



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

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

**CAMPUS MONTECILLO
RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
FRUTICULTURA**

EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO, DESARROLLO Y PATRÓN DE MADURACIÓN DE CINCO GENOTIPOS DE CHIRIMOYA (*Annona cherimola* Mill.) CON POTENCIAL COMERCIAL

JUAN FRANCISCO CABALLERO PÉREZ

**T E S I S
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:**

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2007

La presente tesis titulada: **Evaluación del crecimiento, desarrollo y patrón de maduración de cinco genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) con potencial comercial**, realizada por el alumno **Juan Francisco Caballero Pérez**, 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:

DRA. Ma. DE LOURDES C. ARÉVALO GALARZA

ASESOR:

DR. CRESCENCIANO SAUCEDO VELOZ

ASESOR:

DR. JOSÉ ALFREDO CARRILLO SALAZAR

ASESOR:

M.C. ALVARO CASTAÑEDA VILDÓZOLA

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el apoyo financiero para realizar los estudios de maestría en el Colegio de Postgraduados.

Al Colegio de Postgraduados Campus Montecillo por el apoyo académico y la oportunidad de prepararme en sus aulas y laboratorios.

A la Dra. Lourdes Arévalo Galarza por la dirección en la realización de este trabajo, su alto sentido de responsabilidad, pero sobre todo, por su paciencia, motivación y apoyo, brindándome la confianza para lograr los objetivos planteados.

Al Dr. Crescenciano Saucedo Veloz por sus excelentes observaciones y sugerencias en la realización de la presente investigación, acompañado siempre de un trato cordial y amable, que hicieron muy grata la convivencia en esta etapa.

Al Dr. J. Alfredo Carrillo Salazar por la revisión y aporte científico en el presente trabajo, por su amistad y valiosos consejos.

Al M.C. Alvaro Castañeda Vildózola por su apoyo en la realización de este trabajo, por su confianza y trato amable.

Al Ing. Pedro Mijares Oviedo, secretario técnico en la fundación Salvador Sánchez Colín-CICTAMEX, S. C., por las facilidades otorgadas para la realización de la investigación durante la fase de campo.

Al Sr. Arturo López Veloz, por su apoyo técnico brindado durante la fase de laboratorio y sugerencias durante las pruebas realizadas.

Al M.C. David Jaen, por su disposición y trato amable durante los estudios de maestría.

A mis amigos: Dulce P., Antonio V., Gerardo J. y Marcos V. por brindarme su fina amistad.

DEDICATORIA

A nuestro creador por acompañarme en todo momento.

A MIS PADRES

Rosa Pérez Trujano
J. Jesús Caballero Morales

Por que ellos han creído en mí y me han dado lo mejor, por que me han impulsado a alcanzar la cima con trabajo, esfuerzo y dedicación, a ellos por su confianza, cariño y paciencia.

A MIS HERMANAS: Marina, Irma, Leticia y Rosa.

A ellas por su cariño y comprensión, por su apoyo en todo momento y a cada paso.

A MIS SOBRINOS: Brenda, Valeria, Hannah, Yael, Alejandro y Janson.

A ellos por su cariño y momentos de alegría.

AL AMIGO

Al amigo que ha estado en los momentos más difíciles y que a creído en mí, por enseñarme que la vida es un sendero que uno crea a cada paso.

CONTENIDO

	Página
ÍNDICE DE CUADROS	<i>iii</i>
ÍNDICE DE FIGURAS	<i>iv</i>
ÍNDICE DEL APÉNDICE	<i>v</i>
RESUMEN	<i>vi</i>
SUMMARY	<i>vii</i>
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	4
2.1. Generales	4
2.2. Particulares	4
III. REVISIÓN DE LITERATURA	5
3.1. Generalidades sobre Anonáceas	5
3.2. Importancia de la chirimoya	6
3.3. Características botánicas	6
3.4. Diversidad fenotípica	7
3.5. Floración	8
3.6. Polinización	8
3.7. Amarre de fruto	10
3.8. Requerimientos ambientales	11
3.9. Desarrollo de fruto	11
3.10. Importancia de la temperatura en la fenología del cultivo	13
3.11. Índices de cosecha	15
3.12. Maduración de fruto	16
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	18
4.1. Sitio experimental	18
4.2. Material vegetal	18
4.3. Técnica de polinización	18
4.4. Patrón de crecimiento del fruto	20
4.5. Desarrollo de fruto	20
4.6. Diseño experimental y análisis estadístico	25
4.7. Cálculo de los grados día desarrollo y cosecha	25

4.8. Evaluación del patrón de maduración	27
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
5.1. Amarre de fruto	29
5.2. Desarrollo de fruto	31
5.3. Periodo de cosecha	51
5.4. Maduración de fruto	59
VI. CONCLUSIONES	66
VII. BIBLIOGRAFIA	67
VIII. APÉNDICE	74

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1. Contenido mínimo de sólidos solubles recomendado a la cosecha.	16
2. Cambios en el porcentaje de cáscara durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	37
3. Cambios en el porcentaje de pulpa durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	39
4. Cambios en el porcentaje de semilla durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	40
5. Cambios en el porcentaje de receptáculo durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	41
6. Cambios en el índice de semilla durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	42
7. Cambios en el contenido de azúcares totales durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	45
8. Cambios en el contenido de azúcares reductores durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	46
9. Cambios en el contenido de azúcares no reductores durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	47
10. Cambios en el contenido de sólidos solubles totales (°Bx) durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	48
11. Cambios en el pH durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	49
12. Cambios en el peso específico durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	50
13. Grados día de desarrollo para los frutos de los diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) al momento de alcanzar el nivel máximo de almidón.	54
14. Estados propuestos en el desarrollo del fruto de los diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	56
15. Propuesta de los grados día desarrollo acumulados para definir el periodo de cosecha del fruto de los diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	58

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Relación entre la tasa de desarrollo y la temperatura.	13
2. Genotipos de Chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) cultivados en el Banco de Germoplasma de la fundación Salvador Sánchez Colín-CICTAMEX, S. C., localizado en Coatepec Harinas, Estado de México.	19
3. Curva patrón para la determinación de azúcares totales.	22
4. Curva patrón para la determinación de azúcares reductores.	23
5. Curva patrón para la determinación de almidón	24
6. Porcentaje de amarre de diferentes genotipos de chirimoya polinizados manualmente.	30
7. Crecimiento longitudinal, radial e incremento de peso fresco de frutos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) cultivar Campas.	31
8. Crecimiento longitudinal, radial e incremento de peso fresco de frutos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) cