuentemente presentes en la epidermis externa, aunque en número reducido en comparación con las hojas normales. En los frutos maduros, a veces, los estomas son remplazados por lenticelas; el fruto puede presentar tricomas de diferentes formas y funciones, como los glandulares. Pueden estar bien desarrollados, especialmente en frutos jóvenes; esta pubescencia también contribuye a la reducción de la transpiración, pero puede perderse durante la maduración (Roth, 1977).

Los tricomas en el fruto presentan diferentes formas y diferentes funciones. Los “pelos” protectores reducen la transpiración especialmente en los frutos jóvenes cuando las paredes externas de las células de la epidermis son todavía delgadas y aún no están cubiertas con sustancia cerosa. Los tricomas pueden ser más útiles cuando permanecen en la fruta madura. Un tipo especial de tricomas está representado por pelos glandulares que pueden asumir ciertas funciones. Los tricomas se encuentran más frecuentemente en la epidermis externa del fruto que en la interna. Los pelos "internos" que se desarrollan de la epidermis interna del fruto suelen estar especializados, pero muestran un menor grado de diferenciación que los pelos externos (Roth, 1977).



**Figura 14.** Corte transversal del pericarpio del fruto inmaduro de litcheí (*Litchi chinensis* S) mostrando su estructura anatómica. Acotaciones: Ep=

Epidermis del pericarpio; Pe= Pericarpio; Tr= Tricoma. Figura modificada de Nacif *et al.* (2001).

#### **3.8.6.5.2.1 Morfología del fruto maduro**

Cuando un ovario se transforma en fruto, la pared del ovario se convierte en el pericarpio. El pericarpio se une posgénitamente con sus partes accesorias carnosas. La definición de fruto es el ovario desarrollado del gineceo junto con sus partes. Y se aplica el término pared del fruto al pericarpio de los frutos derivados de ovarios súperos y a la combinación del pericarpio y partes no carpelares que se hallan en frutos originados a partir de ovarios ínferos (Esau, 1976).

El fruto del rambután presenta una epidermis externa rica en tricomas y una epidermis interna. Presenta haces vasculares y parénquima entre estos dos estratos. El ovario por lo general contiene dos óvulos y en ocasiones tres. El fruto de litchi es una drupa alargada cuando es joven mide aproximadamente  $38.6 \pm 0.75$  mm de longitud por  $36.1 \pm 0.88$  mm de diámetro, y pesa en promedio ( $23.9 \pm 1.6$ ) g. El fruto es carnoso e indehisciente, el pericarpio es delgado, duro, áspero, verrugoso y quebradizo con un color rojizo cuando está maduro. Contiene una semilla. El arilo (pulpa), es la porción comestible del fruto, es de color blanco, jugoso, translúcida y suave que cubre toda la semilla (Nacif *et al.* 2001).

El ovario contiene dos óvulos encerrados en dos carpelos esquizógenos. Sin embargo, sólo uno madura en fruto a pesar de presentar frutos dobles generalmente se encuentra en un solo pedúnculo. Este fenómeno es muy raro. En un sólo lóculo ovárico contendrá un óvulo que se convierte en un fruto. (Nacif *et al.* 2001).

De acuerdo con Stern *et al.* (1996), en 'Mauritus' y flores de litchi', muchos óvulos carecen de sacos embrionarios, y muchos sacos embrionarios son anormales, debido a la ausencia de componentes esenciales del saco embrionario (óvulos, núcleo polar y sinérgidas) (Nacif *et al.* 2001).

El fruto de litchi es considerado como una drupa; sin embargo, tiene un endocarpio membranoso, en contraste con la mayoría de las drupas típicas. Según Roth, una drupa típica con frecuencia posee endocarpios esclerificados que constituyen la fosa y se consideran frutos simples (Nacif *et al.* 2001).

En muchas especies los factores genéticos, nutrimentales y ambientales son considerados responsables del desarrollo anormal o degenerado de los órganos reproductivos. La flor de litchi en algunos casos como el cultivar 'Brewster' presenta un óvulo con un obturador funicular. Otros cultivares de litchi como Mauritius también presentan un obturador, *Dodonea viscosa* posee un obturador placentario bien desarrollado (Nacif *et al.* 2001).

#### **3.8.6.5.2.2 Anatomía del fruto maduro**

La diferenciación en litchi comienza con la formación del pericarpio, que consta de pequeñas células isodiamétricas. En un estudio realizado por (Nacif *et al.* 2001), mencionaron que estas características típicas de las células en división en el pericarpio empiezan siete días después de la antesis. Durante este periodo las células aumentan de tamaño por igual en todas las direcciones comenzando en la región periférica del pericarpio. A medida que se desarrolla el fruto, el pericarpio se diferencia en exocarpio, mesocarpio y endocarpio. El exocarpio inmaduro se compone de la epidermis externa y dos estratos hipodérmicos. La epidermis externa consiste de una serie de células pequeñas en forma de cubo con paredes celulares radialmente engrosadas, cubiertas por una cutícula gruesa, está impregnada de compuestos fenólicos y presenta numerosos tricomas que persisten hasta 14 dda. La formación de tejido esclerenquimatoso comienza debajo de la epidermis a los siete dda y termina su diferenciación a los 62 dda. El tejido esclerenquimatoso se distribuye en dos o tres estratos discontinuos separados por protuberancias muy notables presentes en el pericarpio a los 56 dda (Nacif *et al.* 2001). El mesocarpio está compuesto por células parenquimatosas y el endocarpio está formado por células muy pequeñas de paredes delgadas. El tejido vascular se distribuye en todo

el pericarpio y se encuentra en mayor cantidad en el mesocarpio externo asociada a las protuberancias epidérmicas (Nacif *et al.* 2001).

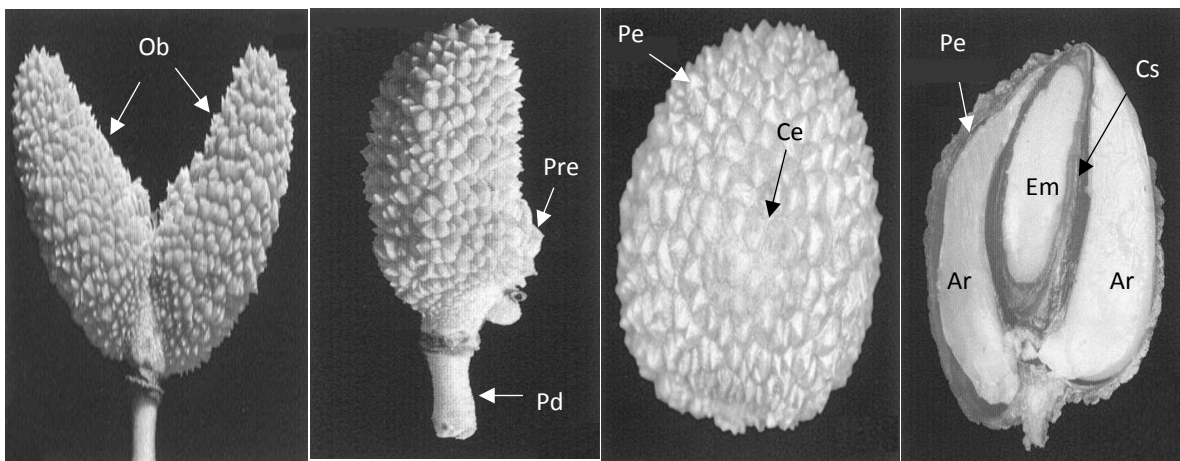
Durante la maduración en el pericarpio (cáscara) ocurre un aumento en el número de células. El tejido fundamental del mesocarpio o bien permanece relativamente homogéneo y parenquimático o se diferencia en parénquima y esclerénquima. El lóculo ovárico es el lugar en el cual la semilla se desarrolla. Durante el desarrollo de los frutos los tejidos vasculares aumentan más o menos en cantidad mediante la diferenciación de haces vasculares adicionales en el tejido fundamental. El pericarpio puede llegar a diferenciarse en tres regiones más o menos distinguibles morfológicamente: el exocarpio o epicarpio, el mesocarpio y el endocarpio; esto es, región externa, mediana e interna, respectivamente. A veces sólo puede distinguirse un exocarpio y un endocarpio, y estos pueden ser simplemente los estratos epidérmicos externos e internos de la pared del ovario (Esau, 1976).

A veces, durante el desarrollo del fruto de litchi sólo es posible distinguir el exocarpio y el mesocarpio ya que el endocarpio sigue siendo poco diferenciado. El pericarpio del fruto maduro posee un epicarpio delgado, un mesocarpio carnoso y un endocarpio membranoso. Durante el desarrollo temprano, el exocarpio consta de una cutícula continua y gruesa, que se adelgaza hacia el final del desarrollo del fruto. Durante el desarrollo del pericarpio, la cutícula se somete a una reducción de espesor debido a la rápida expansión del pericarpio. Hacia la madurez del fruto aparecen pequeñas grietas en la superficie pericarpio, el fruto de litchi es susceptible a la formación de grietas durante el desarrollo principalmente debido al rápido crecimiento interno del arilo. El mesocarpio es parenquimatoso y constituye la mayor parte del pericarpio. Cuando el fruto es inmaduro y contiene plastidios fotosintéticos. Cuando maduran presenta una gran cantidad de antocianinas. El endocarpio es membranosa y muy delgado con un color rosáceo. A menudo se separa del arilo hacia la madurez (Nacif *et al.* 2001).

### 3.8.6.5.2.3 Fenología del fruto

El desarrollo de los frutos después de la polinización implica el crecimiento de las semillas hacia la madurez la ampliación del ovario y al crecimiento o desarrollo del receptáculo. La división celular, la expansión celular y la acumulación de sustancias de reserva están involucradas en el desarrollo de las semillas. El crecimiento del fruto después de la polinización, incluye únicamente a la expansión celular, pero en muchos casos también hay una breve fase de la división celular. El desarrollo de los frutos carnosos implica una considerable acumulación de metabolitos orgánicos (ácidos orgánicos y azúcares principalmente) en el pericarpio carnoso y tejidos asociados. La importancia de las semillas para el desarrollo del fruto sugiere una influencia controladora de auxinas, giberelinas y citocininas liberados por las semillas. Por lo tanto, las sustancias reguladoras del crecimiento son esenciales para el desarrollo del fruto las cuales se sintetizan en los óvulos (Street y Öpik, 1970).

Una fase importante del crecimiento del fruto del rambután, se produce de los 50 a los 80 días después de la antesis. El desarrollo del fruto sigue una curva de crecimiento de tipo sigmoideal simple en algunos cultivares (Kawabata *et al.* 2007). El fruto madura a los 105 días después de la floración.



**Figura 15.** Desarrollo fenológico del fruto de Litchi. Acotaciones: Ar= Arilo; Ce= Cicatriz estilar; Cs= Cubierta seminal; Em= Embrión; Ob= Ovario bicarpelar;

Pd= Pedúnculo; Pe= Pericarpio; Pre= Protuberancias epidérmicas. Figura modificada de Nacif *et al.* (2001).

### **3.8.6.5.2.3.1 Crecimiento y desarrollo**

En la maduración del fruto de rambután, por lo general, uno de los dos carpelos en una flor se desarrolla en un fruto maduro y el otro es abortivo pero permanece unido al fruto maduro. Un ovario de dos carpelos puede tomar 13 a 16 semanas para desarrollarse en un fruto maduro. En casi seis semanas, las protuberancias en la superficie del pericarpio llamadas botánicamente como espiternos cambian de color verde claro a rojo en algunos cultivares. Durante su crecimiento posterior, el fruto es esférico y el pericarpio engrosa y así mismo también aumenta de peso (Sivakumar, 2011).

El cambio de color de verde a rojo está en función del cultivar. En el cultivar 'Seechompo' los cambios de color del pericarpio y en los espiternos se observan inicialmente 12 semanas después de la polinización. Los espiternos cambian de color verde a rojo y dos semanas más tarde el color del pericarpio se vuelve rojo intenso (Sivakumar, 2011).

En la madurez las infructescencias del rambután portan de 10 a 20 frutos que pesan de 20 a 50 g, dependiendo mucho del cultivar. En algunos cultivares de rambután, la testa dura adherida al arilo, mientras que en otros el arilo se separa fácilmente de la semilla (Sivakumar, 2011). El desarrollo del fruto es normalmente una consecuencia de la polinización; las flores no polinizadas caen de la panícula. Las flores polinizadas muestran un amarre inicial alto de los frutos. La germinación del polen presenta una fuente rica de auxinas la polinización puede activar la síntesis de auxina por los tejidos del gineceo, en particular por el tejido estilar y el tejido. Para el cuajado de los frutos, es muy importante el reconocimiento de la auxina (Street y Öpik, 1970).

### 3.8.6.5.2.3.2 Maduración y Cosecha

El rambután es un fruto no climatérico, es decir, no continúa su madurez una vez que es cortado del árbol. Consecuentemente, debe ser cosechado una vez que haya alcanzado una conveniente calidad de consumo y apariencia visual. La apariencia aceptable ocurre entre los 16 y 28 días, es decir, cuando el color es más uniforme en el pericarpio del fruto. Aunque el fruto del rambután generalmente se cosecha con base en color del pericarpio, el sabor debe ser también el óptimo (dulce). Los cultivares rojos no alcanzan necesariamente la misma concentración interna de azúcares ni la misma intensidad del color y esto debe ser considerado. Conforme los frutos maduran en el árbol, la concentración de azúcar aumenta mientras que la acidez declina. Justamente, los frutos cosechados antes de llegar a su madurez fisiológica son ácidos y carecen de dulzor, mientras que cosechados demasiado tarde pueden ser insípidos. Generalmente, los frutos deben tener en promedio una concentración de sólidos solubles de 17 a 21 % y una acidez titulable de 0.7 a 5.5 meq.g<sup>-1</sup> (dependiendo del cultivar) para un fruto de óptima calidad (Caballero *et al.* 2011). Por otro lado, Hernandez *et al.* (2010), mencionaron que la fecha de cosecha en rambután tiene una influencia significativa en la calidad de los frutos.

Después de 2 a 3 días de cosechados el aspecto visual de los frutos de rambután declinan debido a una oxidación rápida si se mantienen en condiciones de un ambiente normal. Esto puede significar temperaturas de hasta 40 °C y humedad relativa tan baja como 40 %. La pérdida del aspecto o apariencia, es en gran parte debida a la deshidratación de los espiternos, aunque la pérdida del color también es importante el color rojo se torna a café y el fruto pierde firmeza. La vida de anaquel del rambután se puede aumentar significativamente minimizando la pérdida de agua y controlando la humedad relativa óptima para su almacenamiento es de 95 %. Humedades relativas superiores al 95 % provocan la pudrición del fruto y humedades por debajo de este porcentaje incrementan la deshidratación. La pérdida de agua es quizás el mayor problema que afecta el almacenamiento y el factor más común que reduce el valor de la fruta en la comercialización. Estos



factores son relativamente fáciles de controlar en condiciones de almacenamiento (Ortiz y Cordero, 1984).

El fruto de rambután tiene que ser cosechado cuando haya alcanzado su madurez fisiológica (Fraire, 2001). La cosecha debe realizarse en las primeras horas de la mañana o en las horas frescas de la tarde cuando la temperatura ambiente haya bajado. Esta práctica se realiza cortando de los árboles las infructescencias enteras utilizando tijeras o cuchillas adaptadas a palos de bambú. Dependiendo del cultivar, el corte puede ser dos veces a la semana por un periodo de 2 a 8 semanas, (Van Welzen y Verheij, 1991). El rendimiento es variable, por ejemplo, en Tailandia existen huertos con rendimientos de 2 a 5.6 ton/ha, hasta huertos con rendimientos de 20 ton/ha, sin embargo, los árboles adultos de 11 años llegan a producir hasta 170 kg en cultivares específicos como R168 (Fraire, 2001).

Después de cosechados los frutos pueden transportarse en empaques, pero la vida de anaquel es muy corta, porque el fruto pierde peso rápidamente y pericarpio adquiere una coloración negra debida a la oxidación. Si se tiene cuidado con la humedad y se mantiene a la sombra, el periodo de anaquel se prolonga. La temperatura óptima de almacenamiento es de 10 °C (Van Welzen y Verheij, 1991).

### **3.8.7. Fenología**

La fenología es la rama de la ecología que estudia los fenómenos periódicos de los seres vivos y sus relaciones con condiciones ambientales tales como la temperatura, luz y humedad principalmente (De fina y Ravelo, 1973).

La aparición, transformación o desorganización de los órganos de las plantas se denomina fase. La germinación y la floración son fases, en diversas especies de frutales así como la defoliación y la maduración (De fina y Ravelo, 1973).

La fecha de aparición de las flores, hojas, etc. Deben atribuirse a dos condiciones esenciales: 1) las características intrínsecas de la variedad considerada, variedades son de floración temprana otras de floración tardía y 2) las

condiciones ambientales y especialmente las del clima o el tiempo. El registro de los acontecimientos que se producen durante el desarrollo de las plantas con diferentes intensidades es la fenología. Se registraron las fechas en las que estos fenómenos ocurren durante un ciclo determinado. Las fases son la aparición o desaparición de órganos.

Se llama isófona a la línea que une todos los puntos donde una fase comienza en la misma fecha. Lo mismo que se ha dicho para la brotación de una especie se puede aplicar para cualquier otra fase de los mismos o diferentes cultivares (De fina y Ravelo, 1973).

Uno de los fenómenos periódicos de los frutales más fáciles de observar es la floración. Casi todos los cultivares presentan un periodo crítico o de máxima sensibilidad a los agentes atmosféricos durante la floración, o poco antes o poco después de ella. Por esta razón es fundamental conocer con exactitud la fecha de la floración de la especie en estudio (De fina y Ravelo, 1973).

El momento en que empiece a florecer la especie frutal es muy variable según las regiones; para simplificar su análisis se recurre a las líneas isoante. Se llama isoante a la línea que une todos los puntos donde la floración de un cultivar o especie frutal, comience el mismo día; dicho con otras palabras, isoante es la isófona de la floración (De fina y Ravelo, 1973).

La fecha de una fase fenológica es el resultante de muchas causas: temperatura, humedad atmosférica, lluvias, duración de día, etc. Sin embargo, estos elementos del clima están determinados, por la latitud y altura sobre el nivel del mar (De fina y Ravelo, 1973).

En todo lo referente a la precocidad intervienen fenómenos de fotoperiodo; por ello, la precocidad varía según las latitudes y las épocas de floración (De fina y Ravelo, 1973).

Estudiando las variaciones fenológicas efectuadas en diversas regiones, se intenta hallar las causas de los fenómenos periódicos que ocurren en los frutales, tales como la brotación y la floración. Hasta ahora se ha encontrado que los

elementos del clima que más influencia ejercen son los siguientes: a) la marcha de la temperatura en el año, b) la variación periódica de la duración del día y c) al régimen pluviométrico.

La temperatura y la duración del día están en estrecha vinculación con la floración de especies frutales (De fina y Ravelo, 1973).

La variación anual, diaria y periódica de la temperatura tiene efecto en el desarrollo de algunas especies frutales. Dicha variación en un ciclo completo de un año, un día o varios días, constituyen un termoperiodo anual, diario o periódico, y se caracteriza por presentar dos sectores bien definidos: la termofase positiva y la termofase negativa. La primera termofase corresponde al lapso más cálido y la segunda al lapso más frío del termoperiodo. La reacción de las especies frutales al termoperiodo se denomina termoperiodismo (De fina y Ravelo, 1973).

Se distingue tres tipos de termoperiodismo: el anual, el diario y el aperiódico, según se trate de la respuesta de los frutales a la termoperiodicidad, a la diaria o a la aperiódica. La importancia de la periodicidad anual de la temperatura se manifiesta en la distribución geográfica de los cultivos. El éxito o fracaso de las introducciones de especies exóticas depende, en gran parte, de la similitud o no entre las condiciones termoperiódicas anuales de las regiones de origen y las regiones donde se intentará cultivarlas (De fina y Ravelo, 1973).

### **3.8.7.1 Fenología floral**

La fenología es el estudio de las fases periódicas y repetitivas del ciclo de vida de las plantas como la floración y su variación temporal a lo largo del año en relación al clima (Mantovani *et al.* 2003)

Scholefield (1982), mencionó que las flores de los árboles tropicales como el aguacate, el litchi, la macadamia y mango presentan algún tipo de separación de los antófilos fértiles (estambres y carpelos) de las flores en la misma inflorescencia, aunque todas estas especies son monoicas. Esta separación es para que flores

femeninas tengan sus etapas separadas de las masculinas (esporogénesis) con el tiempo ya que el estigma puede ser poco receptivo cuando el polen es liberado o viceversa, El litchi tiene flores funcionalmente masculinas o femeninas en la misma inflorescencia. Aunque en algunos casos por ejemplo en el mango y en la macadamia todas las flores son perfectas o hermafroditas (Urata, 1954; Sharma y Singh, 1970). Estos autores citan que existe un porcentaje de incompatibilidad existente en estas especies. Si la autoincompatibilidad existe o no con el aguacate y el litchi, se requiere de la polinización cruzada, ya sea en el mismo árbol o entre diferentes árboles para que los frutos se desarrollen idealmente.

Dependiendo del cultivar de rambután que se trate así como de las condiciones del suelo y del clima, los árboles inician la floración y la fructificación después de 3 a 5 años (Lim, 1984). En la Península Malaya se registran dos floraciones. La primera comienza a inicios de abril y los frutos son cosechados a finales de julio. La segunda se presenta a mediados de agosto y la cosecha ocurre a mediados de diciembre. La estacionalidad de la fructificación puede deberse a un cambio drástico en el patrón de las estaciones húmedas y secas. Sin embargo, la mayoría de árboles producen frutos sólo una vez al año, algunos durante la primera estación y otros durante la segunda dependiendo la zona de cultivo. En el mismo huero los algunos árboles presentan frutos maduros, mientras que otros pueden estar justo en el inicio de la floración.

Después de la aparición de la inflorescencia, las flores que han fecundado requieren alrededor de 18 a 20 días para su apertura (antesis) y requieren de 3 semanas para desarrollar flores maduras (en promedio de 3 mm de ancho). La secuencia de la antesis de las flores ocurre acropétalmente, ambas, flores masculinas y hermafroditas se sincronizan. La antesis se presenta entre 9:00 y 11:00 horas de la mañana. Diez días después de la antesis, los estambres en las flores hermafroditas se marchitan y uno de los óvulos es fecundado y se desarrolla al interior del ovario formándose un fruto (en promedio 4 mm de ancho). Con una sola semilla estos frutos maduran 12 semanas más adelante y para entonces miden en promedio 3.5 cm de ancho y 5 cm de longitud.

En la región de Tuxtla chico y Cacahoatán, Chiapas. La floración obedece a la interacción de factores climáticos y nutimentales (Fraire, 2001). En la costa de Chiapas el periodo de floración va de enero a abril, aunque las floraciones más intensas ocurren de febrero a marzo. La época de cosecha se presenta durante los meses de junio y agosto, coincidiendo con el periodo más lluvioso del año. El rendimiento en áreas productoras en Chiapas va de 12 a 16 ton/ha de fruto fresco en plantaciones de 8 a 10 años de establecidas.

A pesar de la gran importancia del conocimiento fenológico de las especies o cultivares, éste aun es muy escaso y fragmentario particularmente en las regiones tropicales (Fournier y Charpantier 1975). Hasta la fecha, en México sólo las especies de mayor valor comercial han sido estudiadas detalladamente para su manejo, por ello resulta de particular importancia profundizar en el conocimiento de la fenología de la flora leñosa nativa y sus posibles relaciones con la precipitación (Ochoa *et al.*, 2008).

### **3.8.7.2 La flor como un proceso de desarrollo**

La flor se define como un conjunto de antofilos periánticos ligeramente vistosos, acompañados de los antófilos fértiles (donde se realiza la esporogénesis), los estambres y los pistilos (FontQuer, 1977). Por otra parte, se han identificado los genes que son reguladores de la transcripción que instruyen directamente las células de una yema para que diferencie antófilos (sépalos, pétalos, estambres y gineceo) de una flor (Greyson, 1994).

La duración del proceso de desarrollo floral en frutales tropicales y subtropicales es de 25 días, desde que la yema hasta el término del proceso de floración con la caída de los pétalos. El rápido proceso de la brotación hasta la caída de los pétalos está estrechamente relacionado con las altas temperaturas (26 a 27 °C). En regiones citrícolas del trópico florecen de 20 a 28 días después de una precipitación abundante. La duración del estado de floración desde la antesis hasta

la apertura de pétalos y la caída de los últimos pétalos, el periodo tarda 9 días aproximadamente (Orduz y Fischer, 2007).

### **3.8.8 Temperatura y humedad relativa**

#### **3.8.8.1 Temperatura diaria**

Antes que nada se expondrá una explicación del clima de la zona de estudio con base en las modificaciones hechas al sistema de clasificación climática de Köppen por García, (198), el clima correspondiente a la región de Frontera Hidalgo Chiapas es Aw'' z(w) ig: se trata de un clima tropical lluvioso cuya estación mas seca del año corresponde al invierno, es calido y subhúmedo debido a que la temperatura media anual es mayor a 22 °C y la temperatura del mes más frío es superior a los 18 °C, el porcentaje de precipitación invernal con respecto de la precipitación total anual es menor de 5 % con régimen de lluvias de verano, es isotermal debido a que la osilacion anual de las temperaturas medias mensuales es menor al 5 % y la marcha anual de la temperatura es tipo Ganges, eso significa que el mes mas caliente se presenta antes del solcticio de verano ( 22 de junio). Es decir abril (28.2 °C).

Existen varias temperaturas ambientales y las más comunes son: la diría, la mensual y la anual. La temperatura normal diaria es la temperatura media que se debería registrar en un día determinado del año, si el tiempo fuera el mismo todos los años. Si se dice que la temperatura normal del 3 de junio es de 11 °C, para un pueblo A, ello significa que, si no hubiera diferencias de tiempo de un año a otro, todos los años, el día 3 de junio debería registrarse una temperatura media de 11 °C; por lo tanto, siempre que un tres de junio se registraron una temperatura media de 11 °C se dirá que la temperatura de ese día fue normal. Puede ser que la temperatura media de un tres de junio sea más alta o más baja que la normal y se reportan los grados centígrados por encima o debajo de la normal de una localidad determinada. Para calcular las temperaturas normales diarias, se promedian las

temperaturas medias diarias disponibles durante un periodo largo de tiempo (años) tal y como se hace en climatología para las medias mensuales. De la misma manera se puede proceder para todos los 365 días del año (De fina y Ravelo, 1973).

#### **3.8.8.2 Temperatura mensual**

La temperatura normal mensual es la temperatura media que debiera registrarse en un mes dado del año, si el tiempo fuera el mismo todos los años para calcular las temperaturas normales mensuales se procede de la misma manera que la normal diaria solo que sustituyendo por el promedio de cada mes (De fina y Ravelo, 1973).

Un estudio realizado por Medina *et al.* (2012) mencionaron que el tiempo termal necesario durante el proceso de crecimiento del fruto del fruto de nanche estuvo relacionado con la temperatura prevaleciente durante dicho periodo.

#### **3.8.8.3 Temperatura anual**

La temperatura normal anual es la temperatura media que debiera registrarse cada año si el tiempo fuera el mismo todos los años. Es un valor climatológico muy usado para comparar los climas de diversas localidades, que para el agrónomo tiene un valor muy relativo a menos que se indique la normal de mes más caluroso y la del mes más frío de año (De fina y Ravelo, 1973).

#### **3.8.8.4 Temperaturas medias horarias normales**

Un aspecto muy importante en el clima de un lugar es conocer la marcha típica de la temperatura durante el día o la denominada variación diaria periódica de la temperatura (De fina y Ravelo, 1973).

El estudio de la marcha típica se efectúa para cada uno de los doce meses del año o para cada una de las cuatro estaciones; también se puede realizar para el año en conjunto, pero en este caso, su valor informativo mínimo. Las temperaturas medias horarias normales suelen ser más útiles para fines fenológicos agrícolas. Su cálculo se efectúa de tal manera que las causas que modifican la marcha diaria de la temperatura (nubes, cambios de viento, etc.) resultan minimizadas casi por completo (De fina y Ravelo, 1973).

#### **3.8.8.5 Variación diaria de la temperatura del aire**

Debido al movimiento de rotación terrestre, la temperatura del aire es diferente a cada hora del día es más elevada en las horas después del medio día y son más bajas en las horas nocturnas generalmente antes del amanecer. Esta marcha de la temperatura es bastante regular en días despejados y serenos, pero puede variar mucho debido al paso de nubes, cambio de dirección de viento, pasajes de frentes, etc. (De fina y Ravelo, 1973).

En la republica mexicana el mes mas caliente ocurre antes al solsticio de verano (22 de junio) en mayo debido a que el régimen de lluvias se establece en verano y el mes más frío es enero (García, 1978).

#### **3.8.9 Humedad atmosférica**

Aunque es invisible, en la atmosfera siempre hay vapor de agua. El vapor de agua absorbe las radiaciones térmicas; por lo tanto, el aire húmedo se calienta más que el aire seco bajo la acción directa de los rayos solares. El vapor de agua, ya sea al formarse o al condensarse produce variaciones considerables en la temperatura del aire. Un kg de vapor de agua al formarse o condensarse, puede enfriar o calentar de 1 °C 2.00 m<sup>3</sup> cúbicos de aire. La cantidad de vapor de agua existente en la atmósfera regula la velocidad con que se evapora el agua sobre la



superficie terrestre y de los mares. El vapor de agua, por su condensación o congelación, produce numerosos fenómenos meteorológicos, por ejemplo: nieves, niebla, lluvia, nieve, granizo, rocío etc.

Desde el punto de vista agrícola, el vapor de agua también es muy importante dado que este: regula la desecación de los suelos; b) Influye en la velocidad de transpiración de las plantas. Y en algún caso regula la proliferación de patógenos en los cultivos agrícolas. La cantidad de vapor de agua se registra mediante la tensión del vapor y la humedad relativa (De fina y Ravelo, 1973).

Para comprender estas dos formas de expresar la humedad del aire, es conveniente conocer la llamada humedad absoluta. Se considera como humedad absoluta de una masa de aire la cantidad de gramos de agua que se recogería de 1 m<sup>3</sup> de ese aire al producirse la precipitación total del vapor que contiene como, por efecto de un enfriamiento lo suficientemente intenso. Un metro cúbico de aire, mantenido a una temperatura determinada, puede contener cantidades muy variables de vapor de agua, por ejemplo, aire con 14 ° (de temperatura puede contener desde un mínimo de cero gramos hasta un máximo de 12 gramos. Se entiende por humedad relativa al cociente porcentual entre la cantidad de vapor de agua presente en el aire a una determinada temperatura y la cantidad máxima de vapor de agua que el aire podría contener a la misma temperatura (De fina y Ravelo, 1973). Sin embargo, Morellato *et al.* (2000), en un estudio realizado con especies arbóreas en los bosques tropicales del Atlántico del sureste de Brasil, mencionaron que el periodo de floración y de producción flujos vegetativos ocurrió poco antes del periodo de mayor humedad, relacionándolo con la longitud del día y de la temperatura.

La humedad relativa del aire presenta valores diferentes según: 1) Las horas del día; 2) Las épocas del año; 3) La altitud; 4) La latitud.

La variación diaria de la humedad relativa es muy pronunciada en casi todos los climas, especialmente en verano. La marcha diaria de la humedad relativa es inversa a la de la temperatura; ya que cuando más elevada es la temperatura mayor será la cantidad de gramos de vapor de agua que el aire puede contener. En casi

todos los lugares donde las lluvias ocurren durante la primavera y el verano la humedad relativa máxima se registra en otoño y la mínima al principio de la primavera (De fina y Ravelo, 1973).

### **3.8.10 El proceso de floración en relación con el ambiente**

La formación de yemas florales con base en las cantidades relativas de carbohidratos y nitrógeno existentes en las plantas. La realización de algunas prácticas agronómicas como el anillado, la poda de raíz, el uso de porta injertos enanizantes, etc; incrementa los niveles de carbohidratos en la planta, teniéndose como consecuencia un incremento en el número de yemas florales formadas.

Algunos autores han sugerido que el estímulo necesario para que se inicie la diferenciación floral, está determinado por sustancias producidas en las hojas, las cuales son transportadas hacia las yemas en desarrollo. Los frutos ejercen un efecto inhibitorio en la iniciación de yemas florales de especies o cultivares que presentan alternancia de producción o producción bienal. Cuando hay alta producción, se presenta una competencia entre frutos por los fotosintatos existentes, ocasionando una reducción en la disponibilidad de estas sustancias para el desarrollo de las yemas florales. Por otra parte, el desarrollo de las semillas ocasiona una alteración en el balance hormonal, ya que se sintetizan muchos promotores del crecimiento, lo que ocasiona una inhibición de la iniciación floral.

Sólo se han demostrado que el nitrógeno y el fosforo son nutrimentos que participan en la iniciación floral. Algunos autores reportaron que el fosforo y el nitrógeno incrementan la formación de flores en varias especies frutales. La iniciación floral está asociada con niveles altos de ciertos aminoácidos, y la síntesis de ellos está relacionada con la aplicación de fertilizantes nitrogenados. La aplicación excesiva de fertilizantes nitrogenados ocasiona un incremento vegetativo abundante y una reducción en la floración, sin embargo, la aplicación moderada de este elemento incrementa la formación de flores.

Algunos autores reportaron que en árboles frutales perennifolios como guayabo y cítricos, en general en especies tropicales, la sequía es un estímulo para la iniciación floral debido a la detención en el crecimiento vegetativo de la planta. Se sugiere que el periodo de sequía sea breve y posteriormente se deba mantener una humedad adecuada en el suelo.

Las temperaturas altas, así como la intensidad lumínica favorecen la iniciación floral, en muchas especies frutales, posiblemente como consecuencia de una abundante formación de reservas de carbohidratos.

## **4. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **4.1 Ubicación del huerto**

La huerta de rambután donde se realizó la investigación, se encuentra ubicada en el municipio de Frontera Hidalgo, Chiapas. Colinda al norte con los municipios de Metapa de Domínguez y Tuxtla Chico, al sur con el municipio de Suchiate, al oeste con Tapachula y al este con la República de Guatemala.

La huerta actualmente es comercial, lo árboles tiene 5 años de edad, cuenta con una densidad de siembra de 280 árboles por hectárea, con un sistema de siembra de tres bolillo, 5 m entre árbol por 7 m entre calle, los árboles son injertos del cultivar “seechampo” cuyos frutos son grandes u ovoides y de color rojo intenso en la madurez.

### **4.2 Condiciones agroclimáticas del cultivo en el municipio de Frontera Hidalgo Chiapas**

#### **4.2.1 Clima**

El municipio de Frontera Hidalgo se asienta en la Llanura Costera del Pacífico, presentando un relieve plano en su mayoría. Sus coordenadas geográficas son 14° 46" N y 92° 10" O. Su altitud es de 60 m. Según García, (1981), el clima es (Aw' z(w) ig), Tropical lluvioso, con una precipitación media anual de 2, 200 mm. La temperatura media anual es de 27 °C y la del mes más frío es superior a los 20 °C, la oscilación térmica es menor al 5% y la marcha anual de la temperatura es tipo Ganges, presentando un régimen de lluvias de verano.

## 4.2.2 Suelo

Se realizó en la huerta un perfil de suelo, posteriormente se envió al laboratorio BELTEC LABORATORIOS® con la finalidad de saber qué tipo de suelo predomina en la huerta, así como su textura, pH, MO, y la cantidad de los tres macronutrientes más esenciales como N, P y K disponibles en el suelo.

El muestreo de suelo se realizó de la siguiente manera, se obtuvieron tres perfiles de suelo con una orientación de este a oeste, el primer muestreo se realizó en el punto este de la huerta, se tomó 1 kg de suelo a una profundidad de 30 cm de la capa arable, el segundo muestreo se realizó en el punto central y el tercer muestreo se realizó en el punto oeste. Los estudios fisicoquímicos obtenidos a partir de las muestras analizadas se observan en el (Cuadro 1).

**Cuadro 1.** Estudio fisicoquímico del suelo de la huerta de rambután, Frontera Hidalgo, Chiapas. 20 de Noviembre del 2016.

Muestra	Color	Textura	pH	MO (%)	CIC (Cmol(+) kg <sup>-1</sup> )	DAP (g*cm <sup>x3</sup> )	N (%)	P (mg*kg <sup>1</sup> )	K (Cmol(+) kg <sup>-1</sup> )	Unidad de suelo	fertilidad
1	Café oscuro 5 YR	Arcillo-limoso	5.75	4.92	37.1	1.15	0.14	33.3	0.55	Cambisol	alta
2	Café oscuro 5 YR	Arcillo-limoso	5.80	4.88	37.5	1.16	0.14	33.5	0.55	Cambisol	alta
3	Café oscuro 5 YR	Arcillo-limoso	5.70	4.90	39.4	1.18	0.14	33.3	0.55	Cambisol	alta

## 4.3 Manejo de la huerta de rambután

### 4.3.1 Podas

Una de las prácticas culturales más utilizadas en la huerta de rambután son las podas, con este manejo se mantienen los árboles con porte bajo y las ramas no se cruzan entre sí, impidiendo entre los mismos la radiación solar. Con la poda se

modifica la relación parte aérea: parte radicular, dejando entonces más disponibilidad de reservas, flujo de nutrientes y agua hacia menos puntos de crecimiento que quedaron después de los cortes (Díaz, 2002).

La primera poda que se hizo en los árboles fue la de formación, esta se llevó a cabo al año de establecerse las plantas en el campo, esta poda consiste en eliminar el eje central para promover ramificaciones y tener un mayor número de puntos terminales.

Otra de las podas importantes para el manejo de la huerta es la poda después de la cosecha, esta consistió en eliminar las puntas terminales vegetativas, con el objetivo de estimular nuevos brotes encargados de producir el siguiente año, además, con esta poda se mantienen los árboles con portes bajos y así mantener las densidades de siembra en armonía.

Esta práctica agronómica realizada en la huerta de rambután como lo es la poda, se realiza de manera manual mediante ayuda de herramientas como tijeras, las cuales nos proporcionan una mayor eficiencia en la eliminación de ramas no dañándolas ni dañando a los frutos maduros (eridas mecánicas). Sin embargo, existen otras formas de realizar las podas, de manera mecánica o química; cuando es manual es tardado y caro pero preciso, mientras que el mecánico químico es rápido y de bajo costo pero no es totalmente selectivo en cuanto a que tipo de fruto debe separarse del árbol (Díaz, 2002).

#### **4.3.2 Riego**

La huerta cuenta con sistema de riego de “microaspersión” la cual se utilizó únicamente en la temporada de estiaje, esta época inicia en el mes de octubre y culmina a principios del mes mayo en algunos casos. Cada árbol cuenta con un microaspersión que está a 15 cm de la base principal del tallo, este sistema de riego es el más eficaz y utilizado en las huertas de rambután puesto que el agua cae directamente en la base del árbol y así podemos evitar la desimianación de

patógenos. Además, nos garantiza que la huerta por lo menos en esa época se encuentre controlada de arvenses.

El suministro de agua se realiza de tres a cuatro veces por semana y en casos particulares a diario, el riego por lo general se suministra en las mañanas con una duración de 5 h por aplicación. Algunos autores señalan que la planta de rambután necesita 600 L de agua por semana para llevar a cabo los procesos fisiológicos exitosamente. El suministrando de agua en los árboles es fundamental para la nutrición de la planta y evitar que se deshidrate por las altas temperaturas en la región. El crecimiento del fruto se relaciona mucho con las condiciones hídricas de la planta, si hay un déficit hídrico durante la división celular, puede resultar un menor número de células que después no podrán reponerse, en la fase de elongación celular la falta de agua en los tejidos no permitirá el crecimiento de las células afectando el tamaño final del fruto (Díaz, 2002).

Además, se aplicó un enraizador "Rotex" una vez que empezó la floración, debido a la pérdida de raíces producto del estrés hídrico sometido los árboles en noviembre del 2015 a finales de diciembre, con la finalidad de recuperar las raíces perdidas por dicha práctica. Existe una actividad competitiva entre las raíces y los procesos de las plantas, es importante mantener un equilibrio para una productividad eficiente (Díaz, 2002).

### **4.3.3 Fertilización**

En época de lluvias (junio a octubre) las aplicaciones se realizan mensualmente, aplicando solamente Urea (46-00-00) esta aplicación se realiza el día 1 de cada mes con el objetivo de estimular los flujos vegetativos encargados de producir el siguiente año. En épocas de estiaje (noviembre a abril) la fertilización se realizó en dos aplicaciones. La primera aplicación, se realizó a principios de lluvias (mayo) y la segunda aplicación se realizó a finales de lluvias (octubre), la fertilización se realizó de forma manual enterrando el fertilizante en el suelo en tres puntos diferentes de la zona de goteo, la mezcla está conformada por macro y micro

nutrientes de los cuales los más utilizados son el N, P, K y Mg cubriendo todo el proceso de floración hasta fructificación. Así mismo se realizó aplicaciones foliares de “bayfolan” para suministrarle a las plantas macros y micronutrientes como Zn y B que serán muy importantes para el llenado de frutos, esta aplicación es complementaria en la nutrición. El contenido de nutrientes en el árbol suministrados a través de la fertilización al suelo o foliar son componentes importantes en el desarrollo de los frutos (Díaz, 2002).

#### **4.3.4 Cosecha**

La cosecha de la huerta se realizó de forma manual con la ayuda de herramientas como tijeras que facilitan la labor, se corta la infrutescencia completa con la finalidad de que los frutos se conserven en buenas condiciones evitando la deshidratación, el pedúnculo se eliminando hasta que el fruto es empacado, la utilización de tijeras para la cosecha nos garantiza una mayor eficacia en esta labor. Esta práctica de cosecha se recomienda realizarla por lo general en las mañanas o bien en la tarde dependiendo que tan drástico baya hacer el corte.

### **4.4 Desarrollo del estudio**

#### **4.4.1 Muestreos y descripciones del estudio**

El muestreo del material vegetal inicio cuatro meses previo a la floración, el estudio tuvo un periodo de siete meses (octubre a mayo) concluyendo los muestreos con frutos maduros, el (Cuadro 2) representa la descripción de las fechas de muestreo y el material vegetal colectado respectivamente.



**Cuadro 2.** Descripción de las fechas de muestreos realizada en la huerta de rambután y el material vegetal colectado en el municipio de Frontera Hidalgo, Chiapas.




<b>Fechas de muestreo</b>	<b>Material vegetal</b>
1 de octubre de 2015	yema vegetativa
10 de octubre de 2015	yema vegetativa
20 de octubre de 2015	yema vegetativa
5 de noviembre de 2015	yema vegetativa
15 de noviembre 2015	yema vegetativa
30 de noviembre de 2015	yema vegetativa
10 de diciembre de 2015	yema vegetativa
20 de diciembre de 2015	yema vegetativa
31 de diciembre de 2015	yema vegetativa
15 de enero de 2016	botón floral
20 de enero de 2016	flores en antesis (floración plena)
5 de febrero de 2016	flores en postantesis
15 de febrero de 2016	frutitos estado 1
1 de marzo de 2016	frutito estado 2
1 de abril de 2016	frutito en desarrollo
25 de abril de 2016	fruto (llenado de fruto)
10 de mayo de 2016	fruto (Cambio de color)
25 de mayo de 2016	frutos maduros






El diseño experimental es de tipo longitudinal, el cual consistió en detectar el cambio de estructura de las yemas vegetativas hacia botones florales y flores, así como también del ovario y el óvulo hacia frutos y semillas a través del tiempo.






La presente es una investigación de tipo descriptiva que relaciona los procesos biológicos de la floración y los de fructificación con dos principales aspectos ambientales como la temperatura y la humedad relativa; esto para conocer el comportamiento del rambután en la región del soconusco, Chiapas y la relación






existente entre los procesos morfológicos del cultivo. Con estos dos factores, Al conocer las épocas en la que ocurre la inducción, la iniciación y la diferenciación floral, se tiene las posibilidades de eficientizar el manejo y las prácticas culturales como adelantar o retrasar la producción para obtener frutos que lleguen al mercado antes de que se presenten los máximos de producción.

**Cuadro 3.** Descripción de los muestreos hechos en una huerta de rambután por el estudio estructural de su fenología vegetativa en el municipio de Frontera Hidalgo, Chiapas.

Muestreos	Imágenes	Descripción	Días acumulados	Días entre muestreos	Días en relación con la antesis
1.- 1 de Octubre del 2015		3 yemas vegetativas	0	0	116 de preantesis
2.- 10 de Octubre del 2015		3 yemas vegetativas	10	10	106 de preantesis
3.- 20 de Octubre del 2015		3 yemas vegetativas	20	10	96 de preantesis

<b>Muestreos</b>	<b>Imágenes</b>	<b>Descripción</b>	<b>Días acumulados</b>	<b>Días entre muestreos</b>	<b>Días en relación con la antesis</b>
4. 5 de Noviembre del 2015		3 yemas vegetativas	36	15	77 de preantesis
5.- 15 de Noviembre del 2015		3 yemas vegetativas	46	10	66 de preantesis
6.- 30 de Noviembre del 2015		3 yemas vegetativas	61	15	52 de preantesis
7.- 10 de Diciembre del 2015		3 yemas vegetativas	71	10	41 de preantesis
8.- 20 de Diciembre del 2016		3 Botones florales	81	10	31 de preantesis

Muestreos	Imágenes	Descripción	Días acumulados	Días entre muestreos	Días en relación con la antesis
9.- 31 de Diciembre del 2016		3 florales en antesis	92	11	21 de preantesis
10.- 15 de Enero del 2016 Botón floral		3 flores en postantesis de rambután de 10 árboles	107	15	5 de preantesis
11.- 20 de Enero del 2016 Floración plena (antesis)		3 frutos de rambután	112	5	0
12.- 5 de Febrero del 2016 Flores en postantesis		3 frutos de rambután	128	16	16 después de la antesis
13.- 15 de Febrero del 2016 Frutito joven estado 1		3 rutos de rambután	138	10	26 después de la antesis

<b>Muestreos</b>	<b>Imágenes</b>	<b>Descripción</b>	<b>Días acumulados</b>	<b>Días entre muestreos</b>	<b>Días en relación con la antesis</b>
<b>14.-</b> 1 de Marzo del 2016  Frutito joven estado 2		3 frutos de rambután	152	14	40 después de la antesis
<b>15.-</b> 1 de Abril del 2016  Frutito en desarrollo		3 frutos de rambután	183	32	71 después de la antesis
<b>16.-</b> 25 de Abril del 2016  Llenado de fruto		3 frutos de rambután	208	25	95 después de la antesis
<b>17.-</b> 10 de Mayo del 2016  Cambio de color		3 frutos de rambután	223	15	110 después de la antesis
<b>18.-</b> 25 de Mayo del 2016  Fruto maduro		3 frutos de rambután	238	15	125 después de la antesis



#### **4.4.2 Selección de árboles y colecta de material botánico**

Se seleccionaron 10 árboles de rambután aleatoriamente todos provenientes del mismo cultivar “Seechampo”, los árboles seleccionados se marcaron con una cinta plástica para su identificación, la colecta del material botánico se realizó manualmente con tijeras que facilitaron la labor.



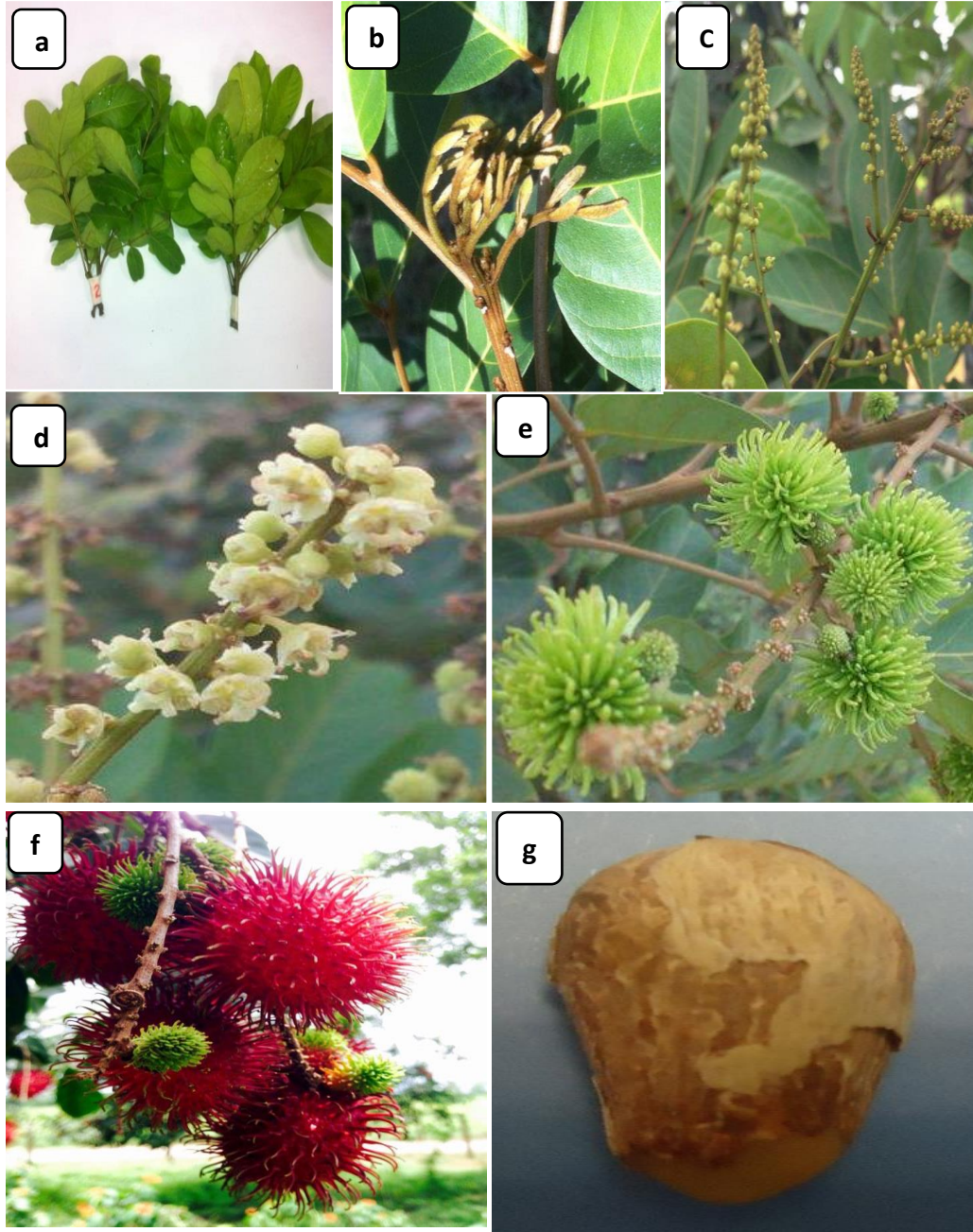
**Figura 16.** Árbol de rambután podado seleccionado para la obtención del material botánico (yemas vegetativas), cinco años de edad. Cultivar seechampo. Frontera Hidalgo, Chiapas.

#### **4.4.3 Microtecnia**

##### **4.4.3.1 Obtención de las muestras en campo**

Parara la obtención del material botánico, se colecto en cada muestreo tres yemas vegetativas por cada árbol, así mismo, se colectaron tres panículas con

botones florales, tres con flores en anthesis, tres con flores en postantesis, tres con frutitos estado 1, tres con frutitos estado 2 y finalmente tres con frutos maduros. (Figura 17).



**Figura 17.** Coleta del material botánico en campo. a-b) yemas vegetativas; c) botones florales; d) flores en anthesis; e) frutitos estado 1; f) frutos maduros; g) semilla madura.

Una vez colectado el material botánico, se almaceno en frascos con el fijador FAA (Formaldehido-acético-alcohol) para mantener las muestra en condiciones óptimas previo al procesamiento de microtecnica en el laboratorio de Anatomía Vegétal ubicado en el Colegio de Postgraduados Campus Montecillo. (Johansen, 1940; Ruzin, 1999; Sandoval, 2005) mencionaron que la fijación tiene por objeto mantener rápido a las células y conservar su estructura y ultra estructura con las menores modificaciones posibles coagulando las proteínas intracelulares sin desintegrar ni modificar su estructura general.

#### **4.4.3.2 Fijación FAA (Formaldehido-acético-alcohol)**

Esta mezcla fijadora es una de las más importantes en los estudios anatómicos y morfológicos, este fijador comúnmente se dice que es la preservación de todos los elementos general para tallos, raíces, hojas, etc; tiene una buena acción endurecedora y gran parte del material se conserva en muchos años, el formaldehido y el alcohol encogen los tejidos, mientras que el ácido acético los hincha. Puede prepararse una formula balanceada de acuerdo con la muestra, variando la concentración de ácido acético del 2 al 6 % por volumen (Curtis, 1986). La fijación de células o tejidos puede definirse como la preservación selectiva de la organización morfológica y del contenido químico, para su observación microscópica (Johansen, 1940).

De las muestras obtenidas en campo (material botánico) se toma una sección de 0.5 cm y se pone en un recipiente con fijador FAA por 12 horas mínimo: Formaldehído (10 %), Etanol del 96 (52 %), Ácido acético (5 %) y Agua destilada (33 %; Berlyn y Miksche, 1976; Curtis, 1986; Ruzin, 1999).

Los efectos de los fijadores sobre el protoplasma vivo son similares a los que ejerce sobre una solución concentrada de proteínas o nucleoproteínas, que los fijadores no coagulantes generalmente transforman en un gel transparente y los coagulantes (Curtis, 1986).



Varios factores influyen en el proceso de fijación y el principal es la autólisis ya que al subsidiar al material se desintegran las estructuras celulares y se liberan muchas enzimas hidrolíticas que degradan rápidamente la estructura del protoplasto sino se eliminan (con lavado) o se disminuye su acción (Curtis, 1986). Johansen (1940), mencionó que los pedazos de hojas delgadas se fijan en 12 horas, las hojas gruesas y los pedazos de tallos pequeños por lo menos necesitan 24 horas; las ramitas leñosas deben permanecer en esta mezcla por lo menos durante una semana antes de realizar el proceso para la inclusión. Después de la fijación con FAA no es necesario lavar los especímenes; puesto que los ingredientes de esta mezcla son solubles en los agentes deshidratantes, se remueven antes de que principie la inclusión. Sin embargo, en la práctica hemos observado mejores resultados cuando después de fijar en FAA, las muestras se lavan al chorro de agua por lo menos durante una por cada 24 horas de estar el tejido en este fijador (Sandoval, 2005).

#### **4.4.3.3 Deshidratación**

Las muestras que se encontraban con el fijador FAA fueron colocadas en canastillas plásticas para realizando un enjuague durante un tiempo de 3 minutos en agua con el fin de eliminar el exceso de y posteriormente fue sometido a una deshidratación gradual en etanol con diferentes concentraciones (creciente), el material se mantuvo inmerso en las soluciones que fueron desde 30, 40, 50, 60, 70, 80, 96 y dos veces al 100 % durante un tiempo de 4 h en cada una de estas soluciones.

Una vez deshidratado el material, se transfirió a un disolvente de la parafina, primeramente se sumergió el material a una solución de etanol (100 %) y xileno 1:1 (xilol 1:1) y seguidamente en tres soluciones diferentes de xileno al 100 % (xileno 1, xileno 2, xileno 3), durante un tiempo de 4 horas en cada solución.

El proceso de deshidratación consiste en remover al máximo el agua contenida dentro de los tejidos vegetales previamente fijados y endurecidos. La

deshidratación tiene alguna acción de lavado y en ocasiones hace al material firme, posiblemente duro y quebradizo. La deshidratación consiste en tratar los tejidos con una serie de soluciones que contienen concentraciones del agente deshidratante progresivamente incrementadas, reduciendo al mismo tiempo las concentraciones de agua (Curtis, 1986; Sandoval, 2005).

#### **4.4.3.4 Inclusión en parafina**

Posteriormente a la deshidratación gradual de las muestras, se realizó la infiltración con parafina histológica. Las muestras ya deshidratadas se metieron a una estufa de calentamiento marca Thelco® a  $60\text{ C} \pm 1\text{ C}$ , el material fue colocado en dos soluciones de parafina durante 2 días en cada solución:

Solución 1. Parafina fundida (para eliminar el exceso de xileno presente en los tejidos).

Solución 2. Parafina pura fundida (para realizar la inclusión se sumergieron las muestras en la parafina fundida).

El material fue colocado en moldes de aluminio utilizando la parafina fundida cubriendo los tejidos ya incluidos orientándolos en un plano longitudinal y finalmente se dejó solidificar la parafina.

La inclusión es la operación mediante la cual se penetra un material solidificable a un tejido deshidratado o no, con el propósito de proporcionarle firmeza para la obtención de los cortes (Sandoval, 2005). Este proceso consiste en disolver la parafina en el material aumentando gradualmente la concentración de parafina y disminuyendo la del disolvente. Después el espécimen es colectado en un bloque de parafina sólida, el bloque se hace generalmente en platos de porcelano o en bandejas de aluminio hechas a mano. Posteriormente, se da la orientación del tejido mediante el uso de agujas de disección (Berlyn y Miksche, 1976).

La parafina debe penetrar dentro de todas las células y ello se logra trabajando a una temperatura ligeramente superior a su punto de fusión. Se recomienda

mantener el tejido en parafina pura al menos durante 24 horas; este paso puede durar hasta tres días, no se debe dudar en alargar el tiempo. Cabe señalar que es más crítico reducir que alargar los tiempos recomendados. Se recomienda que la parafina permanezca en la estufa 48 horas antes de utilizarse (Sandoval, 2005). Por otro lado Curtis (1986), afirmó que un requisito para cortar satisfactoriamente los tejidos es que el medio de inclusión sea adecuado. Esto se logra mediante un reemplazo gradual del solvente con el medio de inclusión y la infiltración completa de las cavidades del tejido con el medio. El medio de inclusión no solo infiltra y sostiene internamente al tejido sino que también une al tejido a un bloque lo suficientemente fuerte como para manejarlo con seguridad durante las diversas etapas del proceso de corte. Debido a que la parafina no es soluble en agua, los tejidos que se infiltran o incluyan en ella deberán estar completamente deshidratados (Sandoval, 2005).

#### **4.4.3.5 Corte en el micrótopo**

Para hacer los bloques de parafina adecuados al tamaño y cantidad de tejido a manipular, se utilizaron moldes de aluminio delgado y flexible.

Una vez solidificado y recortados los bloques de parafina, se pegaron al bloque de madera calentando un poco la parafina y el bloque de madera, después con un metal delgado se introdujo entre la madera la parafina, posteriormente se cortaron en los cuatro costados formando una pirámide truncada en su ápice (donde se encuentra el espécimen ya orientado). Finalmente, se etiquetaron los bloques para su identificación (Johansen, 1940; Curtis, 1986; Ruzin, 1999).

Posteriormente, se procedió a cortar las muestras colocándolas en el micrótopo rotatorio, al cual, se le colocó una cuchilla y se ajustó grosor del corte deseado (10 y 15  $\mu\text{m}$ ) las muestras en forma de pirámides fueron colocadas en el micrótopo cortando a 15 micrómetros de grosor (Johansen, 1940; Curtis, 1986; Ruzin, 1999).

El proceso de corte de material incluido en parafina con el micrótopo rotatorio, comprende tres etapas fundamentales: 1) Recorte y montaje de la muestra con el tejido en el micrótopo (Berlyn y Miksche, 1976). 2) Obtención de las secciones (Curtis, 1986; Sandoval, 2005). 3) Fijación de las secciones a porta objeto (Sandoval, 2005).

#### **4.4.3.6 Adhesión de los cortes con adhesivo de cromo**

Los cortes fueron extendidos en el portaobjetos con calor (62 °C) flotando directamente en el adhesivo de cromo: gelatina (0.5 %), alumbre de cromo (sulfato de cromo-aluminio, 0.05 %), fenol (0.01 %) en agua destilada a 58 – 60 °C, hasta que la parafina con el corte se expandió quedando completamente lisa (Berlyn y Miksche, 1976). Se dejó escurrir el portaobjetos durante 20 minutos a temperatura ambiente, luego se colocaron para su secado en una platina caliente a 50 °C ± 1 °C por 12 horas. Trascurrido el tiempo, los portaonjetos fueron tetirados de la platina y se guardaron en un lugar libre de polvo para el proceso de tinción (Sandoval, 2005).

Se utilizaron portaobjetos de la marca CORNING® de 26 x 76 y un grosor de 0.8 a 1.1 mm los cuales fuero etiquetados con numero utilizando un lápiz con punta de diamante para la identificación del material.

#### **4.4.3.7 Desparafinado e hidratación**

Para este proceso de desparafinado, se sumergieron las muestras en tres soluciones de xileno puro durante un tiempo de 3 minutos, enseguida para el proceso de deshidratación se sometieron en soluciones descendentes de etanol (100 % dos veces, 96 % 76 % y 50 %) durante un tiempón de 3 minutos en cada, finalmente las preparaciones quedan listas para teñirse (Zuñiga, 2016).

#### 4.4.3.8 Tinción de safranina “O” y verde fijo

Para ser teñidas con safranina y verde fijo se **rehidrataron** en las siguientes disoluciones de etanol (graduado decrecientemente) en agua destilada: 96 %, 85 %, 70 %, 50 % y 30 % durante 2 minutos en cada una, para iniciar la **tinción** con **safranina** saturada durante 12 horas a temperatura ambiente: safranina O (0.05 %) y cloruro de sodio (2 %) en agua destilada (García-Villanueva, 1986; Haseloff, 2003).

Posteriormente se **lavó** con agua destilada durante 5 segundos y para teñir con el verde fijo se **deshidrató** rápidamente el tejido pasándolo por diferentes disoluciones de etanol graduado a concentraciones crecientes en agua destilada (durante 2 a 3 segundos): 50 %, 70 %, 85 % y 100 % (dos cambios); se aplicó con un gotero la solución de **verde fijo** directamente sobre el tejido adherido al portaobjetos: verde fijo FCF al 0.12% disuelto en etanol al 96%. Se espera a que tiñan las paredes celulares (esto ocurrió de algunos segundos a un minuto y dependiendo de la naturaleza del tejido), se escurrió el exceso de verde y se lavó con etanol absoluto durante 10 segundos (dos cambios; Berlyn y Miksche, 1976; García-Villanueva, 1986; Ruzin, 1999).

Algunas estructuras vegetales tienen coloraciones naturales que las hacen visibles, incluso cuando están finamente divididas o seccionadas. Los colorantes deben su color a la presencia de grupos específicos llamados cromóforos en sus moléculas, además de otros grupos llamados auxocromos, que ceden las propiedades de un electrolito. En solución los colorantes pueden actuar como iones positivos o negativos; los que tienen cargas (+) son colorantes básicos (por ejemplo, safranina) y los que tienen cargas negativas (-) son ácidos (por ejemplo, verde rápido FCF). Los colorantes ácidos tiñen sustancias básicas y viceversa. Los colorantes más comúnmente utilizados en botánica son safranina “O”, verde rápido FCF, hematoxilina, orange G, azul de anilina y azul de toluidina. La selección está en función de la afinidad iónica del colorante con la estructura a teñir (Sandoval, 2005).

El empleo de mezclas en algunos colorantes que contrasten se conoce como coloración de contraste o contrastada. La combinación de safranina "O" y verde rápido FCF es una coloración de contraste ampliamente utilizada en el estudio de la estructura vegetal. La safranina tiñe de rojo cutina, paredes lignificadas, nucléolos, cromatina y taninos condensados y de pardo rojizo, la suberina; mientras que el verde rápido FCF proporciona un color verde azulado a las paredes celulósicas y en tono verde violáceo al citoplasma (Sandoval, 2005).

**Cuadro 4.** Tinciones usadas en la microtecnica vegetal para la elaboración de las preparaciones histológicas del material vegetal de rambután (Sandoval, 2005).

Nombre	Concentración de la solución	Usos	Índices de coloración
Verde rápido FCF	0.15% en metilcelosolve: 100% etanol-aceite de clavo (1:1:1)	Excelente contrafranina "O". Tinción de celulosa y citoplasma. Elabórese la solución varios días antes para permitir su maduración	42053
Safranina "O"	1% en 2:1:1 metilcelosolve: etanol 95% agua destilada más 1% de acetato de sodio más 2% de formaldehido.	Tinción de lignina, cutina, suberina, quitina, cromosomas, nucleos. Con acetato de sodio se intensifica la tinción. El formaldehido actúa como mordente	50240

Finalmente, para montar se pasaron las muestras a xileno absoluto (100 %, dos cambios, durante 2 a 5 segundos) y en un tercer en vaso coplin con xileno, aquí pueden permanecer el tiempo necesario hasta su montaje con resina sintética

(Johansen, 1940). Este último se realizó aplicando de 3 a 4 gotas de la resina sobre el tejido teñido; se colocó el cubreobjetos evitando burbujas de aire. Se dejaron secar las preparaciones durante 12 horas en una platina de calentamiento a 60 °C (Johansen, 1940; Curtis, 1986; Ruzin, 1999).

El exceso de resina se elimina raspando con un navaja los alrededores del cubre objetos. Los colorantes y cualquier resto de grasa de las manos se eliminan pasando un algodón impregnado en alcohol, pasando otro algodón seco frotando toda la superficie (Sandoval, 2005).

#### **4.4.3.9 Micrografía y dibujo**

Las preparaciones limpias y secas se analizaron bajo un fotomicroscopio fotónico óptico compuesto Carl Zeiss III y se tomaron fotomicrografías adaptándole una cámara digital Paxcam USB 2.0 de los resultados. Se emplearon los objetivos de 40, 50, 100, 150 y 200x. Las imágenes fueron capturadas con la cámara y digitalizadas en la computadora usando el programa GIMP versión 2.8.14 (Johansen, 1940; Berlyn y Miksche, 1976; Curtis, 1986, Ruzin, 1999; Haseloff, 2003).

Para registrar permanentemente la imagen microscópica de un espécimen se dispone de tres sistemas básicos: 1) la microproyección; 2) los dibujos y 3) las microfotografías. En función del tamaño de la imagen resultante, existen dos tipos de fotografías: 1) fotomacrografía y 2) fotomicrografía (Sandoval, 2005). El uso de de micrografías y de electromicrografías para las ilustraciones usadas en la enseñanza y le investigación se ha convertido en una práctica firmemente establecida (Berlyn and Miksche, 1976). Por otra parte, el dibujo es una práctica bien establecida en la microtecnia vegetal. Los dibujos pueden variar desde un diagrama hecho a mano sin ayuda mecánica, hasta dibujos realizados cuidadosamente por otros medios. Tres métodos permiten obtener dibujos al microscopio 1) el ocular cuadriculado 2) la proyección, y 3) la superposición de dos imágenes, es decir la de la preparación y la del lápiz, con la ayuda de una cámara

clara, también conocida como cámara lucida, o con un tubo de dibujo (Sandoval, 2005).

## **4.5 Variables a evaluar**

### **4.5.1 Proceso de iniciación**

Se realizaron colectas de yemas vegetativas cuatro meses previo a la floración, con el objetivo de identificar la fecha en el que el meristemo apical pasa de inducción a iniciación floral. Para esta variable se realizaron muestreos de yemas apicales cada 10 días. Además, se realizaron toma de datos de dos aspectos ambientales como temperatura y humedad relativa durante el periodo de estudio para correlacionar dichos factores con el proceso de inducción floral. La iniciación floral se cree que es ocasionado por un por efecto de estímulos externos, principalmente ambientales como los son la temperatura, humedad relativa y aspecto de la luminosidad como sería la intensidad y la duración del fotoperiodo, además, este proceso fisiológico podría estar relacionado con las practicas agronómicas que se realizan en la huerta. El proceso de iniciación son los primeros cambios químicos y citológicos en el meristemo vegetativo.

Con las yemas colectadas, flores y frutos se realizó un estudio anatómico mediante el método de microtecnia (Johansen, 1940; Berlyn and Miksche, 1976; Curtis, 1986; Ruzin, 1999; Sandoval, 2005). Para observar en el microscopio los cambios en el domo apical.



#### **4.5.2 Proceso de diferenciación**

Los muestreos para la identificación de esta variable van incluidos en los dos anteriores (iniciación e inducción) debido a que no se observa a simple vista cuándo se presenta este fenómeno anatómico.

La organogénesis floral (comprende la formación desde el cáliz hasta el gineceo incluyendo el óvulo y los gametófitos). El signo más evidente de la diferenciación floral es el aplanamiento del domo del meristemo apical.

#### **4.5.3 Proceso de floración**

En este proceso sólo se estudiaron (etapas fenológicas en el desarrollo de la floración, desarrollo de la inflorescencia (ramificaciones, etc.) realizando cortes longitudinales de las yemas apicales.

Además, se estudió los aspectos anatómicos y morfológicos relacionados con los gametofitos masculinos y femeninos maduros. Después de las observaciones anatómicas se tomará fotomicrografías en las cuales se basaron las descripciones ontogénicas correspondientes.

#### **4.5.4 Proceso de fructificación**

Se describió el proceso de fructificación (desarrollo del fruto) realizando por el método de microtecnia (Johansen, 1940; Berlyn y Miksche, 1976; Curtis, 1986, Ruzin, 1999; Sandoval, 2005) cortes longitudinales de los espiternos y semillas en desarrollo y pared del frutito, posteriormente se describió anatómicamente y se tomaron fotografías que ilustran los resultados encontrados.

En cuanto al fruto maduro, se describió la estructura anatómica del pericarpio, para poder implementar prácticas postcosecha que eviten la deshidratación y por lo consiguiente el ennegrecimiento del pericarpio (cáscara).

#### **4.5.5 Temperatura ambiente y humedad relativa**

El registro de la temperatura y humedad relativa inició cuatro meses previo a la floración el 1 de octubre del 2015, la duración de las mediciones tuvo un periodo de siete meses, culminando el 25 de mayo del 2016, cubriendo así, todos los procesos de inducción, iniciación y diferenciación floral hasta fructificación, monitoreando horicamente las temperaturas; registrando la temperatura máxima y mínima durante el día así como también monitoreando la humedad relativa y registrando el porcentaje más alto y más bajo durante el día mediante un datalogger digital de la marca HOBO® instalado en la huerta.

#### **4.5.6 Prácticas culturales relacionadas con la fenología del cultivo.**

Se correlacionaron las prácticas culturales que se realizan en la huerta como: riego, estrés hídrico, podas y fertilización con la fenología del cultivo antes de la inducción hasta la cosecha.

## 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 5.1 Manejo de la huerta en el ciclo agrícola de junio 1 (2015) – julio 31 (2016)

Las prácticas agronómicas realizadas en el periodo de junio 2015 a julio 2016 fueron las siguientes: en periodo de estiaje (octubre a mayo), el riego se realizó diariamente durante de 5 h, con el manejo del riego podemos adelantar o retrasar la cosecha, pues cuando los árboles se someten a un estrés hídrico (suspendiendo el riego el 1 noviembre del 2015 hasta el 31 de diciembre), los árboles empiezan a florecer, una vez que la floración fue homogénea se reanuda nuevamente el riego para que los frutos alcancen un tamaño homogéneo para el mercado: 30 g. El crecimiento del fruto se relaciono mucho con las condiciones hídricas de la planta, si hay déficit hídrico durante la división celular, ello puede resultar en un menor número de células. En la fase de elongación celular la falta de agua en los tejidos no permitirá su crecimiento afectándose el tamaño final del fruto (Díaz, 2002). El suministro de agua en la floración se realizó con una duración de 5 a 8 h cada tercer día hasta que el fruto llego a su tamaño y color comercial el cual es rojo intenso, esto currió entre 10 y el 25 de mayo.

Durante el estiaje la fertilización en la huerta, se realizó mensualmente aplicando 100 g de urea (46-00-00) en el área de goteo de los árboles, posteriormente se encendió el sistema de riego (microaspersión) para incorporar el fertilizante al suelo, la aplicación se realizó el día 1 de cada mes, con el propósito de estimular la formación de brotes con yemas que se encargaran de producir las flores y los frutos en el siguiente ciclo productivo (2016). El contenido de nutrientes en el árbol suministrados a través de la fertilización al suelo o foliar es un componente importante en el desarrollo de los frutos debido a que desde la formación del fruto hasta la cosecha la planta absorbe el 87 % de los nutrientes suministrados antes de la floración.

En época de lluvias la fertilización consiste en una mezcla con: P, K y Mg se realizó en dos aplicaciones: a principios de lluvias (mayo) y a finales (octubre). Esta fertilización es muy importante debido a que se realizó durante todo el periodo de fructificación. Periodo en el que el fruto demanda nutrientes esenciales como: N, P, K, B y Zn para un desarrollo adecuado. (Mitra, 2002) mencionó que los niveles bajos de N junto con el P, B y Zn limitan la producción (Mitra, 2002). El Fósforo (P) juega un papel importante en la transferencia de energía, siendo muy esencial para la fotosíntesis y para otros procesos químico-fisiológicos en la planta (Canovas y Díaz, 1993).

Uno de los elementos más importantes en la fertilización es el K porque le proporciona al fruto mayor cantidad de vitamina C, mejora el color del fruto y aumento en el tamaño. Así mismo, se realizaron aplicaciones foliares de “bayfolan” para suministrarle a la planta macros y micronutrientes los cuales son fundamentales en el metabolismo vegetal y le confieren calidad a los frutos mejorando el rendimiento (Gross, 1992). Los micronutrientes regulan la formación de auxinas como el ácido indolacético y por lo tanto la división celular (Díaz, 2002). Es importante mencionar que se realizó una aplicación de enraizadores Rotex® después del estrés hídrico debido a las pérdidas de raíces que ocurrió durante dicho periodo.

El suministro de agua diariamente es importante para el llenado de los frutitos en desarrollo hasta su maduración y es crítico en áreas con alta porosidad del suelo debido a la rápida lixiviación de agua. Para el cultivo de litchi, (Lim y Diczbalis 1998; Menzel, 2001) mencionaron que el riego regular y la fertilización promueven el crecimiento vegetativo en temperaturas cálidas. Si embargo, podemos afirmar en base a los resultados obtenidos en la investigación, que el comportamiento en rambután no es similar con lo antes mencionado en litchi.

Chaikiattiyos *et al.* (1994), mencionaron que existe un efecto interdependiente entre el suministro de agua y la temperatura en la inducción floral

en los cultivos tropicales y subtropicales como: litchi (*Litchi chinensis*), limón (*Citrus limon*), aguacate (*Persea americana*) y mango (*Mangifera indica*). Orduz y Fischer, (2007), mencionaron que la floración en frutales tropicales como mandarina y arrayán se inicia dos semanas después de la precipitación pluvial la cual desencadena el proceso inductivo, en la tercera semana se presenta la antesis, y finaliza entre la cuarta semana con la caída de pétalos y del estigma. Dato que no coincide con los resultados obtenidos en esta investigación, puesto que la floración se dio a los 80 días después del estrés hídrico.

La cosecha se realizó del 10 al 25 de mayo del 2016, esta labor hace manualmente cuando el fruto alcanzó su madurez fisiológica y comercial. La maduración en rambután consiste en el cambio de la coloración (de verde a rojo) del pericarpio y el aumento en tamaño y peso. Sobre todo por el aumento en el parénquima de reserva de arilo dentro del fruto. El proceso de maduración implica diferentes fases que deben cumplirse en toda su magnitud por un fruto climatérico, para poder ofertar un producto de calidad comercial y comestible. La cosecha consistió en cortar la infructescencia desde su eje principal y coleccionar luego, los frutos individuales maduros.







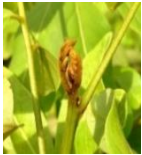





Una de las prácticas agronómicas más importantes en el manejo de la huerta, es la poda, esta se realizó 15 días después de la cosecha, esta práctica consistió en despuntar las ramas que no produjeron con el fin de estimular nuevos brotes quienes serán los encargados para producir el siguiente año. De no realizarse esta poda la próxima producción puede tardar hasta 4 a 5 meses (Figura 18).



**Figura 18.** Rama productora del año 2016 (podada) y yema vegetativa en cargada de la producción del siguiente año 2017.

Acontinuación, el (Cuadro 5) nos muestra las prácticas culturales realizadas en la huerta como: podas, nutrición y manejo, deacuerdo a las estaciones del año en la región y su relación los aspectos ambientales.

**Cuadro 5.** Prácticas culturales realizadas en la huerta de rambután de junio, 2015 a mayo, 2016. Frontera Hidalgo, Chiapas y su relación con tres factores climáticos.

Estado fenológico	Lluvia	Lluvia	Lluvia	Lluvia	Lluvia - Estiaje	Estiaje
						
	<b>Jun -2015</b>	<b>Jul -2015</b>	<b>Ago -2015</b>	<b>Sep -2015</b>	<b>Oct -2015</b>	<b>Nov -</b>
Prácticas agronómicas y de manejo	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Aplicación de Urea.</li> <li>• Cajeteo</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Aplicación de Urea.</li> <li>• Cajeteo</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Aplicación de Urea.</li> <li>• Cajeteo</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Aplicación de Urea.</li> <li>• Cajeteo</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Riego</li> <li>• Aplicación de N, P y K</li> <li>• Cajeteo</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Suspensión de Riego (estrés hídrico).</li> </ul>
Temperatura media (°C)	27 °C	27 °C	28 °C	27 °C	27 °C	26 °C
HR media mensual	71	70	72	68	69	68
PP total mensual (mm)	33.0	33.0	32.5	32.0	32.7	33.7
Estado fenológico						
	<b>Dic -2015</b>	<b>Ene -2016</b>	<b>Feb -</b>	<b>Mar -</b>	<b>Abr -2016</b>	<b>May -2016</b>
Prácticas agronómicas y de manejo	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Suspensión de riego (estrés hídrico)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Suministro de agua.</li> <li>• Aplicación de enraizador.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Suministro de agua.</li> <li>• Aplicación de enraizador.</li> <li>• Aplicación foliares</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Suministro de agua.</li> <li>• Aplicaciones foliares</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Suministro de agua.</li> <li>• Aplicaciones foliares</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Suministro de agua.</li> <li>• Cosecha.</li> <li>• Poda</li> </ul>
Temperatura media (°C)	27 °C	26 °C	27 °C	28 °C	29 °C	28 °C
HR media mensual (%)	71	70	68	66	67	70
PP total mensual (mm)	32.5	31.2	32.0	33.2	33.0	33.5

## 5.2 Relación del ambiente con el cultivo de rambután

Se registraron dos aspectos ambientales como temperatura (t) y humedad relativa (hr), con el objetivo de describir la fenología de la fructificación. Las temperaturas y la Humedad Relativa fueron registradas horariamente durante todo el estudio (ocho meses).

En el siguiente cuadro se muestra las condiciones ambientales registradas como: temperatura y humedad, durante el periodo de estudio (Cuadro 6).

**Cuadro 6.** Relación de los factores ambientales con la fechas de muestreo.

<b>Muestreos</b>	<b>Temperatura media del día (°C) (de 6 am a 5 pm)</b>	<b>Temperatura media de la noche (°C) (de 6 pm a 5 am)</b>	<b>Temperatura media diaria</b>	<b>H R del día 24 hrs. (%)</b>
1.- 1 de octubre del 2015	31.9	27.5	29.7	70.9
2.- 10 de octubre del 2015	30.0	27.7	28.8	68.9
3.- 20 de Octubre del 2015	30.3	26.2	28.2	70.8
4.- 5 de noviembre del 2015	29.1	25.5	27.3	73.2
5.- 15 de noviembre del 2015	30.5	26.7	28.6	69.1



<b>Muestreos</b>	<b>Temperatura media del día (°C) (de 6 am a 5 pm)</b>	<b>Temperatura media de la noche (°C) (de 6 pm a 5 am)</b>	<b>Temperatura media diaria</b>	<b>H R del día 24 hrs. (%)</b>
6.- 30 de noviembre del 2015	29.8	25.0	27.4	71.0
7.-10 de diciembre del 2015	30.2	26.9	28.5	67.5
8.- 20 de diciembre del 2016	31.9	27.3	29.6	69.7
9 .- 31 de diciembre del 2016	30.1	27.7	28.9	68.4
10.- 15 de enero del 2016	29.5	25.6	27.5	67.0
11.- 20 de enero del 2016	30.9	26.4	28.6	67.3
12.- 5 de febrero del 2016	30.6	27.0	28.8	68.9
13.- 15 de febrero del 2016	31.3	27.1	29.2	70.7
14.- 1 de marzo del 2016	31.1	29.2	30.1	68.8

---

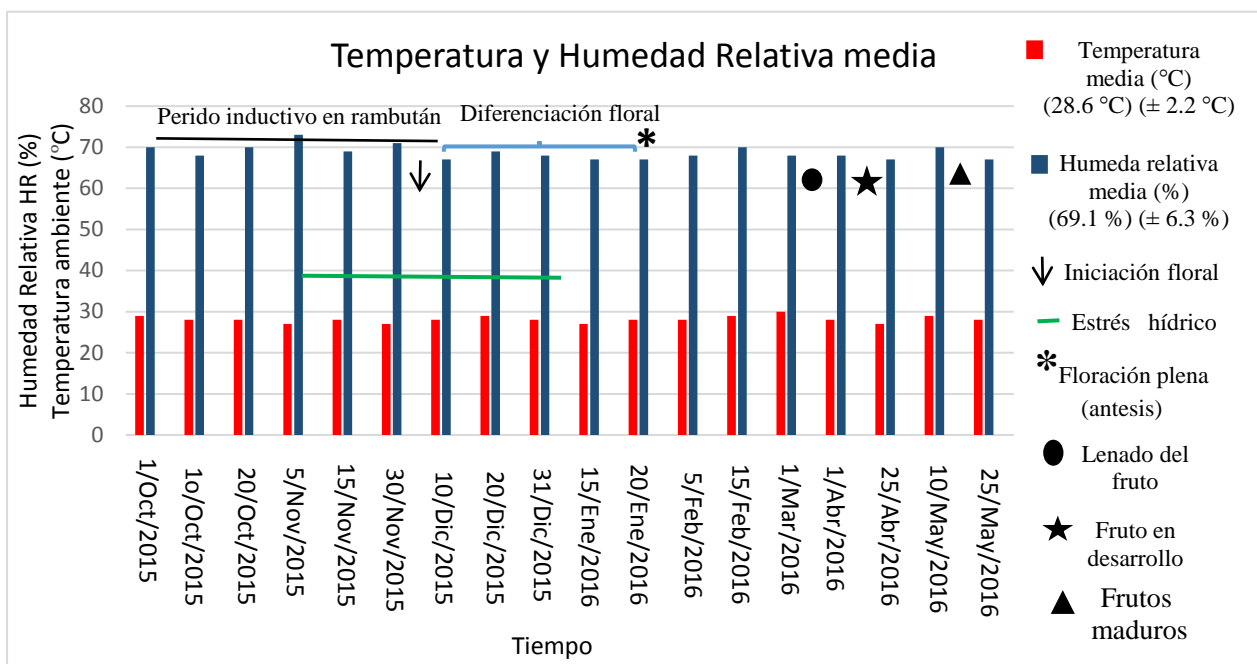
<b>Muestreos</b>	<b>Temperatura media del día (°C) (de 6 am a 5 pm)</b>	<b>Temperatura media de la noche (°C) (de 6 pm a 5 am)</b>	<b>Temperatura media diaria</b>	<b>H R del día 24 hrs. (%)</b>
15.- 1 de abril del 2016	30.9	26.5	28.7	69.2
16.- 25 de abril del 2016	29.4	26.3	27.8	67.0
17.- 10 de mayo del 2016	30.7	27.7	29.2	70.1
18. 25 de mayo del 2016	29.2	27.4	28.3	67.5

---

El comportamiento de la temperatura ambiente y la humedad relativa en la región de estudio fue homogéneo debido a que se trata de una zona tropical y no se registraron variaciones considerables para sospechar la inducción de los árboles a la floración, en el periodo yemas vegetativas hasta la cosecha hubo una variación entre  $\pm 2.2$  °C y  $\pm 6.3$  % de humedad relativa. Por lo tanto, estos dos aspectos ambientales no influyeron en la inducción floral. Si no, esta ocurrió debido al estrés hídrico al que se sometieron los árboles durante un periodo de dos meses iniciando el 1 de noviembre del 2015 hasta el 31 de diciembre. Dato que coincide con un estudio realizado en Colombia por (Arias *et al.* 2016), en el cual mencionaron que el estrés hídrico durante un periodo de dos meses promueve la inducción floral en

rambután. Por lo anterior, el rambutan siendo de la misma familia que el litchi no presenta un comportamiento igual, autores como (Nakata y Watanabe, 1966; Lahav (1981); Morton 1987; Menzel y Simpson, 1988; Menzel, 2001) mencionaron en diferentes estudios que los árboles de litchi requieren un periodo de bajas temperaturas de de 15 a 20 °C para la inducción floral. En lichi existe una correlación entre la floración y el grado de latencia antes del periodo de inducción floral (Menzel, 1983). Por otro parte, cabe mencionar que no se hizo correlaciones de la fenología con la temperatura, ya que en las regiones tropicales esta variable es estadísticamente similar a lo largo del año (Ochoa *et al.* 2008).

Los árboles reaccionan fisiológicamente ante las condiciones ambientales donde se desarrollan (Rodríguez, 2008). Por otro lado, diversos autores como (Nakata y Watanabe, 1966; Lahav (1981); (Menzel y Simpson, 1988; Menzel, 2001) mencionaron en diferentes estudios que los árboles de litchi requieren un periodo de bajas temperaturas para la inducción floral, así como también el árbol de longan (Sapindaceae) (Pham *et al.* 2015). Si embargo, el rambutan siendo de la misma familia que el litchi, se afirma que no reaccionó a dichos factores debido a que no existieron altas variaciones de temperatura ( $\pm 2.2$  °C) y ( $\pm 6.3$  %) de humedad relativa para la inducción floral (Gráfica 1).




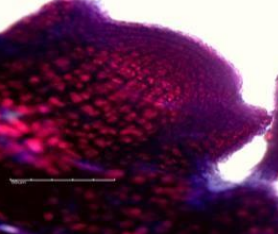
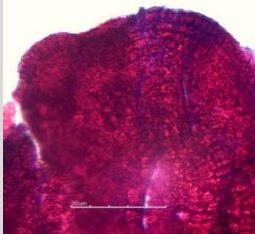

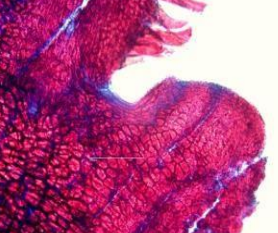
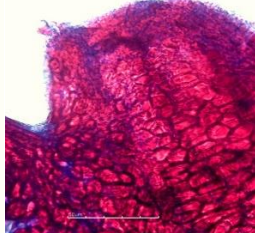

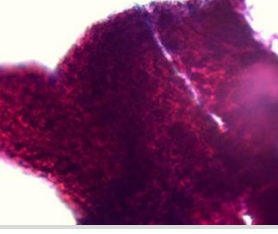
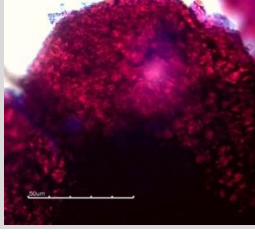

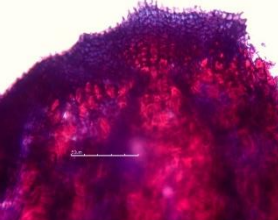
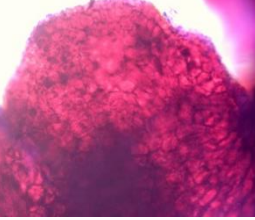
**Gráfica 1.** Temperatura y humedad relativa medias registradas durante el periodo de yemas vegetativas hasta fructificación en rambután que va de octubre (2015) a mayo (2016), en Frontera Hidalgo, Chiapas.

El tiempo durante el proceso de crecimiento del fruto de nanche siendo un clutivo tropical, está relacionado con la temperatura prevaleciente durante dicho periodo (Medina *et al.* 2012). Sin embargo, el rambután no está relacionado con la temperatura, debido a que no existió una variación considerable durante el proceso de desarrollo ( $\pm 2.2$  °C). En especies tropicales la iniciación floral se presenta en diferentes épocas del año, y la duración de la diferenciación floral se presenta en periodos de tiempos más cortos en relación a los frutales de clima templado debido a que necesitan la acumulación de horas frío para que ocurra la diferenciación floral (Morelos, 2008).


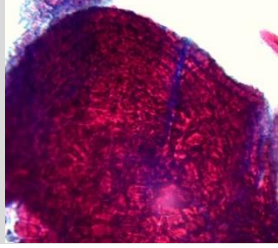
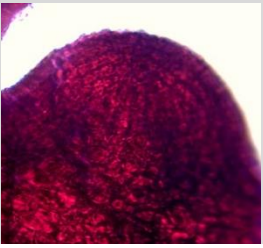

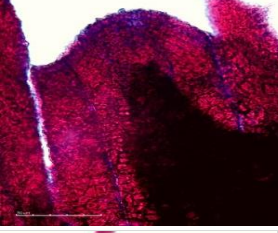
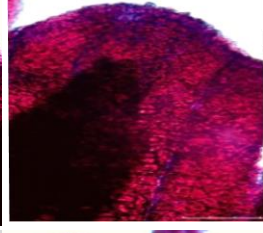

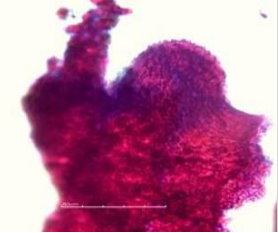
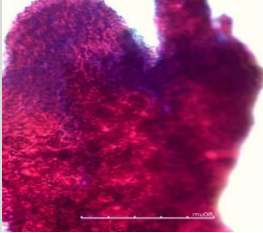

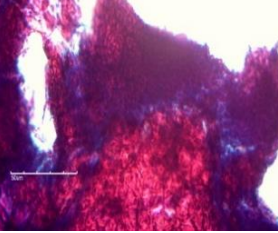
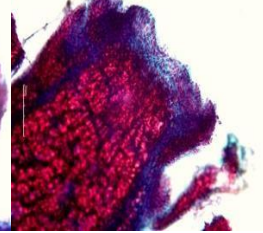

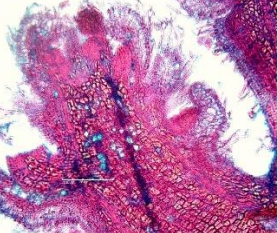
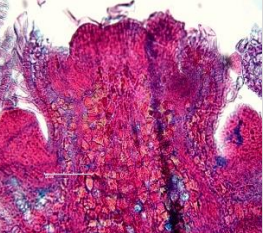

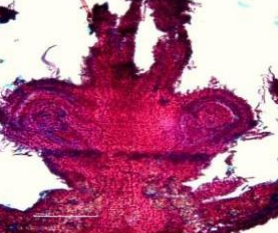
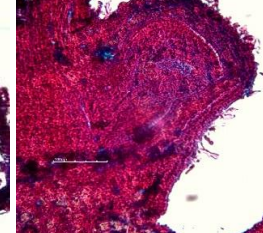
El litchi, por lo general, se cree que necesita un período de latencia vegetativa para iniciar las yemas florales. Al parecer, esta latencia puede ser inducida por varios factores incluyendo las bajas temperaturas como ya se menciono anteriormente, la falta de humedad en el suelo, la fertilización, o por la síntesis de algunas fito-hormonas como las auxinas (Menzel, 1983). A continuación


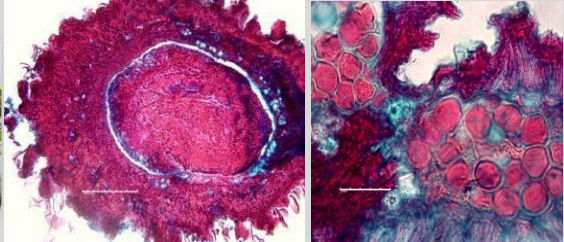

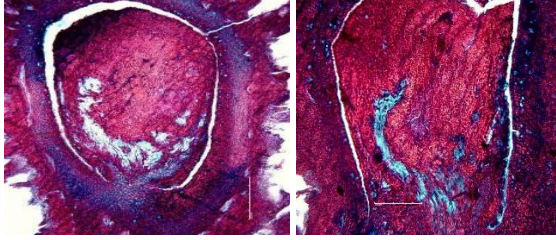

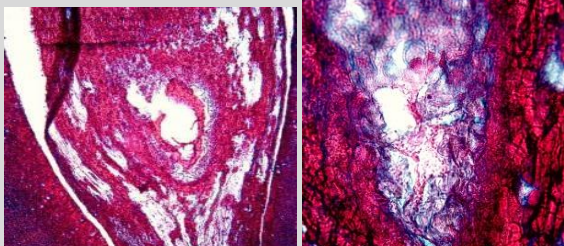


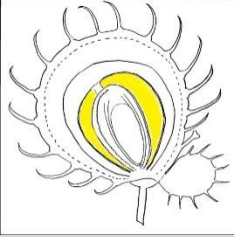

el (Cuadro 7) nos muestra los aspectos macroscópicos y anatómicos del estado de las yemas vegetativas, flores y frutos en diferentes estdos fenológicos durante el periodo de estudio.

**Cuadro 7.** Evolución anatómica de las yemas apicales, de las flores y de los frutos del rambután desde preantesis a cosecha.






Fechas de Muestreo	Fotos externas de yemas	Anatomía		(T) °C media diaria	(HR)% media diaria
1.- 1 de Octubre del 2015 (Yema apical)				29.9	70.4
2.- 10 de octubre del 2015 (Yema apical)				28.5	68.9
3.- 20 de Octubre del 2015 (Yema apical)				28.0	70.8
4.- 5 de Noviembre del 2015 (Yema apical)				27.9	73.2



<b>Fechas de Muestreo</b>	<b>Fotos externas de yemas</b>	<b>Anatomía</b>		<b>(T) °C media diaria</b>	<b>(HR)% media diaria</b>
5.- 15 de Noviembre del 2015 (Yema apical)				28.7	69.1
6.- 30 de Noviembre del 2015 (Yema apical)				27.3	71.0
7.- 10 de Diciembre del 2015 (Yema apical)				28.4	67.5
8.- 20 de Diciembre del 2015				29.0	69.7
9.- 31 de Diciembre del 2016				28.6	68.4
10.- 15 de Enero del 2016 Botón floral				27.4	67.0

<b>Fechas de Muestreo</b>	<b>Fotos externas de yemas</b>	<b>Anatomía</b>	<b>(T) °C media diaria</b>	<b>(HR)% media diaria</b>
11.- 20 de Enero del 2016 Floración plena (antes)			28.9	67.3
12.- 5 de Febrero del 2016 Flores en postantesis			28.8	68.9
13.- 15 Febrero del 2016 Frutito joven estado 1			29.0	70.7
14.- 1 de Marzo del 2016 Frutito joven estado 2			30.7	68.8
15.- 1 de Abril del 2016. Frutito en desarrollo (formación del arilo)			28.8	69.2
16.- 25 de Abril del 2016 Llenado de frutos			27.3	67.0



<b>Fechas de Muestreo</b>	<b>Fotos externas de yemas</b>	<b>Anatomía</b>	<b>(T) °C media diaria</b>	<b>(HR)% media diaria</b>
17.- 10 de Mayo del 2016  (Cambio de color)			29.2	70.1
18.- 25 de Mayo del 2016  (fruto maduro)		  	28.3	67.5

Además, el cuadro anterior nos muestra la fecha de la iniciación floral. Por otra parte, nos muestra la fecha de floración plena de la huerta, también nos muestra las fechas de los diferentes estados fenológicos del fruto, el inicio de la formación del arilo, el desarrollo del fruto, el llenado, y el cambio de color hasta la maduración. Las fechas antes señaladas, son importantes para implementar en la huerta un manejo adecuado y eficiente, con base en estos resultados se puede adelantar o retrasar la producción, dependiendo del interés comercial. Todos los datos obtenidos son importantes para la nutrición, el riego y la poda.

En el cultivo de rambután la inducción floral se da a través del estímulo producto del estrés hídrico al que se sometieron los árboles el 1 de noviembre del 2015 hasta el 31 de diciembre. Estos resultados coinciden con diversos autores quienes en diferentes estudios mencionan que el estrés hídrico promueve la inducción floral en litchi (Menzel 1983). En frutales tropicales Davenport, (2000). Y que el efecto del estrés hídrico en la inducción floral depende de la severidad y el tiempo al que se somete la planta Parra-Quezada (2008). La inducción floral en rambután se dio a los 30 ó 40 días después de la suspensión de riego en la huerta.



La alta humedad del suelo antes de la iniciación floral promueve el crecimiento vegetativo, mientras que la baja humedad del suelo restringe el crecimiento vegetativo y promueve la floración (Menzel, 1983).

La temperatura, la humedad del suelo, la nutrición de los árboles y el genotipo probablemente interactúan para controlar el patrón del flujo vegetativo y la iniciación floral (Menzel, 1983).

### **5.3 Aspectos fisiológicos relacionados con la floración**

Una vez emergidas las flores en la panícula del rambután, la presencia de agentes polinizadores se hace notar, uno de los insectos más observados durante la floración fueron las abejas. Las cuales son los polinizadores más importantes en este y otros cultivos. Stern y Gazit (1996), afirmaron que el conocimiento del desarrollo sexual de las flores del litchi es útil para el manejo de agentes polinizadores. Las abejas (*Apis mellifera*) son los agentes más eficientes (Osuna *et al.* 2008).

La superposición completa en la polinización por lo general ocurre cuando dos cultivares diferentes se siembran juntos (Stern *et al.* 1996). Por lo tanto, con este sistema parece que hay una ventaja considerable asegurando con ello la presencia de polen con alelos diferentes para evitar la endogamia. Las parcelas mixtas mejoran el rendimiento de los cultivares que se benefician debido a la polinización cruzada. Los registros de las liberaciones máximas de polen son durante la mañana en Sapindáceas (Chaturvedi y Saxena, 1965). Las flores femeninas se mantienen receptivas durante un periodo de 3 días a partir de la antesis.

Es importante implementar en las huertas de rambután, sistemas de producción que incrementen el porcentaje de polinización, una alternativa es la implementación de diferentes cultivares de la misma familia para promover la polinización cruzada evitando así la endogamia, teniendo como resultado mejor

tamaño de los frutos. Otra alternativa es implementar en la huerta agentes polinizadores como abejas para favorecer la polinización.

Sin embargo, la baja polinización puede ser afectada por factores climáticos adversos. En estudios realizados por Lahav y Zamet, (1999), en árboles de aguacate mencionaron que la caída de flores se ve fuertemente influenciada por factores meteorológicos como velocidad del viento. Por lo anterior, es importantes implementar barreras vivas alrededor de la huerta para que frenen la velocidad del viento y evitar el exceso de caída de flores por este fenómeno.

#### **5.4 Fenología de la transformación de las yemas vegetativas a reproductivas y su relación con algunos aspectos ambientales.**

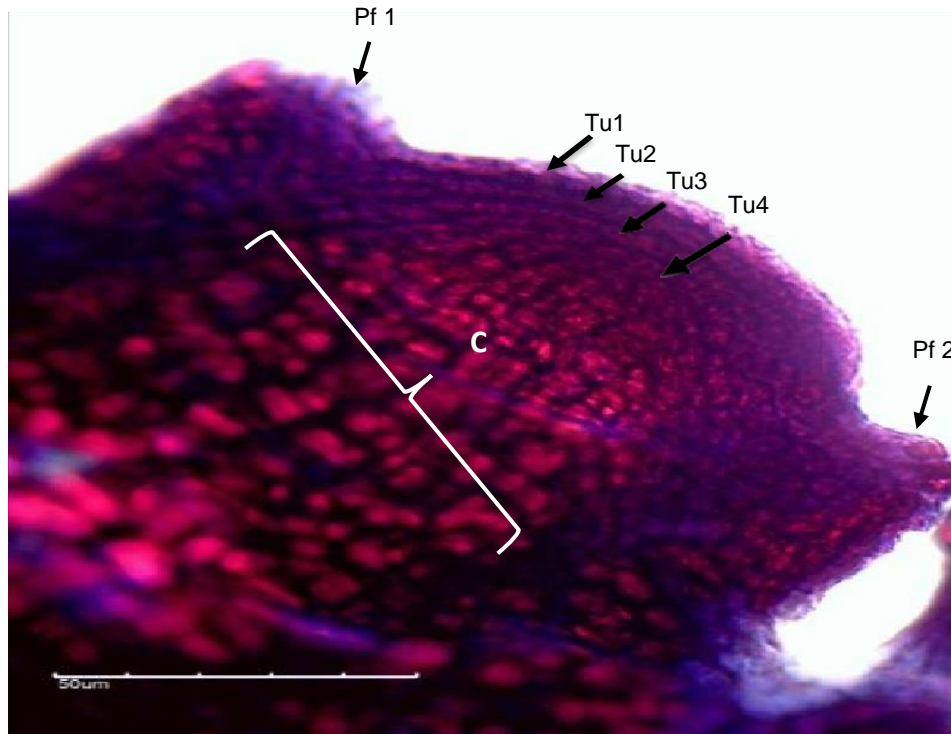
Se colectaron yemas vegetativas previas a la floración con el objetivo de determinar las fechas en las que ocurre los procesos de iniciación y diferenciación floral; el primer muestro inició el 1 de octubre del 2015, cuatro meses previo a la floración de la huerta,

Las yemas vegetativas de rambután presentan diversas escamas por lo general son de color café oscuro; estas juegan un papel importante en la formación de la yema floral ya que además de protección, poseen la función de almacenamiento de nutrimentos dado que presentan un parénquima interepidermico abundante. Por otro lado, la inducción floral esta asociada con otros eventos fisiológicos de la planta alterando el contenido de almidón que acompañan a la iniciación de brotes florales (Díaz, 2002).

##### **5.4.1 Yema vegetativa**

Cuando meristemo apical se encuentra vegetativo se observaron los 3 estratos celulares que forman las túnicas de igual manera que en litchi, y el domo presenta forma convexa (Morelos, 2008). El meristemo apical vegetativo de

rambután presenta hasta 4 estratos celulares que conforman las túnicas (Figura 19) se observan dos primordios foliares con una filotaxia alterna, también se observó corazón parenquimático y el manto meristemático bien desarrollados. Esta estructura anatómica nos indico el cambio del meristemo de vegetativo a reproductivo; este último formará la inflorescencia apical del rambután.

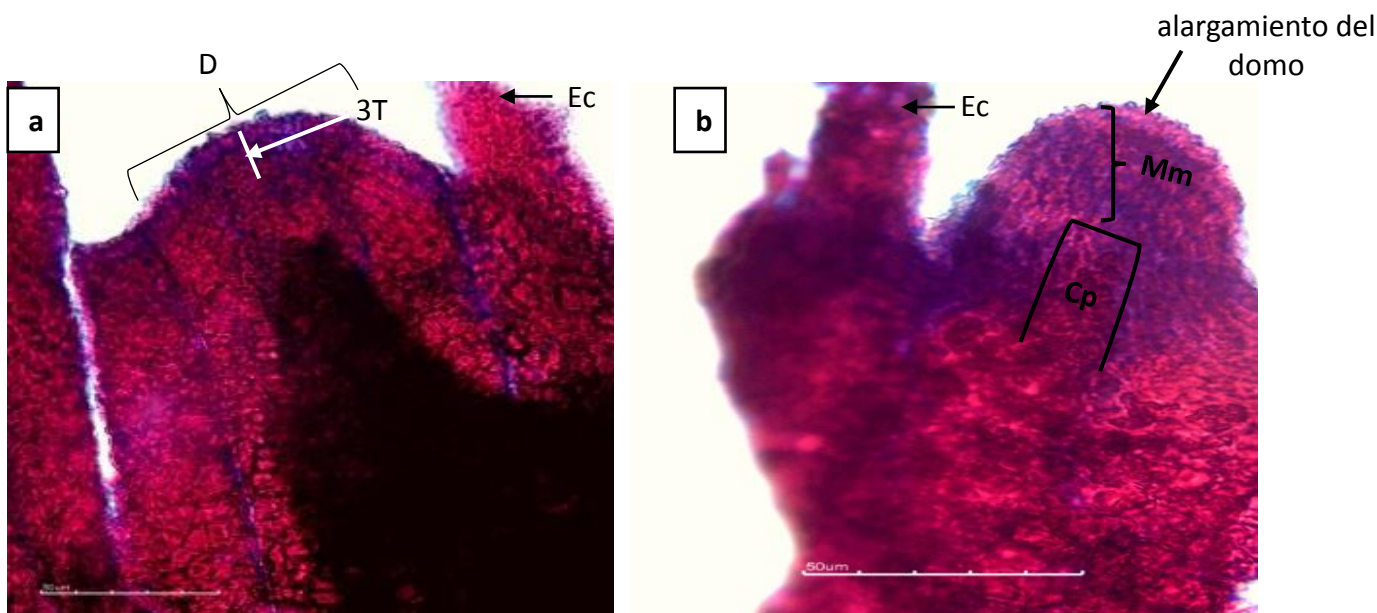


**Figura 19.** Meristemo vegetativo de rambután a 116 ddp (días de preantesis). Frontera Hidalgo, Chipas. Escala: 50  $\mu$ m. C= Cuerpo; Pf= Primordio foliar; Tu= Túnicas.

Cuando las yemas se encuentran vegetativas, podemos observar en los cortes anatómicos que las células del manto meristemático se dividen anticlinalmente, cada estrato de la tónica se origina a partir de un grupo de células iniciales separadas y el cuerpo tiene su propio conjunto de iniciales de bajo de las de las tónicas. En otras palabras, el número de hileras de células iniciales es igual al número de estratos de la tónica más una, las iniciales del cuerpo (Esau, 1976).

#### 5.4.2 Iniciación floral

El proceso de iniciación floral se observó el día 10 de diciembre del 2015 (55 días de preantesis) (Figura 20b) en esta fecha se observaron los primeros cambios en el meristemo apical, como el aplanamiento y alargamiento del domo marcando la iniciación floral. Según Sivori, (1980) definió la iniciación floral como los primeros cambios anatómicos en el meristemo apical pasando de vegetativo a reproductivo.

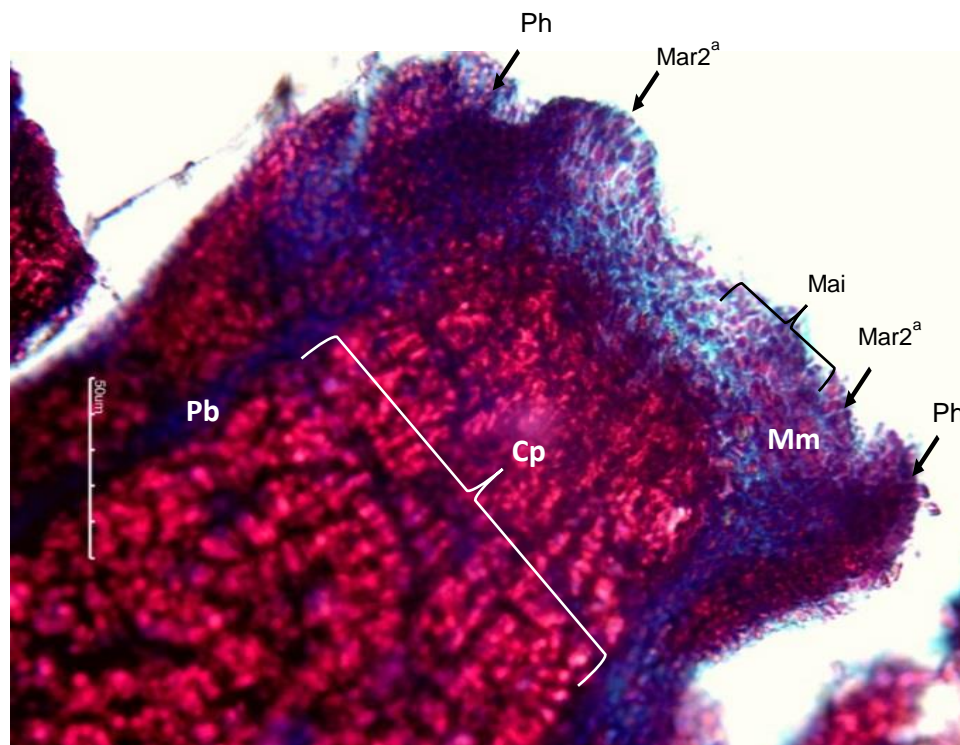


**Figura 20.** Corte longitudinal de la yema vegetativa de rambután. Acotaciones: (a) Domo aplanado 55 ddp, (b) Domo alargado 41 ddp. Cp= Corazón parenquimático, D= Domo; Ec= escama; Mm= Manto meristémico, 3T= Túnica. Escala: a,b : 50 µm.

En el siguiente muestreo que corresponde al día 20 de diciembre del 2015, los meristemos apicales pasaban de iniciación a diferenciación floral, el domo se encontraba totalmente aplanado y se observan los primordios inflorescenciales o hipsófilos, presentando una filotaxia alterna (Figura 21). Los hipsófilos presentan un papel importante en el desarrollo de las flores puesto que de sus yemas axilares brotarán los ejes secundarios y luego de los hipsófilos des estos ejes brotarán los terciarios de cuyas yemas axilares de sus hipsófilos se formarán las flores. La

iniciación floral comprende los primeros cambios estructurales y funcionales que dan lugar a la formación de las partes florales o inflorescenciales (Sivori, 1980).

En algunos casos cuando el ápice vegetativo recibe la señal para diferenciarse hacia una yema floral, se presentan una serie de cambios fisiológicos, ocurriendo una actividad mitótica general modificándose en su estructura histológica. En algunas especies, encontraron que durante la transición del meristemo vegetativo a reproductivo, los estratos de la túnica que rodean al cuerpo en el mesristemo vegattivo se reducen de cuatro a dos o uno (la protodermis) en el meristemo reproductivo.



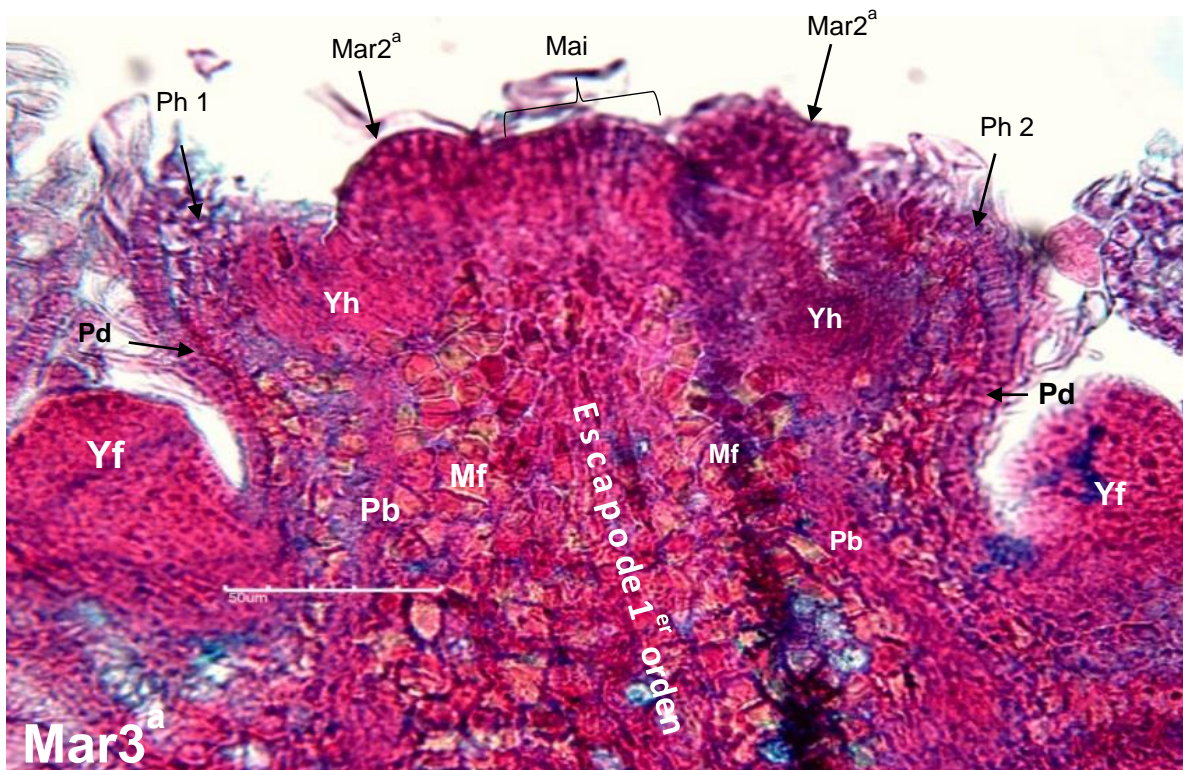
**Figura 21.** Cp= Corazón parenquimático; Mm= Manto meristemático; Pb= Procámbium; Mai= Meristemo apical de la inflorescencia; Mar2<sup>a</sup>= meristemo apical de las ramificaciones secundarias de la inflorescencia, Ph= Primordio de hipsófilo. Escala: 50 µm.

Cuando el meristemo conserva una condición vegetativa. Presenta cuatro estratos de células en la túnica que rodea el cuerpo, y al pasar a la condición reproductiva, su número se reduce a uno.

### 5.4.3 Diferenciación floral

El día 31 de diciembre del 2015 (21 días de preantesis) se observó que el 100 % de las yemas colectadas se encontraban completamente diferenciadas, así mismo, se observó el meristemo apical de la inflorescencia, en la cual observaron los primordios de hipsófilos con sus respectivas yemas axilares, quienes darán origen a las flores. La inflorescencia presentó procámbium, el cual, es un tejido meristemático que origina al sistema vascular primario conformado por xilema y floema, finalmente todas estas estructuras están unidas o asociadas al eje principal de la inflorescencia denominado: escapo de primer orden; también se observaron los tejidos meristemáticos como: protodermis y meristemo fundamental, quienes serán los encargados de formar al sistema dérmico y al fundamental respectivamente en la inflorescencia madura (Figura 22). La iniciación en las inflorescencias se caracteriza por la elongación del meristemo apical formando los ejes secundarios, luego ocurrió el desarrollo de los primordios meristemáticos laterales, a partir de los cuales se forman los ejes terciarios, en donde se forman las flores (Osuna, 2000). Seguramente hacia la base de la inflorescencia del rambután se forman ramificaciones de tercer orden y hacia el apice sólo de segundo orden como aparece en la (Figura 22).

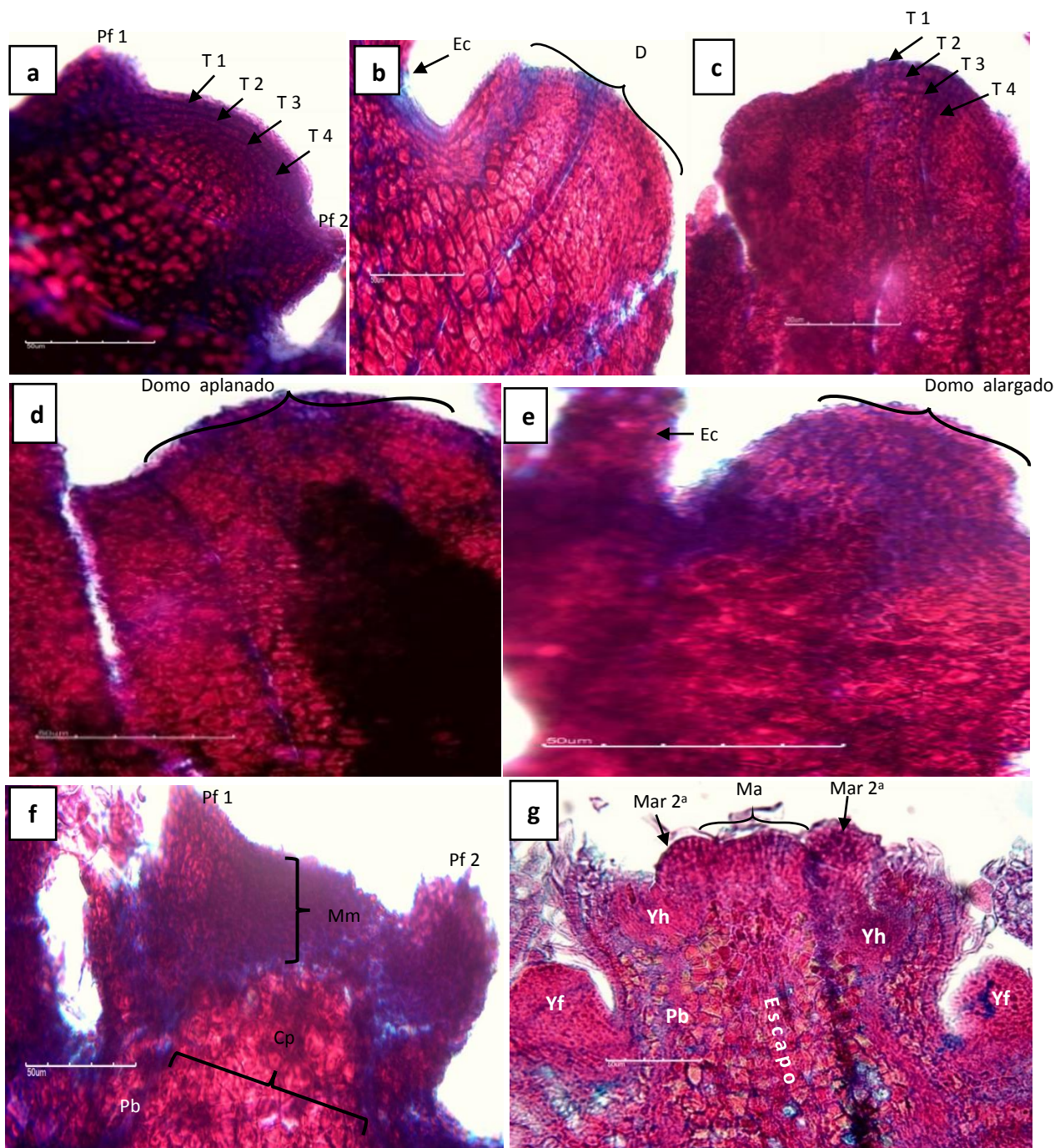




**Figura 22.** Meristemo apical de la inflorescencia de rambután a 21 ddp. Acotaciones: Mai= Meristemo apical de la inflorescencia; Mar2<sup>a</sup>= Meristemo de la ramificación secundaria de la inflorescencia; Mar3<sup>a</sup>= Meristemo apical de la ramificación terciaria de la inflorescencia; Mf= Meristemo fundamental; Pb= Procámbium; Pd= Protodermis; Pf= Primordio foliar; Yf= Yema floral; Yh= Yema de hipsófilo. Escala: 50 μm.

A continuación, la (Figura 23) nos muestra el desarrollo anatómico de las yemas reproductivas (Figura 23a), el proceso de iniciación (Figura 23e), hasta la inflorescencia (Figura 23e). Por su parte, Morelos (2008), mencionó que después de que las yemas hayan recibido la señal inductiva, el primer cambio fisiológico detectable en ella es un aumento de ADN y ARN e inmediatamente después comienzan a detectarse los cambios histológicos.

El signo más evidente de la diferenciación es el aplanamiento del domo del meristemo apical (Figura 23), como consecuencia de una actividad mitótica en su periferia (Esau, 1976).

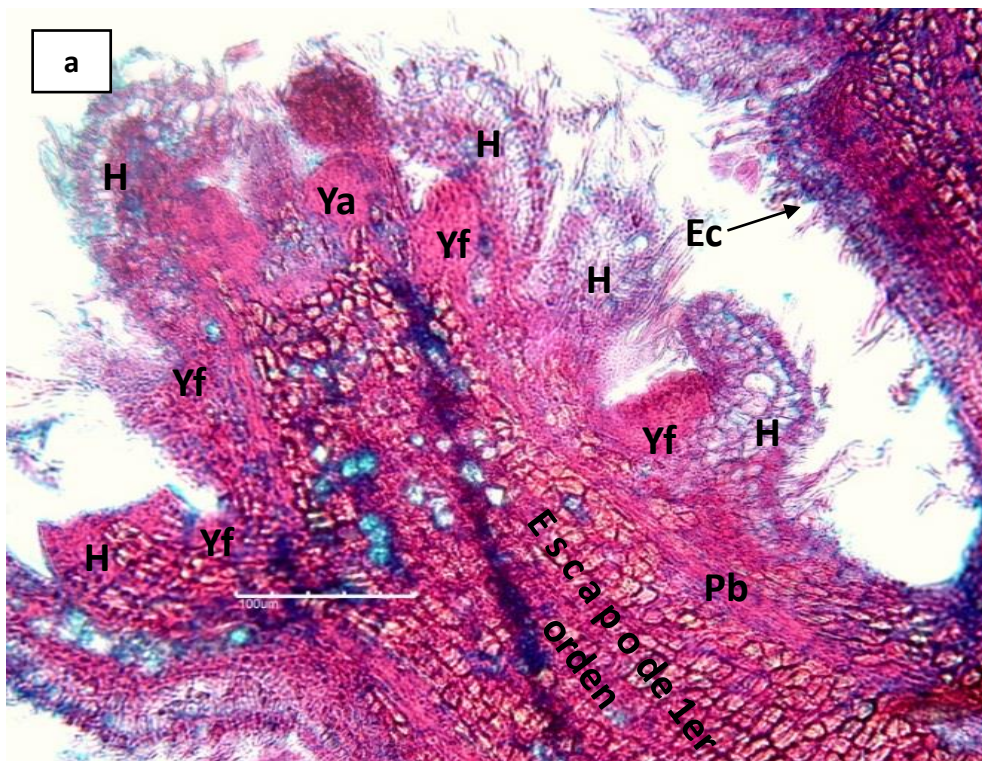


**Figura 23.** Proceso de diferenciación floral en rambután (*Nepelium lappaceum* L.). Cortes longitudinales (a) Yema vegetativa 116 ddp; (b) Yema vegetativa 96 ddp; (c) Yema vegetativa 66 ddp; (d) Domo aplanado 52 ddp; (e) Domo alargado (iniciación) 41 ddp; (f) Meristemo en diferenciación 31 ddp; (g) Meristemo apical de la inflorescencia 21 ddp. Acotaciones: D= Domo; Ec= Escama; Ma= Meristemo apical; Mar 2<sup>a</sup>= Meristemo apical de la ramificación secundaria; Mm= Manto meristemático; Pf= Primordio



floral; Ph= Primordio foliar; Pr= Procámbium; T= Tunica; Yf= Yema flora.  
Escala= a,b,c,d,e,f,g : 50  $\mu$ m.

El rambután presenta una inflorescencia al igual que otros frutales como el litchi, el mango, y el aguacate. Las flores emergen a partir de la ramificación terciaria y los frutos quedan sujetos al raquis terciario mediante un pedúnculo formando una infrutescencia, la (Figura 24) nos muestra la anatomía de un corte longitudinal de la yema en diferenciación inflorescencial (21 días de preantesis). La iniciación de la inflorescencia en litchi se caracterizó por la elongación del meristemo proveniente de las yemas axilares de las brácteas que dan origen a los ejes secundarios de la inflorescencia (Morelos, 2008). En en mango la formación de la inflorescencia es muy parecida a la del rambután. El eje principal de la inflorescencia se alarga y ramifica a partir de las yemas axilares de hipsófilos para formar los ejes secundarios formando luego protuberancias meristemáticas provenientes de las yemas axilares de los hipsófilos de los ejes secundarios que darán origen a los ejes terciarios (Osuna, 2000).

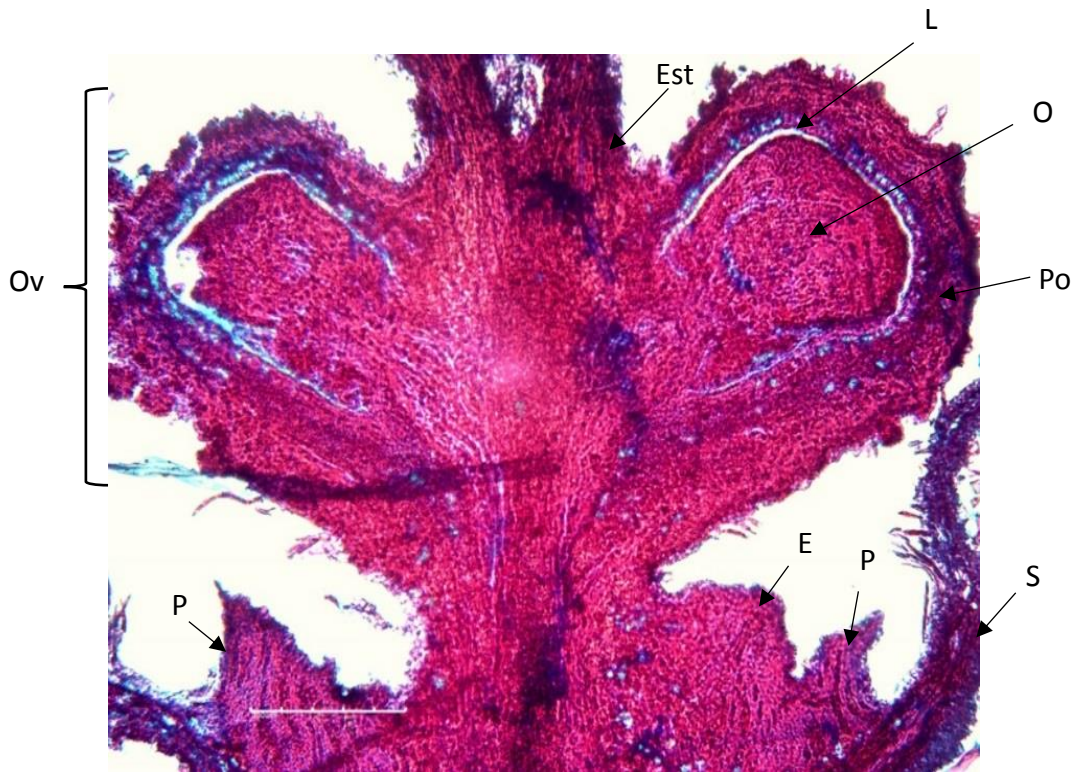


**Figura 24.** Anatomía de las inflorescencias de rambután (*Nephelium lappaceum*). Cortes longitudinale de la yema diferenciada. Acotaciones: Ec= Escama; Pb= Procambium; H= Hipsófilo; Ya = Yema apical; Yf= Yema floral. Escala: 100  $\mu$ m.

## 5.5 Desarrollo y transformación de la flor, el fruto y la semilla

### 5.5.1 Flor

Se colectaron flores en antesis el 25 de mayo del 2016, con el objetivo de observar los procesos morfológicos relacionados con el desarrollo de flor hasta fruto, el rambután presenta una flor con gineceo bicarpelar, que contiene un sólo un óvulo en cada carpelo. Posteriormente, cuando se desarrolla el fruto sólo un carpelo continúa creciendo con una semilla en su interior y el otro cesa su desarrollo y queda rudimentario (abortivo) adherido al pedúnculo. A este fenómeno se le ha identificado en el presente trabajo, como una separación carpelar posgénita. Así mismo, se le conoce también como una separación esquizógena, la cual, significa una separación como consecuencia del desarrollo del fruto (Figura 25). La información encontrada en los cortes anatómicos coinciden con un estudio realizado por (Nacif *et al.* 2001), quienes mencionaron que el ovario del litchi (*Litchi chinensis* S.) presenta dos óvulos y un septo muy desarrollado el cual divide al ovario en dos lóculos. Cada lóculo contiene un óvulo y es anátropo bitegumentado, en el inicio del desarrollo del fruto los dos carpelos comienzan a desarrollarse, sin embargo, uno cesa su desarrollo y solo uno llega a la madurez permaneciendo unidos al mismo pedúnculo. En *Handeliodendron bodinieri* (Sapindaceae) el ovario es súpero, trilocular, con placentación axial; el fruto de este cultivar es una drupa de color verde cuando es joven y rojo a palido cuando es maduro (Cao *et al.* 2008).



**Figura 25.** Vista general del gineceo de rambután en corte longitudinal. Floración plena (antes). Acotaciones: E= Estambres; Est= Estilo; L= Lóculo; O= Óvulo; Ov= Ovario; P= Pétalos; Po= Pared del ovario; Rs= Rudimento seminal; S= Sépalos. Escala: 50  $\mu$ m.

El rambután presenta una flor con gineceo bicarpelar sincárpico, que en la madurez sólo un óvulo se desarrolla en un carpelo y el otro queda rudimentario, este fenómeno provoca el desarrollo de un solo fruto unicarpelar separándose postgénitamente del otro carpelo. Las observaciones encontradas en esta investigación coinciden con (Pham *et al.* 2015), quienes mencionaron que en longan solo un un óvulo se desarrolla hacia la madurez en fruto. Así mismo, se le conoce como una separación esquizógena, la cual, significa una separación como consecuencia del desarrollo del fruto. Las información encontradas a través de los cortes anatómicos realizados también coinciden con un estudio realizado por (Nacif *et al.* 2001), quienes mencionaron que el ovario del litchi (*Litchi chinensis* S.) presenta dos óvulos y un septo muy desarrollado el cual divide al ovario en dos lóculos. Cada lóculo contiene un óvulo siendo anátropo y bitegmico. Cao *et al.*

(2008), en *Handeliodendron bodinieri* (Sapindaceae) el ovario es súpero, trilocular, con placentación axial que hacia la madurez se desarrollara en una drupa. Resultados que difieren con lo encontrado en esta investigación. Los resultados encontrados, también son similares con (Li y Nian, 2009), quienes citaron que el gineceo de *Delavaya toxocarpa* (Sapindaceae) se forma con 2 ovarios y dos óvulos, uno por cada lóculo.

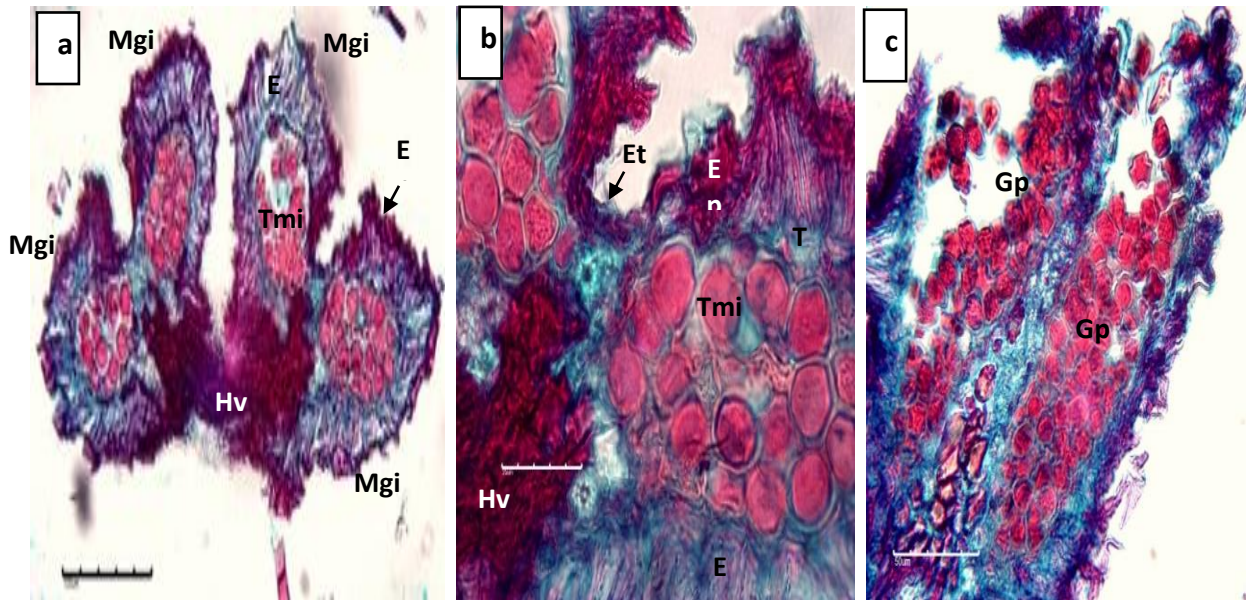
La antera del rambután presenta cuatro microsporangios (Figura 26a), y un pistilo bien desarrollado. Los microsporangios se encuentran rodeados por el tapete el cual no está muy desarrollado (delgado), dato que coincide con Zini *et al.* (2012), quienes mencionaron en un estudio realizado en *Lepidopetalus melicoccus* (Sapindaceae) que el tapete es delgado y secretor. En *Cardiospermum grandiflorum* el citoplasma de las células del tapete muestra: un retículo endoplásmico rugoso, vacuolas, mitocondrias, ribosomas y dictiosomas en abundancia (Solis *et al.* 2010). La principal función del tapete es transformar los nutrientes del tejido vascular, que presenta una gran actividad metabólica, sintetiza muchos precursores como la esporopolenina. La pared de la antera está formada por la epidermis la cual es poco desarrollada, el endotecio consta de dos estratos intermedios (Figura 26b).

Los microsporangios presentan tétradas de microsporas y un endotecio engrosado. Dato que coincide con González y *et al.* (2014), quienes mencionaron que el endotecio en litchi en esta fase, se encuentra engrosado y está formado por células rectangulares, tangenciales, angostas y binucleadas (Figura 26a). El endotecio en (*Lepidopetalus melicoccus*) presenta un engrosamiento fribilar y en la anthesis las microsporas son uninucleadas (Zini *et al.* 2012).

El inicio de la **microgametofitogénesis** ocurrió poco antes de la liberación de los granos de polen de la antera (Figura 26c). En esta etapa los granos de polen son gametofitos jóvenes o inmaduros porque están incompletos aún en su desarrollo pues no han formado los gametos masculinos o células espermáticas mediante la mitosis de la célula generativa. El grano de polen de rambután es triporados, observación que coincide con González *et al.* (2014) en *Allophylus*



*edulis* (Sapindaceae) quienes mencionaron que el grano de polen triporado, es decir, el grano de polen es esférico-triangular. El polen esta compuesto por dos células, una grande llamada vegetativa y en su interior otra pequeña con doble membrana llamada generativa, esta última presenta su propio núcleo mientras la célula vegetativa presenta membrana simple y doble pared celular (intina y exina).

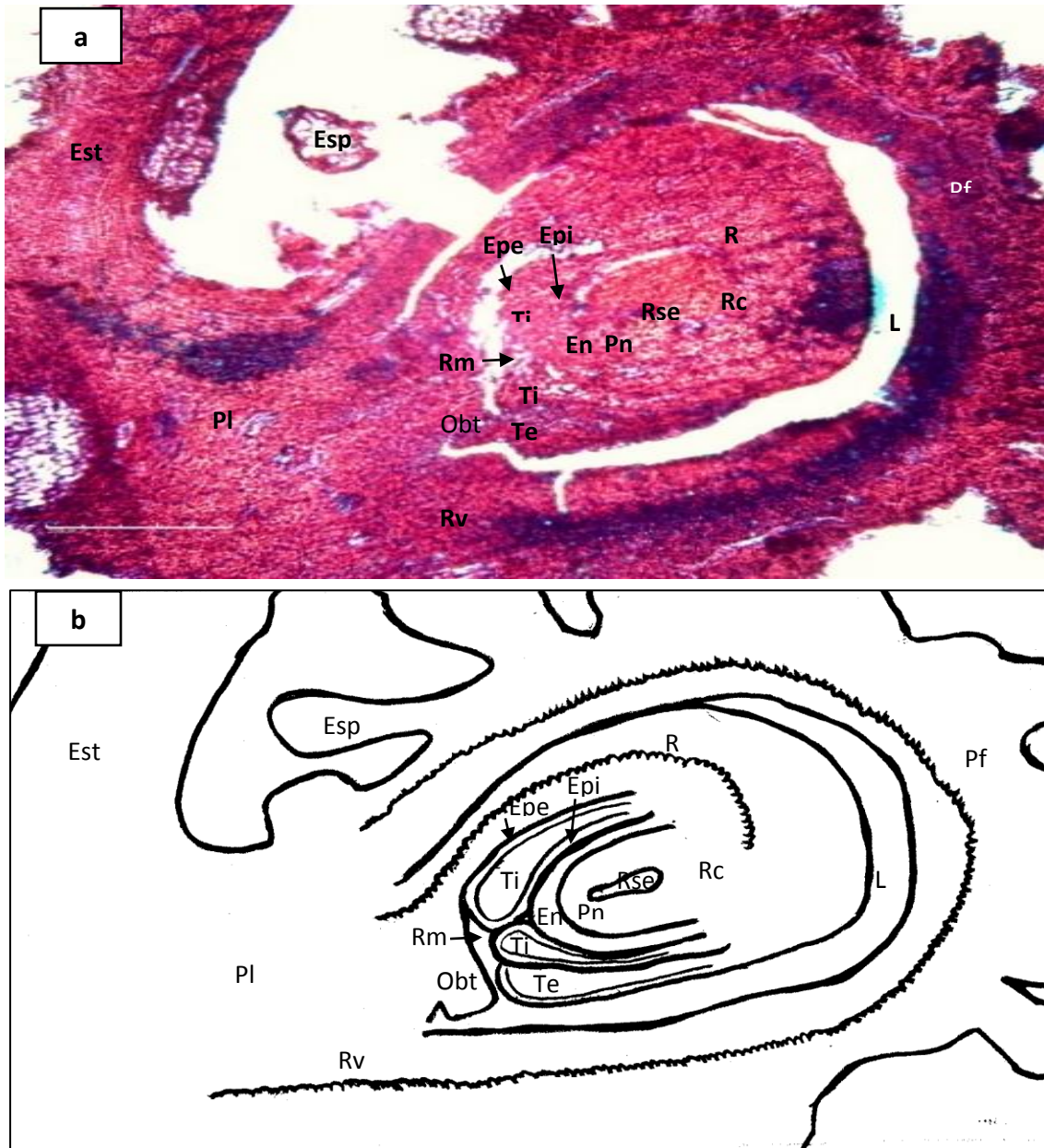


**Figura 26.** Corte transversal de antera de flor estaminada en antesis de rambután (*Nephelium lappaceum* L.). Floración plena (antesis). (a) Plano longitudinal de antera en donde se observan 4 microsporangios; (b) Endotecio en plano transversal; (c) Antera dehiscente con granos de polen. Acotaciones: Ed= Endotecio; Ep= Epidermis; Et= Estomio= Gp= Granos de polen Hv= Haz vascular; Mgi= Microsporangio; Tmi= Tetradas de microsporas. Escala: a= 50  $\mu$ m, b= 100  $\mu$ m, c= 50  $\mu$ m.

El proceso de la fecundación inicia con la germinación del grano de polen en el estigma. La formación de las dos células espermáticas ocurrió como consecuencia de la división mitótica de la célula generativa, dando como resultado la formación de un gametófito masculino maduro con dos gametos y una célula del tubo polínico, este es el fin de la microgametofitogénesis. Una vez ocurrido la penetración de las dos células espermáticas al citoplasma de la sinérgida finalmente ocurre la

singamia que es el proceso de fusión de núcleos, el de la ovocélula con el de una célula espermática formando al cigoto, luego el núcleo de la otra célula espermática se fusiona con el de la célula central para formar la célula endospermica primaria. Con este se forma el embrión y el endospermo respectivamente (Figura 27). Lo antes descrito es muy similar con lo mencionado por (Russell, 1992; Bhojwani y Bhatnagar, 2000). El tubo polínico en su alargamiento forma un canal en el estilo y en la parte superior del ovario (Weckerle y Rutishauser, 2005).

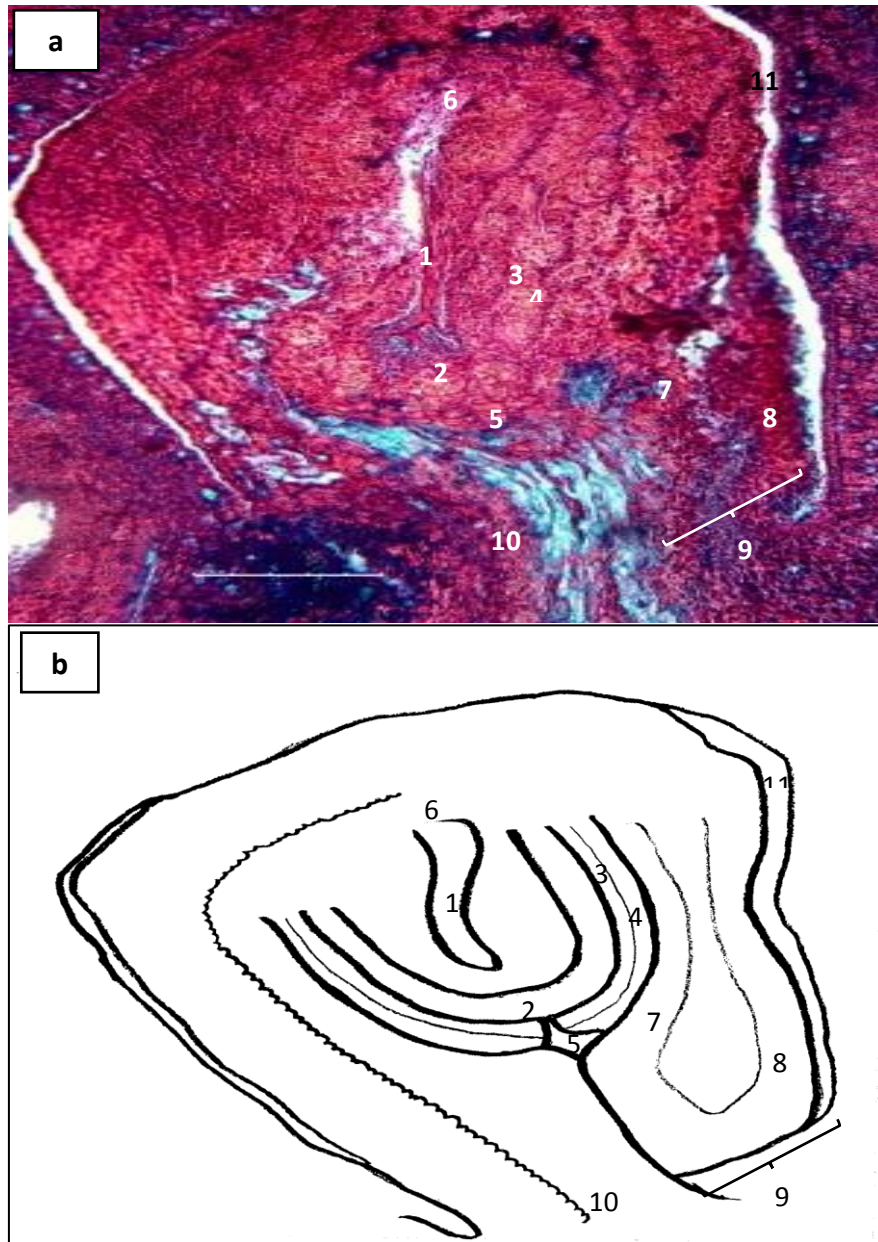
Así mismo, se realizaron colectas de flores en postantesis el 5 de febrero del 2016, se encontraron restos de estilo y se observó en el óvulo: la región del saco embrionario, el parénquima nucelar, la epidermis nucelar multiestraficada, la epidermis interna, la externa y el parénquima interepidémico del tegumento interno, así como la epidermis interna, la externa y el parénquima interepidémico del tegumento externo, la región micropilar y calazal del saco embrionario, la placenta, el lóculo, la pared del frutito el cual dará origen en la madurez al pericarpio, y finalmente el inicio del desarrollo de los espiternos. El óvulo se encuentra unido a la placenta del ovario por un apéndice denominado: funículo (Johri *et al.* 2014). El obturador se encuentra cerca de la región del micrópilo (Nacif *et al.* 2001). Datos que coinciden con lo observado en la (Figura 27).



**Figura 27.** Anatomía del ovario y del óvulo del rambután en postantesis (16 días después de antesis). (a) Corte longitudinal de la flor en postantesis; (b) Esquema de la flor de rambután en corte longitudinal. Acotaciones: En= Epidermis nucelar; Epe= Epidermis externa del tegumento interno; Epi= Epidermis interna del tegumento interno; Esp= espiternos; Est= Estilo; L= Lóculo; Obt= Obturador; Pf= Pared del fruito; Pl= Placenta; Pn= Parénquima nucelar; R= Rafe; Rc= Región calazal; Rm= Región micropilar; Rse= Región del saco embrionario; Rv= Región del tejido vascular; Te= Tegumento externoTi= Tegumento interno. Escala: 50  $\mu$ m.

En la (Figura 28a) se observó el inicio del desarrollo de los espiternos quienes crecen en longitud hacia la madurez del fruto, también se observó la región vascular que está conectada con la rafe y llega hasta la región calazal del óvulo. Li y Nian, (2009), mencionaron que el ovario de *Delavaya toxocarpa* está cubierto de tricomas glandulares los cuales desaparecen hacia la madurez del fruto, información que no coincide con las observaciones en esta investigación. Por otro lado Nacif *et al.* (2001), mencionaron en litchi que el óvulo es anátropo y bitegumentado presentando un corto y amplio funículo, y un obturador cerca de la región del micrópilo. Información que si coincide con los resultados encontrados. El óvulo se compone de dos unidades separadas de desarrollo: el funicular o unidad basiovular que da lugar a la rafe, la calaza y el tegumento externo. Sin embargo, Cao *et al.* (2008), mencionaron en *Handeliodendron bodinieri* (Sapindaceae) que el óvulo es bitégmico, campilótropo y sin hipóstasia. Por otra parte, Johri *et al.* (2014), mencionaron que la nucela se desorganiza lisogenicamente durante el crecimiento del saco embrionario. Según FontQuer, (1977), hipóstasia se define como un aparato que se diferencia junto al extremo del saco embrionario opuesto al micrópilo y está constituido por varias células generalmente isodiamétricas de membranas más o menos lignificadas dispuestas a modo de una cúpula.





**Figura 28.** Anatomía y estructuras gametofíticas del óvulo en postantesis (16 dda) de rambután. Acotaciones: (a) Corte longitudinal de la flor de ramnutan en postantesis; (b) Esquema de la flor de rambután en postantesis. 1= Región del saco embrionario; 2= Nucela; 3= Epidermis interna del tegumento interno; 4= Epidermis externa del tegumento interno; 5= Región micropilar; 6= Región calazal; 7= Epidermis interna del tegumento externo; 8= Epidermis externa del tegumento externo; 9= Tegumento externo; 10= Rafe; 11= Lóculo. Escala: 50  $\mu$ m.

El (Cuadro 8) nos muestra el origen de los y derivados de las estructuras que conforman a la semilla después de las dos singamias y formación o desarrollo de la semilla. Los derivados del megasporangio que participan en la formación de la semilla al inicio de su desarrollo. Los demás derivados del ovario dan origen a estructuras anatómicas que formarán parte del fruto.

**Cuadro 8.** Derivados gametofíticos y tegumentarios del óvulo en la semilla del rambután (*Nephelium lappaceum* L.).

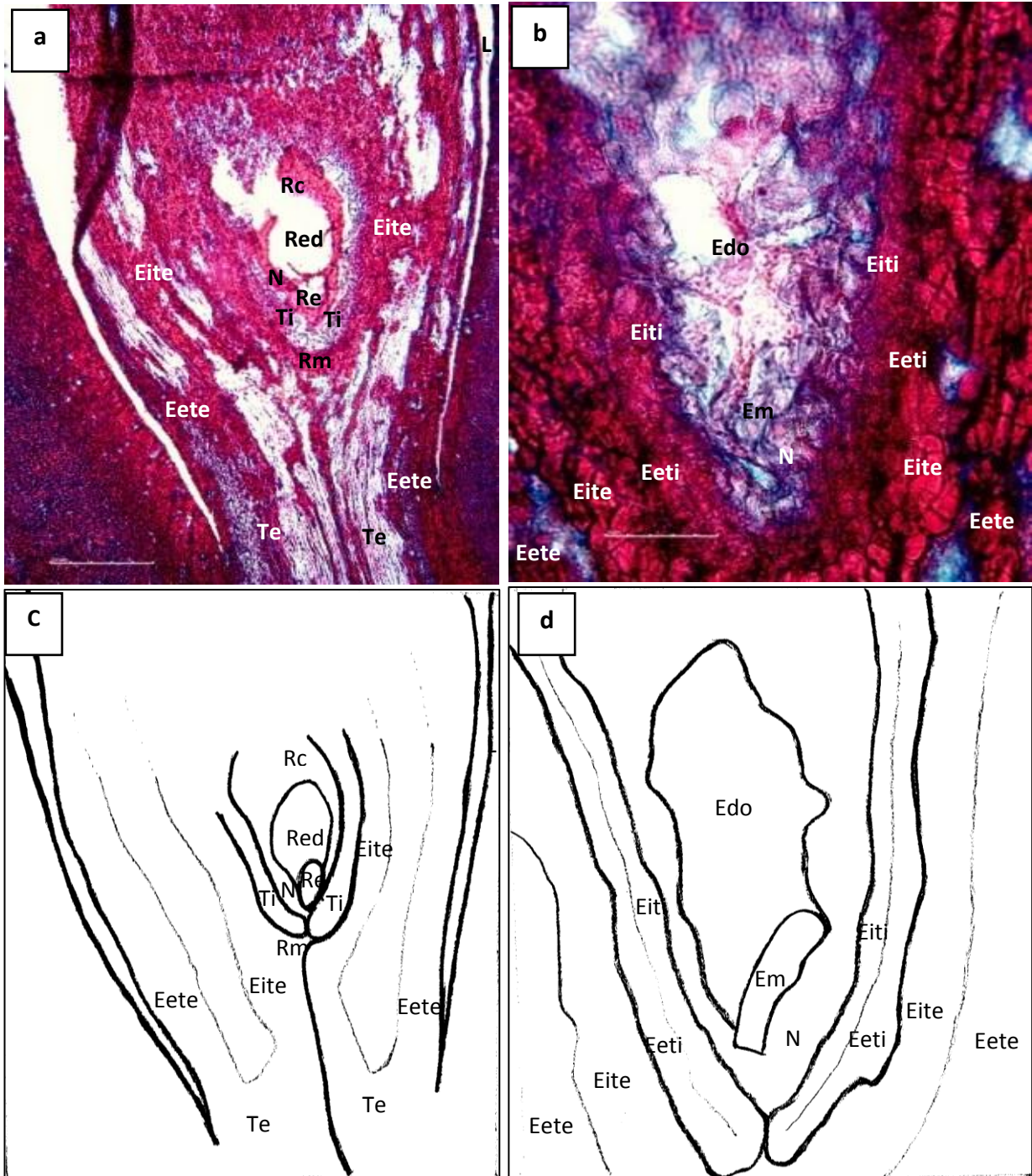
Óvulo	Semilla madura
Saco embrionario	Embrión
	Endospermo
Rudimento seminal.	Semilla
Parénquima nuclear.	Se desorganiza
Epidermis nuclear.	Se desorganiza
Epid. Interna del tegumento interno.	Endotegmen
Parénquima interepidérmico del tegumento interno.	Mesotegmen
Epid. Externa del tegumento interno.	Exotegmen
Epid. Interna del tegumento externo.	Endotesta
Parénquima interepidérmico del tegumento externo.	Mesotesta
Epid. Externa del tegumento externo.	Exotesta
Funículo	Arilo

### 5.5.2 Fruto

Posteriormente, se realizaron cortes anatómicos de los frutitos jóvenes estado 1 colectados el 15 de febrero del 2016 (26 días después de anthesis), en la (Figura 29a) se observó restos núcela, el lóculo y inicio del desarrollo de la pared

del frutito. Así mismo, en la (Figura 29b) se observó el inicio del proceso de embriogénesis (formación del embrión) el cual es diploide ( $2n$ ), producto de la fecundación de la ovocélula con una célula espermática. Johri *et al.* (2014), estos autores mencionaron que el embrión en la madurez, puede ser recto o curvo con cotiledones delgados plegados en forma de espiral, o bien, se han observado los cotiledones engrosados almacenando sustancias de reservas con una forma curva o en algunos casos recta. De igual manera, este estado fenológico del frutito, se observó el inicio de la endospermogénesis (formación del endospermo) el cual es triploide ( $3n$ ), producto de la segunda fecundación que consiste en la fusión del núcleo de la célula central con el de la segunda célula espermática.

El tipo de desarrollo del endospermo endospermo es nuclear, además, es un tejido nutricional formado en el saco embrionario, es usado como fuente de nutrientes por el embrión durante la germinación.

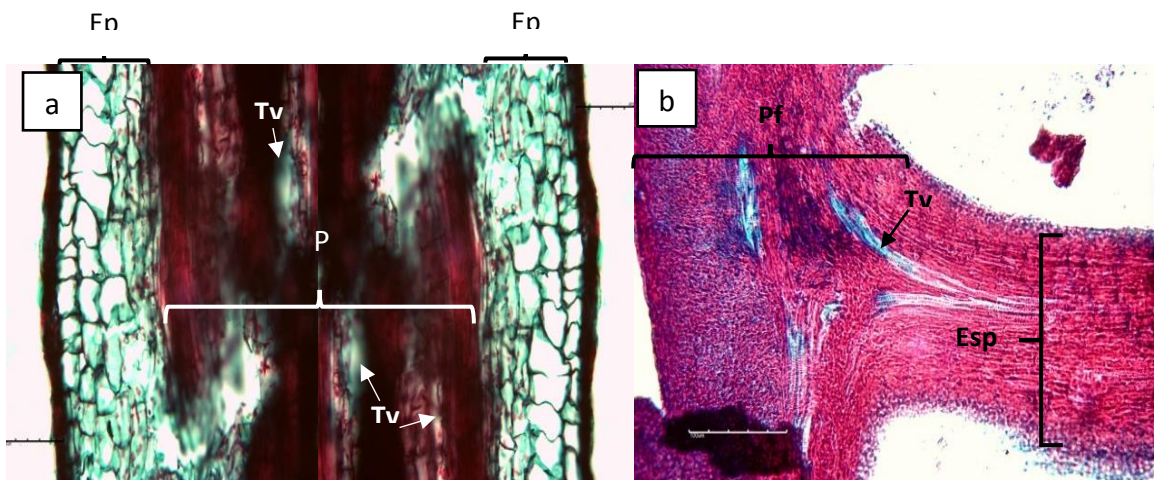


**Figura 29.** Desarrollo fenológico del frutito de rambután estado 1, a 26 dda. (a) Corte longitudinal del frutito; (b) Inicio de la endospermogénesis y embriogénesis; (c) Esquema del corte longitudinal del frutito; (d) Esquema del inicio de la endospermogénesis y embriogénesis. Acotaciones: Edo= endospermo; Eete= Epidermis externa del tegumento externo; Eeti= Epidermis externa del tegumento interno; Eite= Epidermis interna del tegumento externo; Eiti=



Epidermis interna del tegumento interno; Em= Embrión; N= Nucela; Rc= Región calazal; Re= Región del embrión; Red= Región del endospermo; Rm= Región micropilar; Te= Tegumento externo; Ti= Tegumento interno. Escala: a= 50  $\mu\text{m}$ , b= 100  $\mu\text{m}$ .

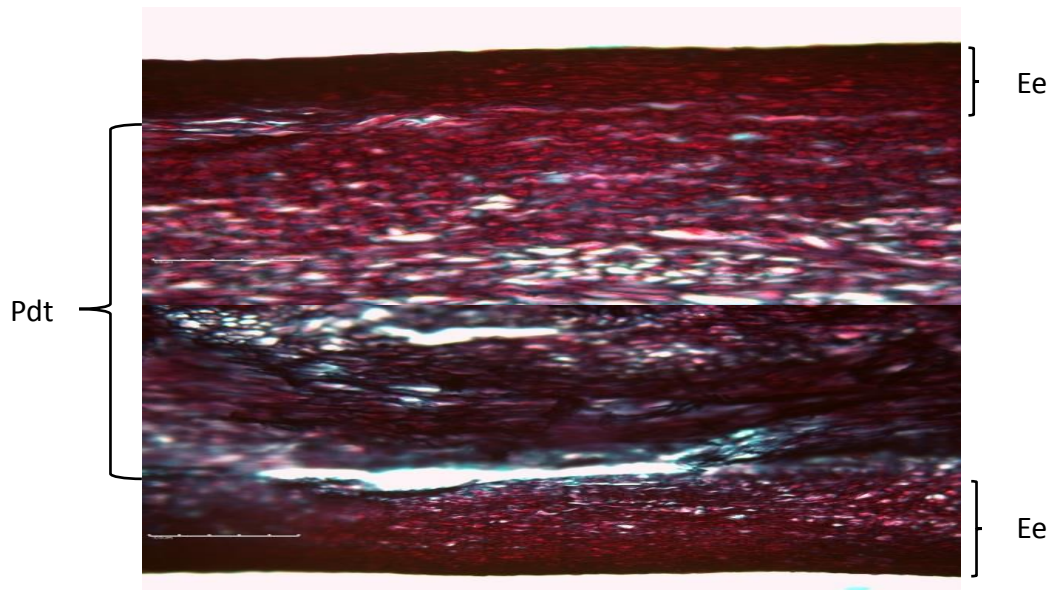
El fruto del rambután presenta estructuras anatómicas puntiagudas: los espiternos (Sivakumar, 2011) o tricomas Nacif *et al.* (2001). Además, son de gran importancia para el fruto, ya que le sirve como protección de insectos, uno de los más importantes es la mosca de la fruta (*Anastrepha ludens*). Los espiternos presentan una epidermis multiestratificada y son recorridos por el xilema y el floema primarios, el parénquima se encuentra distribuido en el resto de los espiternos. Se empiezan a desarrollar a los 15 o 20 días después de la caída de pétalos (Figura 30a y b). Los espiternos se encuentran unidos al pericarpio (derivado de la pared del ovario) hasta la maduración, son más gruesos hacia su parte basal y son más delgados distalmente, miden 1 a 1.5 cm de longitud y presentan una estructura suave y quebradiza, existe una conexión vascular entre el pericarpio y los espiternos quienes son los principales responsables en la deshidratación del fruto. En casi seis semanas, los espiternos cambian de color verde claro a rojo; durante el crecimiento posterior (Sivakumar, 2011).



**Figura 30.** Anatomía del espiterno joven 26 dda. Acotaciones: (a) Corte longitudinal del espiterno joven; (b) Corte longitudinal del espiternono joven y pared del fruto. Ep= Epidermis; Esp= Espiterno; P= Parénquima interepidérmico con tejido vascular; Pf= Pared del fruto; Tv= Tejido vascular; Escala: a= 100 $\mu\text{m}$ , b= 50  $\mu\text{m}$ .

También se realizaron cortes longitudinales del pericarpio joven de rambután a 26 días después de antesis, en el cual, se observaron las estructuras anatómicas que lo conforman. El pericarpio joven presenta una longitud de 2 mm y es la estructura anatómica que envuelve al óvulo, presenta una epidermis multiestratificada y parénquima interepidérmico (Figura 31).

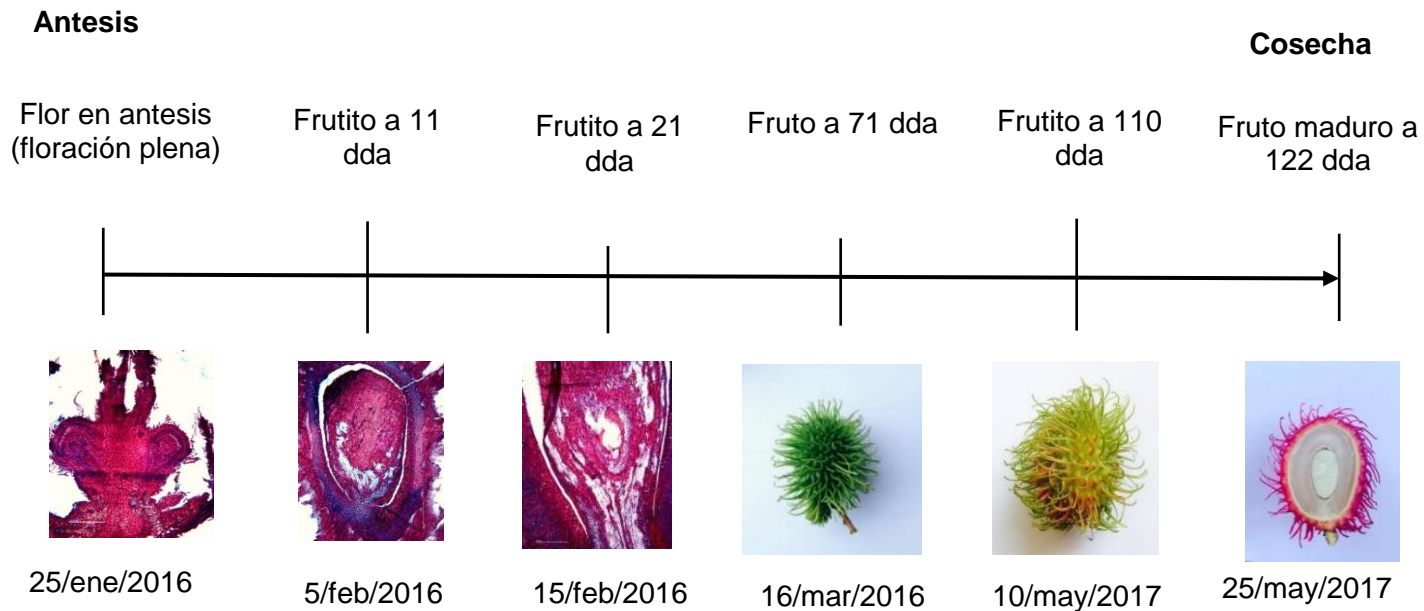
Durante el desarrollo de litchi, la mayor parte de los tejidos vasculares del pericarpio aumentan en cantidad a través de la diferenciación de líneas vasculares adicionales dentro del parénquima fundamental (Nacif *et al.* 2001). El tejido vascular se encuentra en el pericarpio y otras partes de los frutos. El pericarpio joven del rambután es de color verde, con una textura quebradiza y aspera, en la madurez se torna de color rojo y se vuelve un poco rígido.



**Figura 31.** Corte longitudinal del pericarpio joven de de rambután (*Nephelium lappaceum* L.) Acotaciones: Pdt= parénquima desarrollado con tejido vascular, Ee=Epidermis engrosada.

A continuación, el (Cuadro 9) nos muestra el desarrollo anatómico y morfológico desde flor hasta fruto maduro y la relación de dicho proceso a través del tiempo.

**Cuadro 9.** Desarrollo anatómico y morfológico del rambután, desde la antesis hasta el fruto maduro (cosecha).



Por otra parte, el fruto alcanzó su máximo tamaño el 20 de enero (120 días después de antesis) en cuanto a peso y el cambio de color verde a rojo intenso, (Figura 32) periodo que coincide con lo mencionado por Kawabata *et al.* (2007) en rambutan y con Pham *et al.* (2015), quienes mencionaron que el fruto de longa tuvo un periodo de crecimiento de cuatro meses. Unos de los indicadores más importantes en la madurez del fruto es el cambio de color. El arilo (pulpa) que es la parte comestible del fruto, se deriva del funículo de la semilla cubriéndola en su totalidad, por lo anterior, el rambután es un fruto seco e indehiscente y monospermo, es decir se trata de una nuez. Dato que no coincide con lo mencionado por (Watson, 1999) quien citó que el fruto de rambután es una drupa redonda u ovoide y tampoco con lo mencionado por Nacif *et al.* (2001), quienes afirmaron que el litchi se considera como una drupa. El fruto mide de 4.5 cm de longitud y 4 cm ancho, lo que confiere una forma ovoide. (Sivakumar, 2011), mencionó que los espiternos cambian de color verde a rojo en la madurez, y dos semanas más tarde, el color del pericarpio

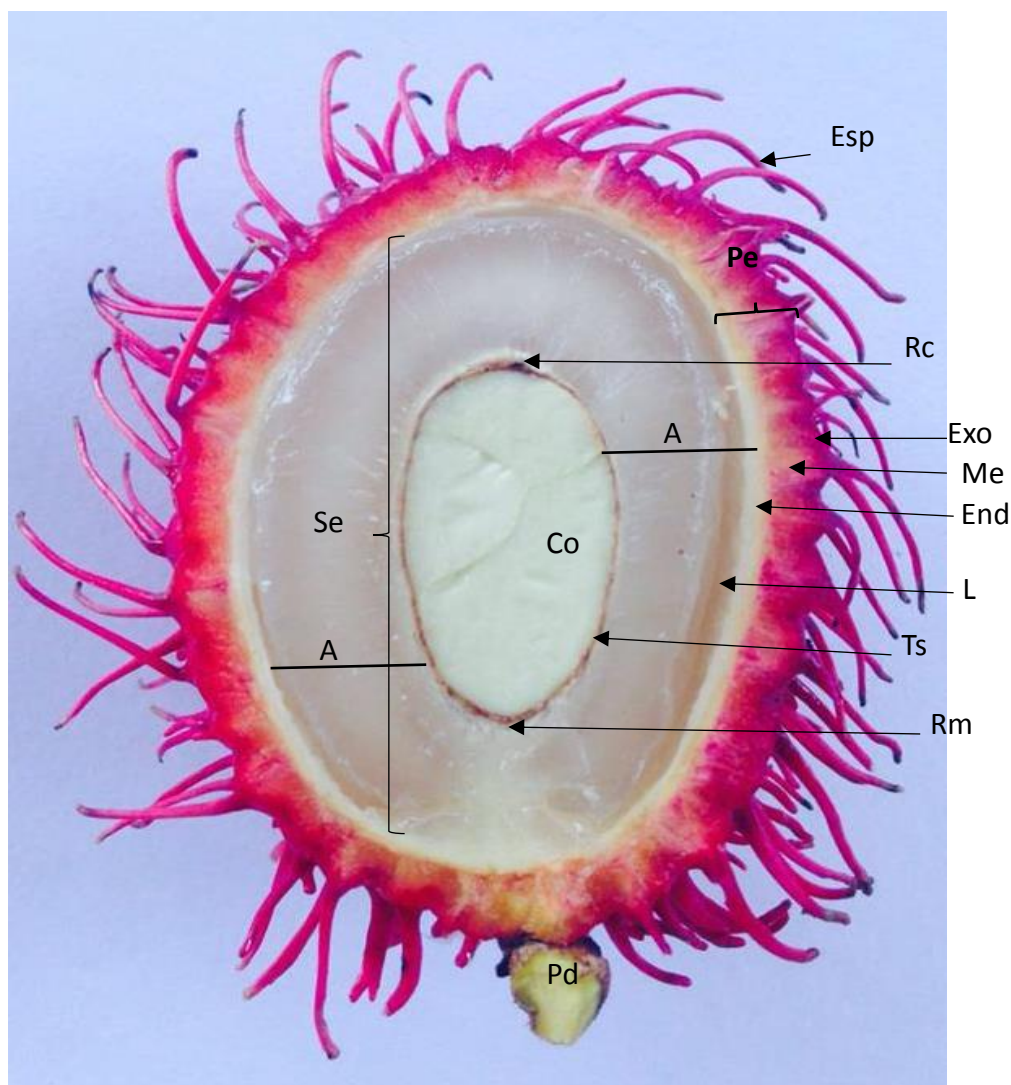
se vuelve rojo intenso, proceso fisiológico que coincide con lo observado en esta investigación. La fecha de cosecha en rambután tiene una influencia significativa en la calidad de los frutos (Hernandez *et al.* 2010).

El tejido que conforma el pericarpio no es carnoso sino seco y es difícil distinguir a simple vista sus partes anatómicas derivadas del carpelo por lo que se denomina simplemente: pericarpio. El tejido vascular se observó en su región media del pericarpio, su localización está relacionada con la forma en que los carpelos se unen (Nacif *et al.* 2001).

El arilo es un tejido parenquimatoso succulento y blanquecino con una consistencia muy suave, envuelve a la semilla y deriva del funículo y es el último tejido en terminar de desarrollarse en el fruto (Figura 32), el arilo presenta 1.5 cm de grosor, está formado por células alargadas radialmente, a menudo muy grandes y de paredes primarias engrosadas; contienen un jugo de sabor azucarado muy agradable. En *Cupania dentata* (Sapinacea) ocupa un 35.5% del peso y un 50% del volumen promedio (Zavaleta *et al.* 2003). Por otro lado, autores como Kothagoda y Rao, (2012), mencionaron en un estudio que se debe considerar un enfoque en investigaciones futuras la eliminación de la semilla en el fruto, lo cual con base a las observaciones obtenidas en esta investigación es prácticamente imposible, como se mencionó anteriormente el arilo se forma de la semilla siendo parte de la misma. Sin embargo, se se pueden hacer selecciones mediante el mejoramiento genético frutos que presenten semillas pequeñas y el arilo mas desarrollado.

Janssens, (2004), mencionó en un estudio que la calidad del fruto de rambután es diferente en la región del Soconusco, Chiapas ya que el ecosistema y el manejo del cultivo presenta una influencia significativa en cuanto al tamaño del fruto y dulzura.



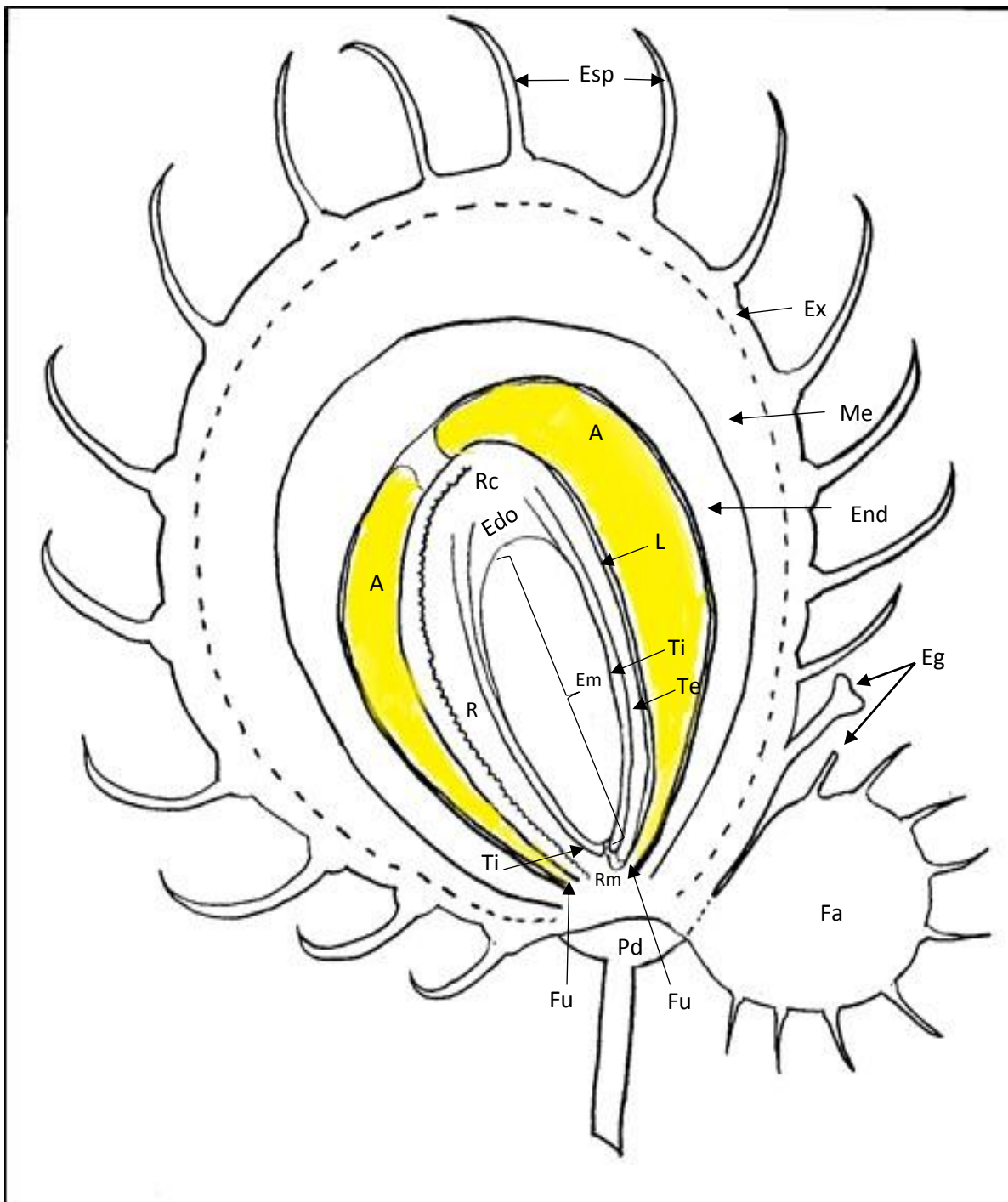


**Figura 32.** Vista general del fruto maduro de rambután (*Nephelium lappaceum*). 125 dda. Corte longitudinal. Acotaciones: A= Arilo; Cd= Cotiledón; End= Endocarpio; Esp= Espiternos; Ex= Exocarpio; L= Lóculo; Me= Mesocarpio; Pd= Pedúnculo; Pe= Pericarpio; Rc= Región calazal; Rm= Región micropilar; Sa= Semilla; Ts= Testa.

El arilo comenzó a desarrollarse a los 70 días después de la antesis aproximadamente, se deriva del funículo de la semilla cubriéndola en su totalidad hacia la madurez. Dato que difiere con Kothagoda y Rao, (2012), quienes mencionaron que el arilo se origina por la división del tegumento interno del óvulo. El funículo se

localiza en la región micropliar de la semilla (Figura 33), el dibujo reconstruido nos enseña las partes anatómicas que conforman al fruto y fue diseñado con base a las observaciones realizadas con el microscopio. Un estudio realizado por Pham *et al.* (2015) en longan, mencionaron que el desarrollo del fruto se puede dividir en dos etapas principales: en la primera etapa se inició el desarrollo del pericarpio y el desarrollo del arilo, esta etapa ocurrió de 1 a 50 días después anthesis y la segunda etapa se caracterizó por el desarrollo del embrión. Estos resultados no coinciden con lo observado en esta investigación, ya que el desarrollo del pericarpio se observó antes del desarrollo del arilo (Figura 33).

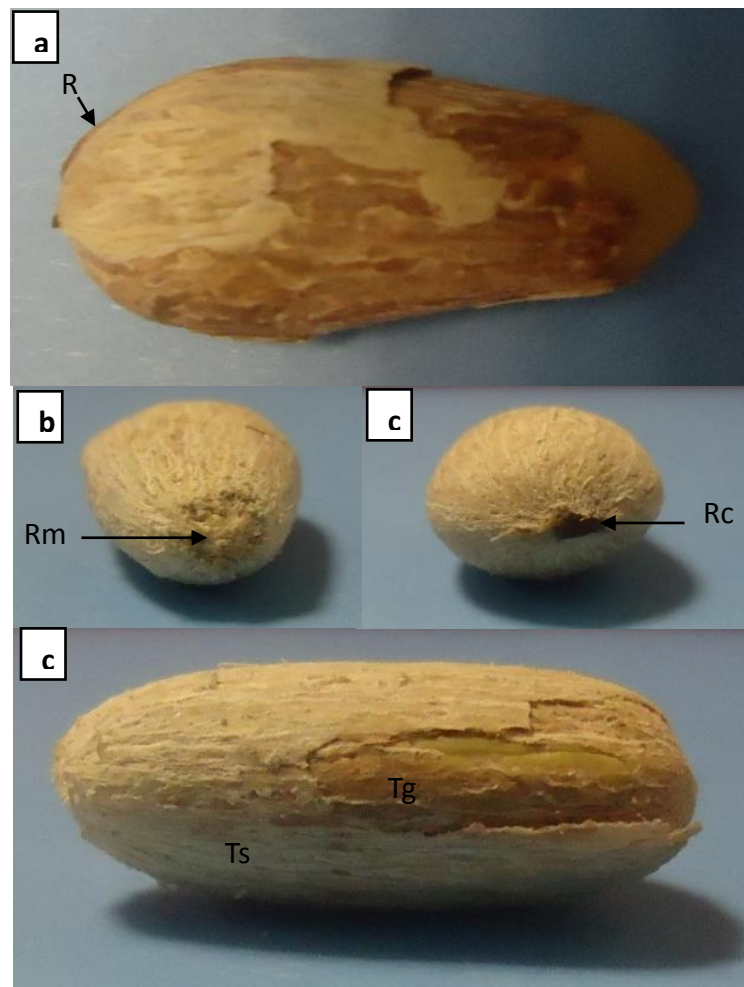
La testa de la semilla es polifestratificada. La epidermis externa comprende de células empalizadas cilíndricas con paredes de color marrón. El parénquima interepidermico se multiplica en un tejido masivo externamente compacto y otro aerenquimatoso interno. La epidermis interna presenta una pared delgada. La epidermis externa del tegmen es la única que persiste en la madurez. Y se compone de fibras en paquetes anastomosados (Johri *et al.* 2014).



**Figura 33.** Esquema y reconstrucción anatómica del frutito de rambután estado 2 en desarrollo a 40 dda. Acotaciones: A= Arilo; Edo= Endospermo; Eg= Estigma; Em= Embrión; End= Endocarpio; Esp= Espiterno; Ex= Exocarpio; Fa= Frutito abortivo; Fu= Funículo L= Locúlo; Me= Mesocarpio; Pd= Pedúnculo; R= Rafe; Rc= Región calazal; Rm= Región micropilar; Te= Tegumento externo; Ti= Tegumento interno.

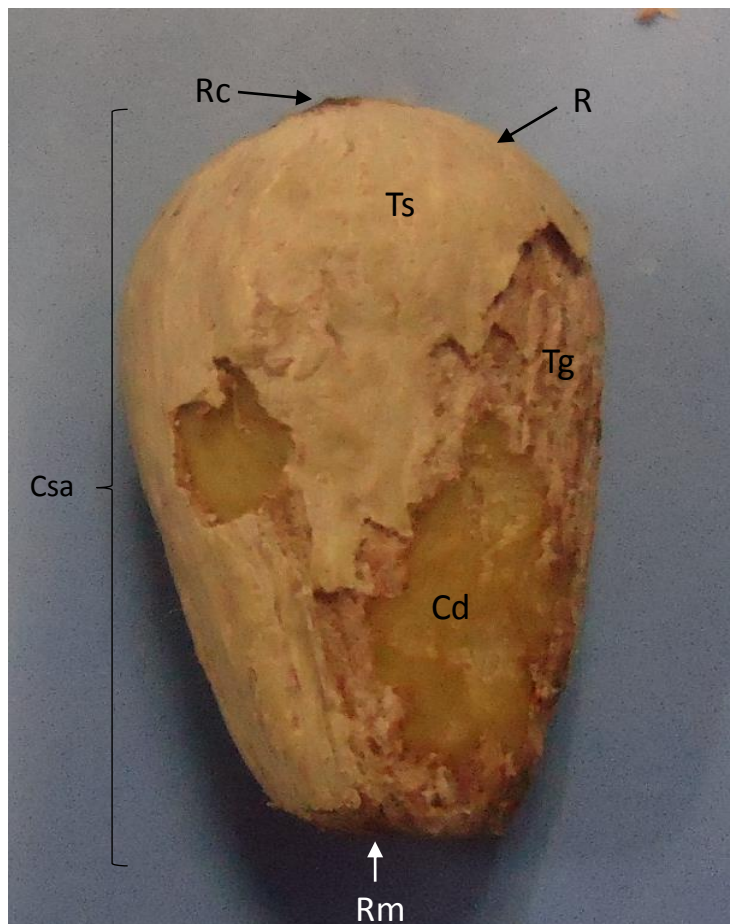
### 5.5.3 Semilla

Así mismo, se limpiaron las semillas maduras del fruto, eliminando el arilo para observar la cubierta seminal que presenta. La testa de la semilla es fibrosa la cual se derivada del tegumento externo presentando un color café-claro; el tegmen se encuentra debajo de la testa y presenta una coloración más obscura café-marrón, se derivada del tegumento interno (Figura 34a). La semilla incluye un embrión con dos cotiledones desiguales (Lim, 1984).



**Figura 34.** Semilla madura de rambután (*Nephelium lappaceum*). En diferentes vistas 125 dda. Acotaciones: R= Rafe; Rc= Región calazal; Rm= Región micopilar; Tg= Tegmen; Ts= Testa.

Las observaciones coinciden con (Zavaleta *et al.* 2003), quienes mencionaron que la semilla madura es de forma ovoide, la cubierta seminal es de color marrón oscuro, identificado como N99 A 90 M80 en las tablas de color de Küppers (1979), cubierta completamente por un arilo en la madurez. Las dimensiones promedio de la semilla sin arilo son:  $9.80 \pm 0.49$  mm de largo por  $7.20 \pm 0.50$  mm de ancho y  $6.10 \pm 0.63$  mm de grosor, con un peso y volumen promedio de  $4.5 \pm 0.87$  g.

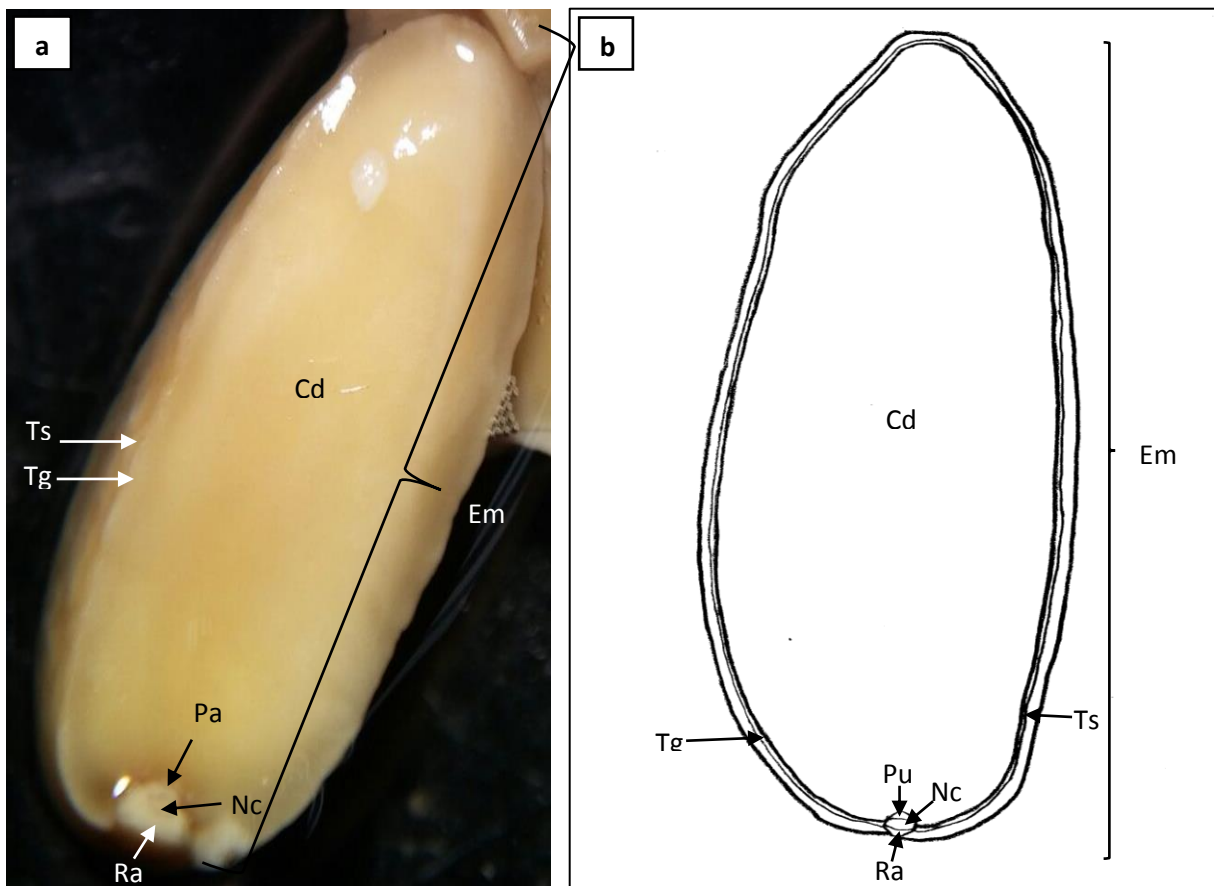


**Figura 35.** Vista lateral de la semilla madura de rambután 125 dda. Acotaciones: Rc= Región calazal; Cd= Cotiledón; Csa= Cuerpo de la semilla; Tg= Tegmen; Ts= Testa; R= Rafe.

Posteriormente, se separaron los cotiledones de la semilla para observar microscópicamente el endospermo, sin embargo, este se encuentra muy



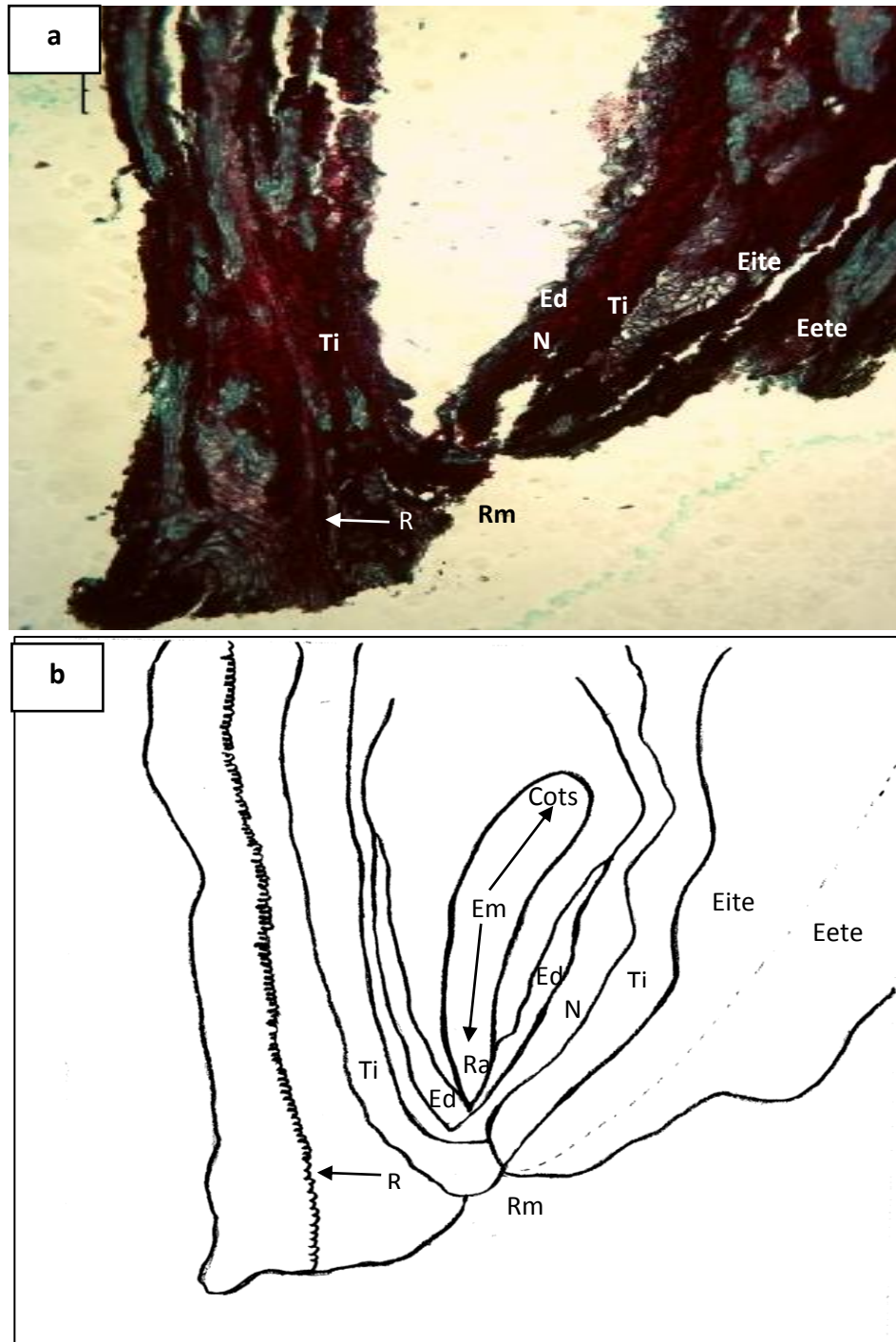
escasamente por que el embrión en la madurez lo reduce. La semilla es arilada, y exalbuminosa (es decir, sin presencia de endospermo en la madurez) (Johri *et al.* 2014). La semilla madura es ovoide y el embrión esta conformado por la plúmula, el nudo cotiledonal y la radícula (Figura 36).



**Figura 36.** Anatomía de la semilla madura del fruto de rambután (*Nephelium lappaceum* L) 125 dda. Acotaciones: (a) vista longitudinal de la semilla madura; (b) Esquema de la semilla madura. Cd= Cotiledón; Em= Embrión; Nc= Nudo cotiledonal; Pa= Plúmula; Ra= Radícula; Tg= Tegmen; Ts= Testa.

También se procesaron semillas inmaduras estado 1 (26 días después de antesis) para observar las estructuras anatómicas que la conforman. Se realizaron cortes longitudinales de las semillas para identificar el origen y desarrollo de las diferentes estructuras anatómicas que las conforman.

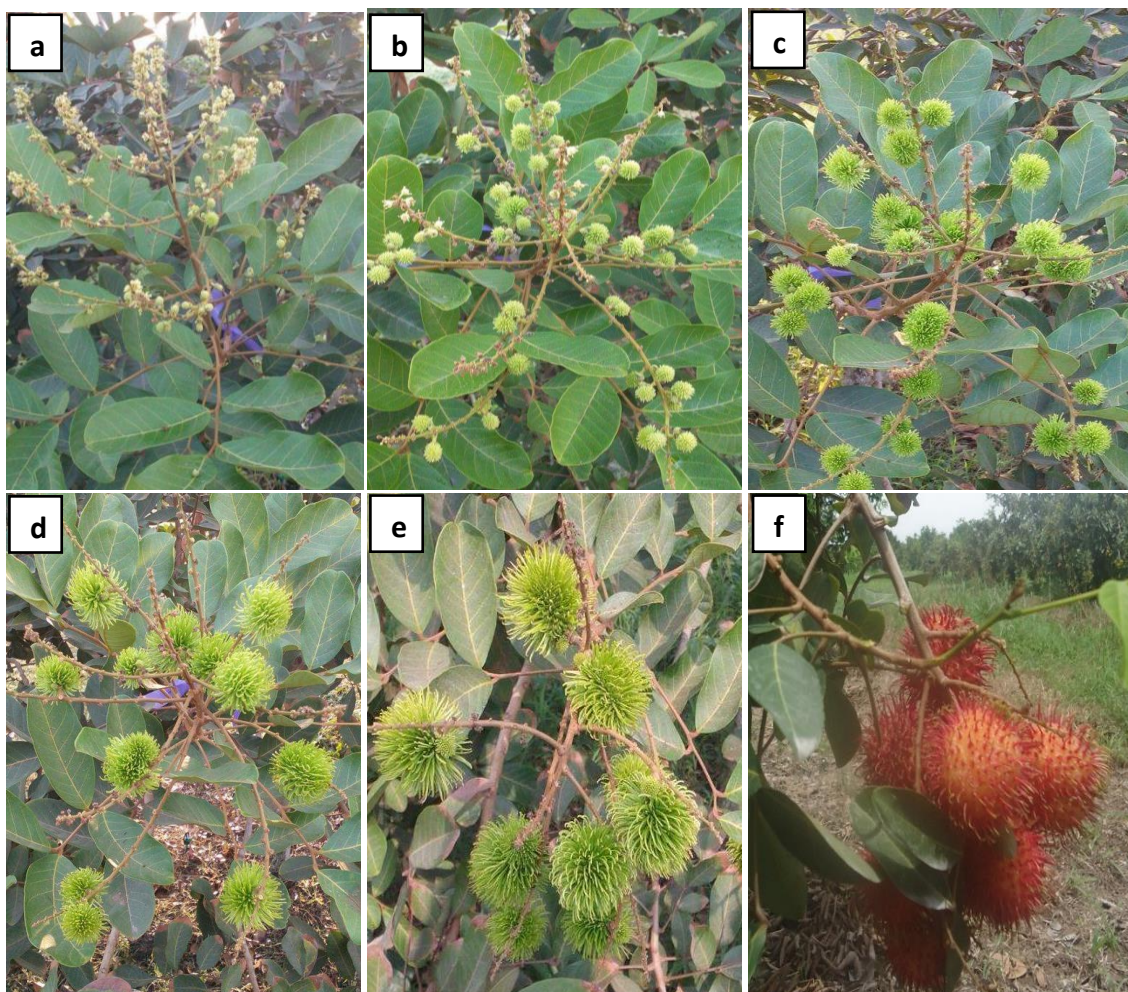
En los cortes longitudinales de las semillas jóvenes a los 26 días después de antesis, se observaron restos de endospermo hacia la región micropilar (Figura 37a) identificándose los núcleos endospermicos y el tejido vascular de la rafe. El endospermo presentó un tipo desarrollo nuclear. Se define así porque las divisiones nucleares correspondientes están acompañadas inmediatamente del desarrollo de paredes celulares que aíslan a las células resultantes. La exotesta joven está formada por un estrato de células no lignificadas, impregnadas de taninos y ligeramente alargadas en sentido anticlinal. La mesotesta joven consta de 10 a 26 estratos celulares, siendo más gruesa (26-30 estratos) y se encuentra cerca de la cálaza.



**Figura 37.** Anatomía de la semilla joven de rambután (*Nephelium lappaceum* L.). 26 dda. (a) Corte longitudinal de la semilla joven; (b) Esquema del corte longitudinal de la semilla joven. Acotaciones: Cots= Cotiledones; Edo= Endosepermo; Eete= Epidermis externa del tegumento externo; Eite= Epidermis interna del tegumento externo; Em= Embrión; N= Nucela; Ra= Radícula; Rm= Región micropilar Ti= Tegumento interno. Escala: 50  $\mu$ m.



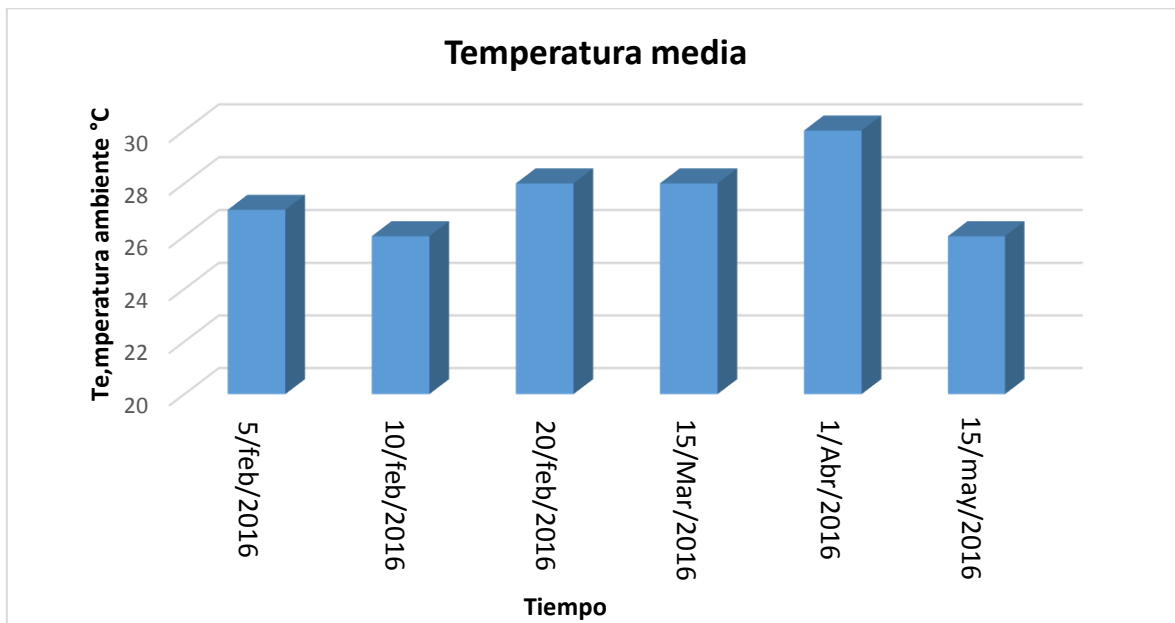
## 5.6 Fenología de la fructificación y su relación con dos aspectos ambientales.



**Figura 38.** Fenología la infructescencia de rambután (*Nephelium lappaceum*) hasta la última caída de frutos. (a) Panícula de la inflorescencia en postantesis a 16 dda; (b) Infrutescencia a 21 dda; (c) Infrutescencia a 31 dda; (d) Infrutescencia a 54 dda. (e) Infrutescencia a 71 dda. (f) Infrutescencia con frutos maduros a 105 dda.

Se estudió la fenología de los frutos amarrados hasta la maduración, con el objetivo de conocer la relación que existe entre los aspectos ambientales como la temperatura y la humedad relativa con la caída de frutos, se tomaron fotografías a la infructescencia cada 5 días. Se observó que la panícula de la inflorescencia con frutos amarrados teniendo una pérdida considerable hasta la maduración del fruto,

así mismo se registró los datos de temperatura y humedad relativa. El comportamiento de la temperatura y de la humedad relativa en la huerta fue homogéneo a excepción de última fecha donde la temperatura disminuyo 4 °C (Gráfica 2).

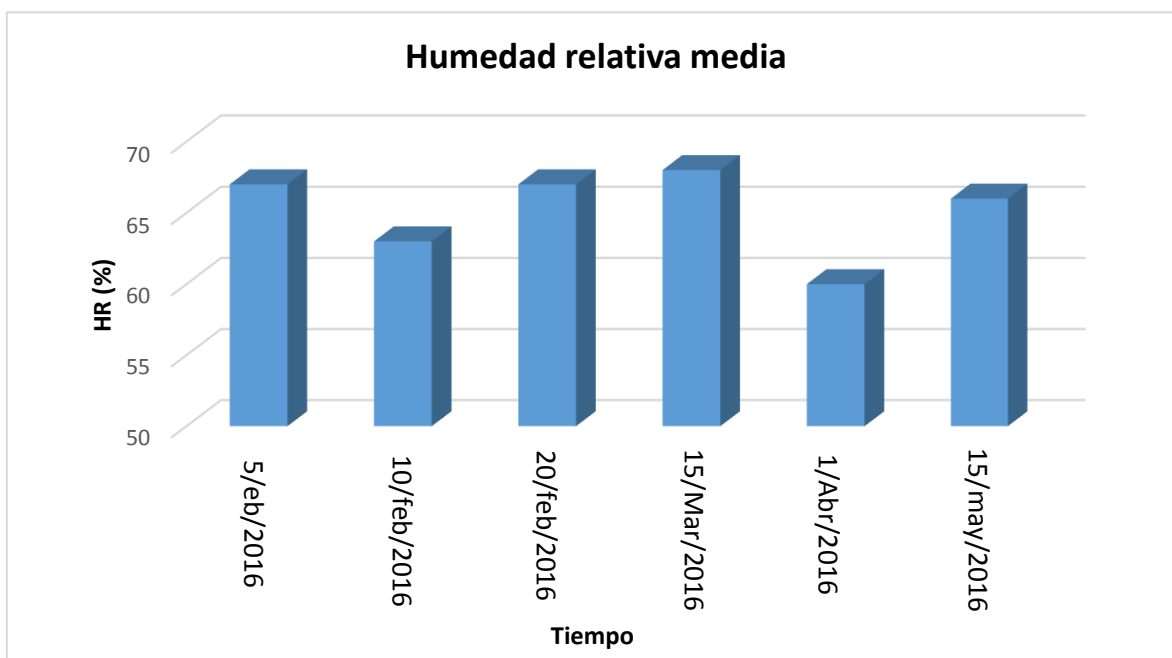


**Gráfica 2.** Relación de la temperatura media diaria con la fenología de la infructescencia y la caída de frutos.

Con base a los resultados encontrados, es necesario implementar en las huertas de rambután sistemas que incrementen la polinización de las flores debido a que el aborto de frutos es atribuido a la falta de polinización. La implementación de agentes polinizadores como abejas en las huertas es una recomendación importante en este trabajo de investigación, sin embargo es importante diseñar una investigación que confirme lo antes mencionado.

Por otro lado, diversos estudios señalan que existe una relación de axinas y etileno en las zonas de abscisión como: pedúnculos y peciolos, diversos

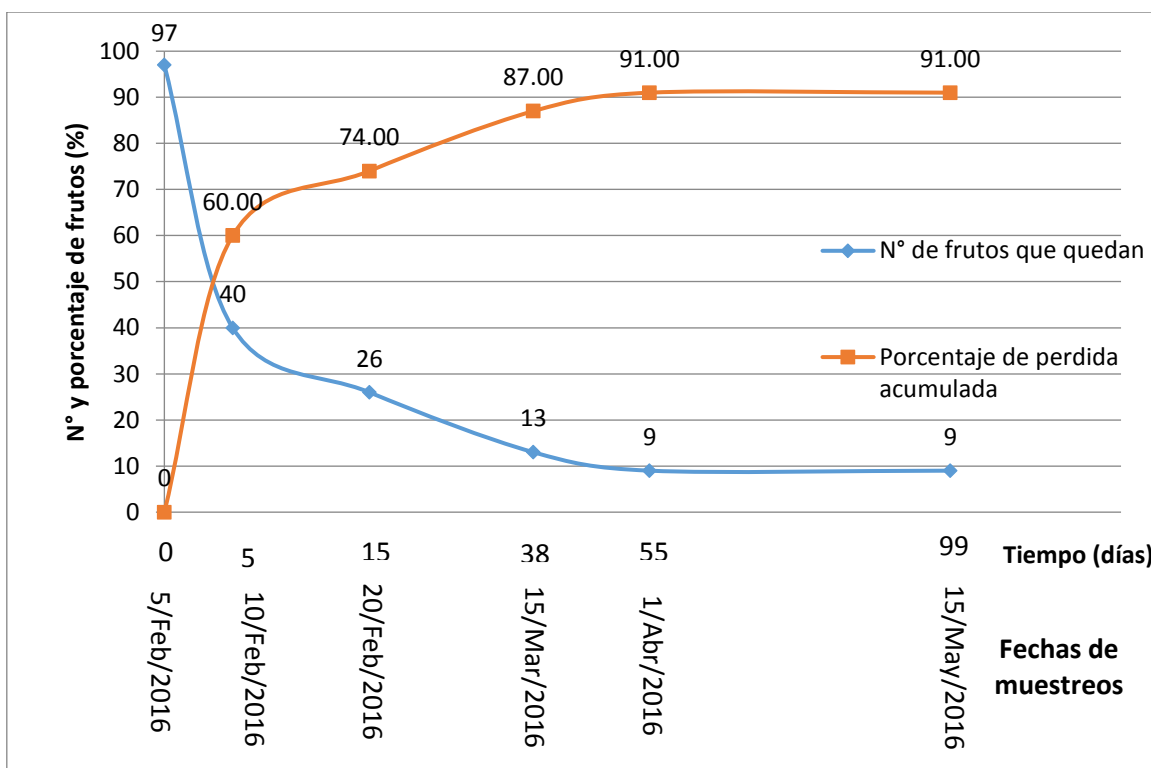
experimentos afirmaron que esta relación es aún más evidente, a una mayor concentración de etileno los frutos se caen, por lo contrario, a mayor concentración de auxinas los frutos permanecen unidos al pedúnculo, por ello, se recomienda realizar aplicaciones de auxinas a las panículas con frutos amarrados para evitar la caída. Díaz, (2002), mencionó que el aminoácido triptófano se forma del N y es el principal precursor de las auxinas, además el Zn forma parte de la actividad metabólica para dar lugar al aminoácido TRI, por lo tanto se recomienda realizar durante el desarrollo fenológico del fruto aplicaciones de N y Zn para reducir la caída de frutos hacia la madurez.



**Gráfica 3.** Relación de la humedad relativa media diaria con la fenología de la infrutescencia y la caída de frutos.

La (Gráfica 4) nos muestra el porcentaje de frutitos (o frutos inmaduros en desarrollo) caídos por muestreo hasta la fecha de maduración, el muestreo de la infrutescencia de rambután con frutitos que prevalecen amarrados inició el 5 de febrero del 2016 (16 días después de la antesis), fecha en la que ya hubo

polinización y los frutos se encontraron en desarrollo. En el primer muestreo se contabilizaron 97 frutitos en la infrutescencia, hasta que el 15 de mayo del 2016 (115 días después de antesis) la caída se detuvo quedando sólo 9 frutos amarrados. La pérdida de frutitos de rambután cuajados hasta maduración, es de un 91%. La caída de frutos es consecuencia de una debilidad en la pared celular de las células en la zona de abscisión del pedúnculo, este fenómeno está estrechamente relacionado con el balance que existe entre las auxinas y el etileno. En condiciones normales cada inflorescencia presenta un problema común. De 100 y 250 flores femeninas en una inflorescencia solo un pequeño porcentaje termina en fruto completamente desarrollado, después de la abscisión masiva de flores (Stern *et al.* 1995).



**Gráfica 4.** Registro de la pérdida de frutitos en desarrollo a 26 días después de antesis (dda) hasta la cosecha 125 dda.

Estos resultados coinciden con Djuita *et al.* (2016), quienes mencionaron en un estudio de rambután en el Soconusco, Chiapas región donde se llevó a cabo la

presente investigación, el porcentaje de frutos caídos es de un 98 %. Por otra parte, (Stern *et al.* 1995; Gazit y Stern, 2003), indicaron que la caída de frutos es un problema de mucha importancia para el cultivo de litchi. Los niveles muy bajos de reservas de carbohidratos en el amarre de fruto y desarrollo afecta negativamente la habilidad del árbol para retener la carga de los frutos (Davie *et al.* 1995).

Durante la antesis, el desarrollo vegetativo se reanuda y durante este periodo los órganos reproductores y vegetativos presumiblemente compiten por cantidades limitadas de fotosintatos (Blumenfeld *et al.* 1983). Lo que podría explicar las altas tasas de caídas de flores y frutitos que ocurren durante este periodo, el crecimiento en la producción observada en árboles de aguacate después de la remoción de las hojas terminales en la floración. No obstante, con una pérdida acumulada del 91 % de frutos en desarrollo, sin embargo, existen árboles que llegan a producir hasta 200 kg y por hectárea los rendimientos son de 11 toneladas, esto hace al rambután un cultivo frutal rentable para la región de estudio.

## 6. CONCLUSIONES

Con base en la información obtenida de los cortes anatómicos, el proceso de iniciación floral ocurrió entre los días 30 de noviembre 2015 y 10 de diciembre del 2015.

El desarrollo fenológico ocurrió poco después del mes más frío (enero) cubriendo un periodo de desarrollo de 125 días después de entesis (floración plena)

La temperatura ambiente y la humedad relativa registradas del 1º de octubre del 2016 al 30 de mayo del 2016, **no influyeron** en la **inducción floral** de rambután en el Soconusco, Chiapas porque fueron muy homogéneas durante este periodo de estudio presentando una oscilación de  $\pm 2.2$  °C y  $\pm 6.3$  % de humedad relativa. No obstante, el proceso de inducción y la iniciación floral ocurrió como consecuencia del estrés hídrico al que se sometieron los árboles durante un periodo de dos meses: entre el 1º de noviembre y el 31 de diciembre del 2016.

La poda que se realizó después de la cosecha como despuntes de las ramas vegetativas del año, estimularon nuevos flujos vegetativos homogéneos cuyos ápices serán los responsables de la diferenciación floral y consecuentemente de la fructificación del siguiente año.

El estudio anatómico reveló las fechas en las que ocurren los cambios principales durante el desarrollo del fruto y de la semilla permitiendo correlacionarlas con las condiciones ambientales y con las prácticas culturales. En este aspecto se destacó la fecha de iniciación floral (10 de diciembre del 2015) para implementar el uso prácticas innovadoras que efficienten la producción. Así mismo, también se destacó la fecha de desarrollo del arilo (70 días después de antesis) en el cual no debe de haber un estrés hídrico.

Los espiternos se encuentran unidos al pericarpio del fruto y existe una conexión vascular con el pericarpio y son los principales responsables de la deshidratación del fruto. Por otra parte, el porcentaje de frutos que alcanzan la madurez es del 9 % del total de frutos en desarrollo por infrutescencia. Sin embargo,

los árboles llagan a producir hasta 200 kg y por hectárea se alcanza un promedio de 11 toneladas aproximadamente.

El pericarpio del rambután es seco e indehiscente y contiene una sola semilla en su interior, por lo tanto, se trata de una nuez. Proviene de un gineceo bicarpelar en el cual sólo se desarrolla hacia la madurez un sólo carpelo y el otro se atrofia en su desarrollo quedando rudimentario unido al pedúnculo; por lo tanto, el fruto es una nuez esquizocárpica. El arilo constituye la pulpa que es la parte comestible, deriva del funículo de la semilla y comienza a formarse a los 70 días después de la antesis (1 de abril del 2016) cubriéndola en su totalidad hacia la madurez.

Finalmente, se concluye que el estrés hídrico y la poda postcosecha realizadas en la huerta de estudio son adecuados debido a que sustituyeron un efecto positivo en la inducción, iniciación y diferenciación floral así como durante la fructificación.

El uso de cultivares con espiternos menor a una longitud de 0.5 cm, ya que presentan una función dual en el fruto, lo protegen de insectos como la mosca de la fruta, pero también tienen una influencia en su deshidratación ya que existe una conexión vascular con el pericarpio. Algunos autores mencionaron que los espiternos presentan de 150 a 250 estomas por  $\text{mm}^2$ . Por lo anterior, es importante implementar un sistema de selección en la región de estudio o en el lugar de origen de este cultivar (Malasia e Indonesia) con las características antes mencionadas. Además, será muy importante realizar investigaciones en las cuales se induzca el cierre estomático para evitar la pronta deshidratación y así prolongar la vida de anaquel del fruto.

**Perspectivas.** Diseñar un experimento que explique con mayor claridad la influencia del estrés hídrico en la inducción floral. Además, en el periodo del estrés hídrico coleccionar cada 2 días las yemas con el objetivo de identificar la fecha exacta en la que ocurre la iniciación floral.

Medir el porcentaje de la floración y relacionarlo con los frutos cosechados, también es importante evaluar los aspectos de polinización y finalmente aplicaciones de auxinas durante el desarrollo del fruto para reducir las caídas.

Considerar en la microtecnia el uso de algunos químicos que reblandezca el tejido lignificado de la cubierta seminal para que no se rasguen los cortes.



## 7. BIBLIOGRAFÍA

- Abreu D. C. A., Saito, K. Y., Carlos N. A y De souza, M. A. C. 2005. Caracterização morfológica de frutos, sementes e germinação de *Allophylus edulis* (sapindaceae). Revista Brasileira de Sementes. 27: 59-66.
- Acadrolli, T. G. and Teichert P. S. 2007. Morphological characterization of fruits, seeds and seedlings of *Pseudima frutescens* (Aubl.) Radlk. (Sapindaceae). Revista Brasileira de Sementes. 30: 012-018.
- Arias, C. M., Velásquez, R. H., Mateus, C. D., Chaparro, Z. H. y Orduz, R. J. 2016. El rambután (*Nephelium lappaceum*), frutal asiático con potencial para Colombia: avances de la investigación en el piedemonte del Meta. rev.colomb.cienc.hortic.10: 2
- Arias, T. M. y Calvo T. I. 2014. El cultivo de rambután o mamón chino. Ministro de Agricultura y Ganadería. Instituto Nacional de Innovación y Transferencia en Tecnología Agropecuaria. Costa Rica. 82 pp.
- Auld, B. A., Dennet, M. D. and Elston, J. 1978. The effect of temperature changes on the expansion of individual leaves of *Vicia faba* L. Annals of Botany 42: 877-888.
- Azcon-Bieto, J. y Talon, M. 1993. Fisiología y bioquímica vegetal. Ed. MacGraw-Hill. España. 581 pp.
- Bailey, I. W. and Swamy, B.G. 1951. The conduplicate carpel of dicotyledons and its initial trends o specialization. Amer. Jour. Bot. 38: 373-379.
- Barroso, G.M. 1991. Sistemática de angiosperma do Brasil, Univ. Federal de Viçosa, Brasil. 337 pp.
- Batten D, J. and Mcconchie, C, A. 1995. Floral induction in growing buds of lychee (*Litchi chinensis*) and mango (*Mangifera indica*). Aust. J. Plant Physiol. 22: 783-91.

- Batten, D. J. and Lahav, E. 1981. The effect of temperature on growth and nutrient uptake in three litchi varieties. Research Report of the Tropical Fruit Research Station, Alstonville, N.S. W. 37-38.
- Berlyn, G. P. y Miksche, J. P. 1976. Botanical Microtechnique and Cytochemistry. Iowa State, University Press. Ames, U.S.A. 362 pp.
- Betten, D. J. and Lahav, E. 1994. Base temperatures for growth processes of lychee, a recurrently flushing tree, are similar but optima differ. Aust J. Plant Physiol. 21: 589-602.
- Bhojwani, S. S. and Bhatnagar, S. p. 2000. The embryology of angiosperms. 4a Ed. Vikas Publishing House. New Delhi. 357 pp.
- Blazquez, Ma., Ferrándiz, C., Madueño, F. y Parcy, F. 2006. Como se construyen los meristemas florales. Plant Mol Biol 60: 855-870.
- Blumenfeld, A., Gazit, S., and Argaman, E. 1983. Factors involved in avocado productivity. Volcani Center, Israel. Spec. 222:84-85.
- Borg, M., Brownfield, L. and Twell, D. 2009. Male gametophyte development: a molecular perspective. J. Exp Bot 60:1465–1478.
- Caballero-Pérez, J.F., Arévalo-Galarza, L., Avendaño-Arrazate, C.H., Cadena-Iñiguez, J., Valdovinos-Ponce, G., Aguirre-Medina, J.F. 2011. Cambios físicos y bioquímicos durante el desarrollo y senescencia de frutos de rambután (*Nephelium lappaceum* L.). S. Hort. 17(1): 31-38.
- Canovas, F; Diaz, JR. 1993. Cultivos sin suelo; curso superior de especialización. Ed. Instituto de Estudios Almerienses. Almería, Es, Fundación para la Investigación Agraria en la provincia de Almería. 165 pp.
- Cao, L. M., Xia, N. H. y Deng, Y. F 2008. Embryology of *Handeliodendron bodinieri* (Sapindaceae) and its systematic value: development of male and female gametophytes. Plant Systematics and Evolution. 274: 17-23.
- Castillo, Z. J y López, A. R. 1966. Nota sobre el efecto de la intensidad de la luz en la floración del cafeto. Fitomejoramiento del Centro de Investigaciones de Café, Chinchiná, Colombia. 51-60 pp.

- Chacko, E. K. 1991. Mango flowering-still an enigma. *Acta Hort.* 291: 12-21.
- Chaikiattiyos, S; Menzel, C. M. and Rasmussen, T. S. 1994. Floral induction in tropical fruit trees: effects of temperature and water supply. *J. Hort. Sci.* 69: 397-415.
- Chandler, W. H. 1962. *Frutales de Hoja Perenne*. Traducción al español de J. L. De La Loma. UTEHA. D. F. México. 666 pp.
- Chaturvedi, R.B. and Saxena, G.K. 1965. Studies on the blossom biology of litchi (*Litchi chinensis* Sonn). *Allahabad Farmer* 39: 10-13.
- Collins, R. P. and Jones, M. B. 1988. The effects of temperatura on leaf growth in *Cyperus longus*, a temperatura C<sub>4</sub> Species. *Annals of Bonatny* 61: 355-362.
- Corbesier, L., Vincent, C., Jang, S. H., Fornara, F., Fan Q. Z., Searle, I., Giakounstis, A., Farrona, S., Gissot, L., Tumbull, C. and Coupland, G. 2007. Movimiento proteina FT contribuye a la señalización de larga distancia en flores inducción de *Arabidopsis*. *Ciencia*. 316: 1030-1033.
- Corner. E. J. H. 1976. *The seed of dicotyledons*. Cambridge University Press London, Great Britain. 249 pp.
- Costes, E. 1988. Analyze architecturate et modelisation du litchi (*Litchi chinensis* Sonn.). PhD diss. Univ. of Montpellier, France. 4: 9-22.
- Cronquist, A. 1988. *The Evolution and Classification of Flowering Plants*. The New York Botanical Garden Bronx, New York 10458, USA. 555. pp.
- Cronquist, A. 1981. *An Integrated System of Classification of Flowering Plants*. Columbia University Press. Nueva York, EEUU. 1262 pp.
- Curtis, P. J. 1986. *Microtécnia vegetal*. Editorial Trillas. México. D.F. 106 pp.
- Davenport, T. L. 1986. Avocado Flowering. *Hort. Rev.* 8: 257-289.
- Davenport, T.L. 2000. Processes Influencing Floral Initiation and Bloom: the Role of Phytohormones in a Conceptual Flowering Model. *Hort. Technology* 10 (4): 733-739.

- Davie, S. J., Van Der Walt, M. and Stassen, P. J. 1995. A study of avocado tree carbohydrate cycles to determine ways of modifying alternate bearing. World Avocado Congres III. Program Book of Abstracts. Tel Avivi, Israel. 4.
- Davis, G. L. 1966. Systematic Embryology of the Angiosperms. Wiley New York. 37-51.
- De Fina, A. y Ravelo, A. 1973. Climatología y Fenología Agrícola. Editorial Universitaria de Buenos Aires, Argentina. 281 pp.
- Delabarre, Y. 1989. Synthèse bibliographique sur le ramboutan ou litchi chevelu (*Nephelium lappaceum* L). Fruits. 44(1): 33-44.
- Dennet, M. D., Auld, B. A. and Elston, J. 1978. A description of leaf growth in *Cyperus longus*, a temperature C<sub>4</sub> species. Annals of Botany. 61: 355-362.
- Díaz, M. D. 2002. Fisiología de Árboles Frutales. AGT Editor. México. 390 pp.
- Djuita, N. R., Hartana, A., Chikmawati, T. and Dorly, D. (2016). Pulasan [(*Nephelium ramboutan-ake* (Labill.) Leenh.] fruit trees: variations in flower morphology, and associated differences in pollination type. International Journal of Plant Biology, 7: 1.
- Doyle, J. A. and Donoghe, M. J. 1986. Seed plant phylogeny and the origin of angiosperm: An experimental cladistics approach. Bot. rev. 52: 321-431.
- Esau, K. 1976. Anatomía Vegetal. Ediciones OMEGA, S. A. Barcelona, España. 776 pp.
- Farungsang, U., Sangchote, S. and Farungsang, N. 1992. Appearance of quiescent fruit rot fungi on rambutan stored at 13°C and 25°C. Acta Hort. 321: 903-907.
- FHIA, 2006. Fundación Hondureña de Investigación Agrícola. Manual para el cultivo y propagación de rambután en Honduras. La Lima, Cortés, HN. 61 pp.
- FontQuert. P. 1977. Diccionario de Botánica. Editorial labor, S. A. Barcelona - Madrid-Buenos Aires – Bogotá – Caracas –Lisboa – Quito – Rio de Janeiro – México – Montevideo. 484 pp.

- Fortuna, T.C. and Ramos, P.T. 1983. Chemical Changes in Ripening Rambután (*Nephilium lappaceum* L.) Fruits. Philip. Agric. 66 (2): 151-155.
- Fraire, V.G. 2001. El Rambután: Alternativa para la producción frutícola del trópico húmedo de México. Folleto técnico No. 1. CIRPS-INIFAP. Campo Experimental Rosario Izapa. Tuxtla Chico, Chiapas, México. 36 pp.
- Free, J. B. 1993. Insect pollination of crops. 2<sup>nd</sup>. Edition. Academic Press. Cambridge, Great Britain. 679 pp.
- Garner, R. 1988. The propagation of tropical fruit trees. 1ed. Inglaterra (UK): Commonwealth Agricultural Bureaux. 566 pp.
- Gazit, S. y R. Stern. 2003. The reproductive biology of the Lychee. Hort. Rev. 28: 393-453.
- Greyson, R. I. 1994. The development of flowers. Oxford Univ. Press New York. U.S.A. 283 pp.
- Groff, G. W. 1943. Some ecological factors involved in successfullychee culture. Proceedings of the Florida State. Hort. Soc. 56: 134-55.
- García, E. 1981. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen, para adaptarlo a las condiciones de la republica Mexicana. Instituto de geografía UNAM. 252 pp.
- Goldschmidt, E. E. and Golomb, A. 1982. The carbohydrate balance of alternate-bearing citrus trees and the significance of reserves for flowering and fruiting. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 107(2): 206-208.
- García, V. E. 1986. Anatomía de la semilla madura de *Yucca periculosa* Baker (Agavaceae) y ontogenia de su tejido de reserva. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, UNAM, D.F. México. 55 pp.
- Gifford, E. S. and Foster, A. S. 1988. Comparative Morphology of Vascular Plants. 3rd edn. New York. Freeman and Company. 1946 pp.

- Gros, A y Dominguez V. A. 1992. Abonos guía práctica de la fertilización. Ed Mundi Prensa, Madrid. 450 pp.
- González, V. V., Solís, M. S and Ferrucci. S.M. 2014. Anatomía reproductiva en flores estaminadas y pistiladas de *Allophylus edulis* (Sapindaceae). Bol. Soc. Argent. Bot. 49 (2): 207-216.
- Haseloff, J. 2003. Old Botanical techniques for new microscopes. Biotechniques. University of Cambridge. 34:1174-1182 pp.
- Hayashi, K., Susana, M. C, and Surani, M. A. 2007. Germ cell specification in mice. Science 316: 394–396.
- Hernández, A. M. G., Nieto, A. D., Martínez, D. M. T., Teliz, O. D., Nava, D. C., Bautista, M. N. 2010. Characterization of rambután (*Nephelium lappaceum*) fruits from outstanding mexican selections. Revista Brasileira de Fruticultura, 32 (4): 1098-1104. Pp.
- Higo, A., Niwa, M., Yamato, K, T., Yamada, L. Sawada, H., Sakamoto, T., Kurata, T., Shirakawa, M., Endo, M., Shigenobu, S., Yamaguchi, K., Ishizaki, K., Nishihama, R., Kohchi, T and Araki, T. 2016. Transcriptional framework of male gametogenesis in the liverwort *Marchantia polymorpha* L. Plant and Cell Physiology. 57: 325-338.
- Hiranpradit, H., Paiboonrat, P., Chandraparnik, S. and Jantrajoo, S. 1992. Quality standardization of rambutan (*Nephelium lappaceum* L.). Acta Hort. 321:708-712.
- Huang, Q. B y Russell, D. S. 1992. Female Germ Unit: Organization, Isolation, and Function. Inter. Rev. Cytol. 140: 233-293.
- Jankiewicz, S. L. 2003. Reguladores del crecimiento, Desarrollo y Resistencia en Plantas. Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de Fitotecnia. Instituto de Horticultura. Mundi – prensa México, S.A. de C. V. 1: 487 pp.

- Janssens, M. J. 2004. Culture and fruit quality of rambutan (*Nephelium lappaceum* L.) in the Soconusco region, Chiapas, Mexico. *Fruits*, 59: 339-350 pp
- Jensen, W. A., Ashton, M. E. and Beasley, C. A. 1983. In *Pollen: Biology and Implications for Plant Breeding*. Elsevier Biomedical Press, New York. 67-72 pp.
- Johansen, D. A. 1940. *Plant Microtechnique*. McGraw-Hill. New York. 523 pp.
- Johri B. M; Ambegaokar, K.B. y Srivastava, P.S. 2014. *Comparative Embryology of Angiosperms*. Springer-verlag. Berlin, Germany. 614 pp.
- Kawabata A. M., Nagao M. A., Tsumura, T., Aoki D. F. and Hara K. Y. 2007. Phenology and fruit development of rambutan (*Nephelium lappaceum* L.) grown in Hawaii'. *J. Hawaiian Pacific Agri*. 14: 31-39.
- Ketsa, S. y Klaewkasetkorn, O. 1992. Postharvest quality and losses of "Rongrein" rambutan fruits in markets. *Acta Hort*. 321: 771-777.
- King, R. W., Dawson, I. A. and Speer, S. S. 1992. Control of growth and flowering in two Western Australian species of *Pimela*. *Aus. Jou. Bot*. 40: 377-388.
- Kothagoda, N. and Rao, A. N. 2012. Fruit Anatomy Of Four *Nephelium* Species-With Special Reference To Aril Development. *Journal of Tropical Medicinal Plants*. 13: 2 pp.
- Lahav, E. and Zamet, D. 1999. Flowers, fruitlets and fruit drop in avocado trees. *Revista Chapingo, Ser. Hort*. 5: 95-100.
- Leal, F. P. y Grazia Ma. A. 1986. *Manual de prácticas de fruticultura*. Instituto Internacional Interamericano de Cooperación para la Agricultura. San José, Costa Rica. 265 pp.
- Lee, S.K. and Leong, P.C. 1982. Quality attributes of a popular rambutan variety (*Nephelium lappaceum* L. cv. Jit Lee) in Singapore. *University of the Philippines at Los Baños. Philippines*. 113-116.

- León, J. 1987. Botánica de los cultivos tropicales. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, Costa Rica. 232 pp.
- Li, M. C. y Nian, H. X. 2009. Floral organogenesis of *Delavaya toxocarpa* (Sapindaceae; Sapindales) Jour. Syst. Evol. 47(3): 237-244.
- Lim A. L. 1984. The reproductive biology of rambután (*Nephelium lappaceum*). Gardens' bulletin, Singapore. 37 (2): 181-192.
- Linskens, H. F. 1969. In "Fertilization: Comparative Morphology, Biochemistry and Immunology. C. B. Metz and A. Monroy, eds. Academic Press, San Diego. 189-253.
- Mantovani, M., Ruschel, A.R., Sedrez dos Reis, M., Puchalski, A. and Nodari, R.O. 2003. Fenología reproductiva de espécies arbóreas em uma formação secundária da floresta Atlântica. Rev. Árvore 27: 451-458.
- Mathur, S. y Gulati, N. 1980. Embryology and taxonomy of *Allophylus alnifolius* Radlk. ex Engl. (Sapindaceae). Indian. J. Bot. 3: 103-112.
- McChormick, S. 1993. Male gametophyte development. Plant Cell. 5:1265–1275.
- McGregor, S.E. 1976. Insect pollination of cultivated crop plants. U.S. Dept. Agr. Res. Ser.496: 247–248.
- Medina, T. R., Salazar, G. S., Valdivia, B.R. and Martínez, M. E. 2012. Flowering phenology and reproductive cycles of nance (*Byrsonima crassifolia* L.) HBK] in Nayarit. Universidad y Ciencia, Tropico Humedo 28 (3): 259-269.
- Menzel, C. M., Rasmussen, T. S. and Simpson, D. R. 1989. Effects of temperature and leaf water stress on growth and flowering of litchi (*Litchi chinensis* Sonn). J. Hort. Sci. 64: 739-752.
- Menzel M. C. y Simpson R. D. 1988. Effect of temperature on growth and flowering of litchi (*Litchi chinensis* Sonn.) cultivars. J. Hort. Sci. 63 (2) 349-360.
- Menzel, C. M. 1984. The pattern and control of reproductive development in lychee. Sci. Hort. 22: 333–341.



- Menzel, C. M. and Paxton, B. F. 1985. The effect of temperature on growth and dry matter production of lychee seedlings. *Sci. Hort.* 26: 17-23.
- Menzel, M. C. 1983. The control of floral initiation in lychee. *Sci. Horti*, 21: 201-215.
- Menzel, M. C. 2001. The physiology of growth and cropping in Lychee. *Acta Hort.* 558: 1775-183.
- Mantovani, M., Ruschel, A.R., Sedrez dos Reis, M., Puchalski, A. and Nodari, R.O. 2003. Fenología reproductiva de espécies arbóreas em uma formação secundária da floresta Atlântica. *Rev. Árvore* 27: 451-458.
- Mitra, S. 2002. Overview of lychee production in the Asia Pacific Region. In: *Lychee Production in the Asia-Pacific Region*. M K Papademetriou. (eds). Food and Agricultural Organization of the United Nations, Regional Office for Asia and the Pacific. Bangkok, Thailand. 5-13.
- Morellato, L. P. C., Talora, D.C., Takahasi, A., Bencke, C.C., Romera, E.C. and Zipparro, V. B. 2000. Phenology of Atlantic rain forest trees: a comparative study. *Biotropica* 32: 811-823.
- Morelos, S. P. E. (2008). Iniciación floral, Floración y caída de frutos de dos cultivares de litchi (*Litchi chinensis* Sonn.) en el estado de Puebla. Tesis de Maestría. Postgrado en Fruticultura. Colegio de Postgraduados Campus Montecillo. 61 pp.
- Moreno, P. E. 2013. Efecto de prácticas agronómicas en la calidad postcosecha de frutos de rambután (*Nephelium lappaceum* L.). Instituto de Horticultura. Universidad Autónoma de Chapingo. Departamento de Fitotecnia. 90 pp.
- Morton, J. 1987. *Fruits of warm climates*. University of Miami, Coral Gables, Florida, USA. 517 pp.
- Nacif; R. E., Sartori, P. A. and Chamhum, S. L .C. 2001. Morphological and anatomical development of the litchi fruit (*Litchi chinensis* Sonn. cv. Brewster). Department of Botany, São Paulo State University, Rio Claro. *Fruits*. 56 (4) 225–233.

- Nakasone, H. Y. and Paul, R. 1998. Tropical Fruits. University of Hawaii at Manoa, College of Tropical Agriculture and Human Resources. USA. 461 pp.
- Nakata, S. and Suchisa, R. 1969. Growth and development of *Litchi chinensis* as affected by soil moisture stress. A. Jou. Bot. 56: 1121-1126.
- Nakata, S. and Watanabe, Y. 1966. Effects of photoperiod and night temperature on the flowering of *Litchi chinensis*. Botanical Gazette, 127: 146-52.
- Orduz, R. J. and Fischer, G. 2007. Water balance and influence of water stress on floral induction and flower development of 'Arrayana' mandarin in the Piedemont Plains of Colombia. Agronomía Colombiana. 25 (2): 255-263.
- Ortiz A, J. y Cordero, O. L. 1984. El rambután (*Nephelium lappaceum*) composición química del fruto y su conservación. Turrialba 34 (2):243-246.
- Osuna, E. T. 1982. Estudio de la diferenciación floral y la expresión de la dicogamia en la variedad fuerte de aguacate (*Persea americana* Mill) en la región de Atlixco, Puebla. Tesis de Mestría. Postgrado en Fruticultura. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Edo. de México. 89 pp.
- Osuna, E. T., Valenzuela R, G., Muy R. Ma., Gardea B, A y Villarreal R. M. 2008. Expresión del sexo y Anatomía floral del litchi (*litchi chinensis* sonn.). Rev. Fitotec. Mex. 31 (1): 51 – 56.
- Osuna, E. T., Becerril, R. E., Mosqueda, V. R., Villarreal, R. M. y Castillo, M. A. 2001. Promotores de floración y concentración de almidón y aminoácidos en yemas mango. Revista Chapingo, Ser. Hort. 7 (2): 209-223.
- Osuna. E. T., Engleman, M., Becerril, R., Vázquez, M., Soto H. y Castillo, M. 2000. Iniciación y diferenciación floral en mango "Manila". Agro. 34: 573-581.
- Ochoa, G. S., Pérez, H. I. y Bernardus H.J. 2008. Fenología reproductiva de las especies arbóreas del bosque tropical de Tenosique, Tabasco, México. Rev. Biol. Trop. 56 (2): 657-673.
- O'Hare T.J. 1992. Rambutan: Postharvest physiology and storage. Tropical Fruits News: 26: 4-6.

- Davenport, T.L. 2000. Processes Influencing Floral Initiation and Bloom: the Role of Phytohormones in a Conceptual Flowering Model. Hort. Technology. 10 (4): 733-739.
- Patil, P. B., Rao, M. M., Basarkar, P. B., Janardhan, K. V., Srinivasan, C. N. and Nalawadi, U. G. 1988. Role of free amino acids in fruit bud differentiation in 'Alphonso' mango shoots. Acta Hort. 231: 405-411.
- Paulas, D. and Shanmugavelu, K. G. 1988. Physiological and biochemical changes in the leaf tissues from quiescent to fruiting stages of mango. Acta Hort. 231: 394-398.
- Pérez, R. A. y J. Pohlan. 1999. The importance of rambutan (*Nephelium lappaceum* L.) in the Soconusco. International memory on sustainable fruticulture. Talleres de Nacional Gráfica, Tapachula, Chiapas: 151-156.
- Pérez, R. A. y Jürgen, P.A. 2004. Prácticas de cosecha y postcosecha del rambután en el Soconusco, Chiapas, México. Rev. Agro. 20 (4): 24-26.
- Pham, V. T., Herrero, M., and Hormaza, J. I. 2015. Phenological growth stages of longan (*Dimocarpus longan*) according to the BBCH scale. Sci. Hort. 189: 201-207 pp.
- Rawson, H. M. and Hindmarsh, J. H. 1982. Effects of temperature on leaf expansion in sunflower. Aus. Jour. Pla. Phy. 9: 209-219.
- Robbertse, H., Steyn, M. and Fivaz, J. 1995. A reevaluation of tree model, inflorescence morphology and sex ratio in lychee. J. Amer. Soc. Hort. 120: 914-920.
- Rodriguez, R. L. G. 2008. Inducción a la Floración de Rambután (*Nephelium lappaceum* L.). Universidad EARTH. 43 pp.
- Russell, D. S. 1992. Double Fertilization. Department of Botany and Microbiology. Int. rev. Cytol. 140: 358-388.

- Ruzin S. E. 1999. Plant Microtechnique and Microscopy. Oxford University Press, 322 pp.
- Salakpetch, S. 2005. Rambutan production in Thailand, In: N. Chomchalow and N. Sukhvibul (eds.). Proceedings of the Second International Symposium on Lychee, Longan, Rambutan and other Sapindaceae Plants. ISHS, Leuven, Belgium. Acta Hort. 67-72 pp.
- Sanchez, E. A. 1997. Estudio del amarre del fruto en naranja "Washington Navel" (*Citrus sinensis* L.) Osbeck]] y Tangelo "Mincola" (*C. reticula* cv. Dancy H.) Blanco) X c. Paradise cv. Duncan ((H.) Macf)]. Tesis de Mestria. Postgrado en Fruticultura. Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo.
- Sandoval, Z. E. 2005. Técnicas Aplicadas al Estudio de la Anatomía Vegetal. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. 277 pp.
- Sartori, P. A. A y Sarti, J. 2008. Morfoanatomia e desenvolvimento de frutos e sementes de *Dodonea viscosa* (L.) *jaquin* (Sapindaceae). Revista Brasileira de Sementes. 30: 033-042.
- Schneider, G. W. y Scarborough, C.C. 1987. Cultivo de árboles frutales. 21 ed. México (MX): Continental, 445 pp.
- Scholefield, P. B. 1982. A scanning electron microscope study of flowers of avocado, litchi, macadamia and mango. Sci. Hort. 16: 263-272.
- Sedgley, M. 1986. Reproductive physiology. Acta Hort. 175: 71-77.
- Sen, P.K. and Maiti, S. C. 1969. Studies on biennial bearing in mango. II. Relation between growth flushes of shoots an flowering. Sci. Hort. 1: 43-53.
- Sharma, K. y Fletcher, C. 2002. Maintenance of Shoot and Floral Meristem Cell Proliferation and Fate. Plant Physiology. 129: 31-39 pp.
- Sharma, D.K. and Singh, R.N., 1970. Self-incompatibility in mango (*Mangifera indica* L.). Hortic. Res. 10: 108-118.
- Shu, Z. H. and Sheen T. F. 1987. Floral initiation in axillary buds of mango (*Mangifera indica* L.) as affected by temperature. Sci. Hort 31: 81-87.

- Shukla, R. K. and Bajpai, P. N. 1974. Blossum-bud differentiation and ontogeny in litchi (*Litchi chinensis* Sonn.). Ind. Jour. Hort. 31: 224-8.
- SIAP-SAGARPA. 2015. Sistema de Información Agroalimentaria de Consulta. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. www.siap.gob.mx (Consultado el 20 de marzo, 2017).
- Singh, L. B. 1960. The Mango-Botany, Cultivation, and Utilization. London, Leonard Hill. 439 pp.
- Sivakumar, D. 2011. Rambután (*Nephelium lappaceum* L.). Department of agricultura, agricultural research service. 312-333.
- Sivori, E. M. 1980. Fisiología Vegetal. Hemisferio Sur. Argentina. 599 pp.
- Solís, S. M., Galati, B. and Ferrucci, M. S. 2010. Microsporogenesis and microgametogenesis of *Cardiospermum grandiflorum* and *Urvillea chacoensis* (Sapindaceae, Paullinieae). Aust. J. Bot. 58: 597-604.
- Stela. R., Sartori, A. and Chamhum, L. 2001. Morphological and anatomical development of the litchinfruit (*Litchi chinensis* Sonn. Cv. Brewster). Fruits. 56: 225-233.
- Stern R. A. and Gazit, S. 1996. Litchi pollination by the honeybee. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 120:152-157.
- Stern R. A., Eisenstein H., Voet H., Gazit, S. 1996. Anatomical structure of two day old litchi ovules in relation to fruit set and yield. J. Hort. Sci. 71 (4) 661–671.
- Stern, R. A., Gazit, S., El-Batsri, R. and Degani, C. 1993. Pollen parent effect on outcrossing rate, yield and fruit characteristics of 'Floridian' and 'Mauritius' lychee. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 118: 109–114.
- Stern, R. M., Kigel, T., Tomer, E. and Gazit, S. 1995. Maritus Lychee fruit development and reduction of abscission after treatment with the auxin 2,4,5-tri-TP. J. Amer. Soc. Hort. 120: 65-70
- Street, H. E. and Öpik, H. 1970. The physiology of flowering plants: their growth and development. Cent. Agri. Bio. Inter. 263.

- Tindall, H.D., Menini, U.G. and Hodder, A.J. 1994. Rambutan cultivation. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Plant production and protection paper. Rome Italy. 185pp.
- Urata, U., 1954. Pollination requirements of macadamia. Hawaii Agric. Exp. Stn. Tech. Bull. 22- 40.
- Van Welzen, P.C. y. Verheij, E. W. M. 1991. *Nephelium lappaceum* L. in: Plant Resources of South-East Asia Wageningen: Pudoc. Edible fruits and nuts. (eds.). Pudoc. Netherlands. 65-75.
- Vargas, A. 2003. Descripción Morfológica y Nutricional del Fruto de Rambután (*Nephelium lappaceum*). Agronomía Mesoamericana 14 (2): 201-206.
- Watson, J. 1988. Rambutan cultivars in north Queensland. Queensland Agricultural Journal. 37-4.
- Weckerle, C. S y Rutishauser, R. 2005. Gynoecium fruit and seed structure of Paullinieae (Sapindaceae). Bot. J. Lin. Soc. 147: 159–189.
- Welk, M. S., Millington, W. F. y Rosen, W. G. (1965). Chemotropic Activity and the Pathway of the Pollen of tube in Lily. Am. J. Bor. 52: 774-781.
- Wiley, A.W., Rassmussen, T. S., Saranah, J. B. and Wolstenholme, B. N. 1989. Effect of temperature on growth, dry matter production, and starch accumulation in ten mango (*Mangifera indica* L.) cultivars. J. Hort. Sci. 64 (2): 753-765.
- Whitehead, C. 1959. The rambutan, a description of the characteristics and potential of the more important varieties. Malayan Agr. J. 42: 53-75.
- Wiley, A. W. 1993. Envioremental effects on phenology and physiology of mango-a review. Acta Hort. 341: 168-176.
- Wilkie, J; M. Sedgley and Olesen, T. 2008. Regulation of floral initiation in horticultural trees. J. Exp. Bot. 12: 3215-3228.
- Wolstenholme, B. 1987. Some aspects of avocado research world-wide. Department of Horticultural Science. University of Natal, Pietermaritzburg 10: 8-12.

- Young, T. W. 1970. Some climatic effects on flowering and fruiting of Brewster lychees in Florida. Proceedings of the Annual Meeting of the Florida State Hort. Soc. 83: 362-7.
- Zavaleta, M. H. A., Hernandez, V. M., Cuevas, S. J., Engleman, E. M. 2003. Anatomía de la semilla de *Cupania dentata* (Sapinacea) con énfasis en la semilla madura. Anales del instituto de biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Serie Botánica 74 (1): 17-29 2003.
- Zhang, H. N., ZAA, Y. W. Yuan, S. J., Lai, B., Ming, H. X., Ding, F., Xian, S. Z and Bien, C. H. 2014. Análisis transcriptómico de iniciación floral en litchi (*Litchi chinensis* S.) basado en la secuenciación de novo de ARN. Plant Cell Rep. 33:1723-1735.
- Zimmerman, M. H., Brown, C. L., y Tyree, M. T. 1971. Tress: Structure and Function. New York. USA. Springer-Verlag. 44 pp.
- Zini, M. L., Galati, G. B., Solís, S. M. and Ferrucci, M. S. 2012. Anther structure and pollen development in *Melicoccus lepidopetalus* (Sapindaceae): An evolutionary approach to dioecy in the family. Flora-Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants. 207: 712-720.
- Zuñiaga, R. C. A. 2016. Biología floral y estructura vegetativa de la pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth). Tesis de Maestría. Postgrado en Fruticultura. Colegio de Postgraduados Campus, Montecillo. 146 pp.

## 8. ANEXOS

### 8.1 Lista de abreviaturas

A= Antera

Ar= Arilo

Ca= Calaza

Cc= Célula central

Cd= Cotiledón

Ce= Cicatriz estilar

Cg= Célula generativa

Chm= Células hijas de la célula madre de la megaspora

Cmi= Célula madre de las microspora

Cmm= Célula madre de la megaspora

Co= Células Oclusivas

Cots= Cotiledones

Cp= Células parietales

Cp= Cuerpo parenquimático

Cs= Cubierta seminal

Csa= Cuerpo de la semilla

D= Domo

E= Estilo

Ec= escama

Ed= Endotecio

Edo= Endospermo

Ee= Epidermis engrosada

Eg= Estigma

Em= Embrión

Emp= Estrato medio de la pared de la antera

En= Epidermis nucelar

En= Epidermis nucelar

End= Endocarpio

Enf= Estomio no funcional

Ep= Epidermis

Epe= Epidermis externa

Epi= Epidermis interna

Es= Estambres

Es= Estoma

Esp= Espiternos

Est= Estilo

Et= Estomio

Ete= Epidermis del tegumento externo

Eti= Epidermis del tegumento interno;

Ex= Exina

Exo= Exocarpio

F= Filamento

Fa= Frutito abortivo

Fu= Funículo

Gp= Grano de polen

H= Hilo

H= Hipsófilos

Hv= Haz vascular



Ie= Interrupción en la exina	Pf= Primordio foliar
L= Lóculo	Ph= Primordio de hipsófilo
Mcf= Megaspóra calazal funcional;	Pl= Placenta
Me= Mesocarpio	Pn= Parénquima nucelar
Mf= Meristemo Fundamental	Pn= Parénquima núcelar
Mg= Megaspóra	Po= Pared del ovario
Mgi= Microsporangio	Pr= Poro
Mi= Microspóra;	Pte= Protuberancias epidermicas
Mm= Manto meristemático	Pti= Parénquima del tegumento interno
Mmi= Megaspóra micropilar	Pu= Plúmula
N= Nucela	Pu= Pulpa
Nc= Nudo cotiledonal	R= Rafe
Ncc= Nucleo de la célula central	Rad= Radícula
No= Nucleo de la ovocélula	Rc= Región calazal
Np= Nucleo del tubo polínico	Rm= Región micropilar
O= Óvulo	Rp= Región de la placenta
Ob= Ovario bicarpelar	Rs= Rudimento seminal
Obt= Obturador	Rv= Región vascular
Oc= Ovocélula	S= Sépalos
Ov= Ovario	Sa= Semilla
P= Pétalos	Se= Saco embrionario
Pa= Parénquima	Sg= Sinérgidas
Pb= Procambium	T= Tapete
Pd= Pedúnculo	Te= Tegumento externo
Pd= protodermis	Tg= Tegmen
Pdt= Parénquima desarrollado con tejido vacular	Ti= Tegumento interno
Pe= Pericarpio	Tmi= Tétradas de microsporas
Pf= Pared del fruto	Tr= Tricoma
	Ts= Testa

Tu= Túnica

Tv= Tejido vascular

Ya= Yema apical

Yf= Yema floral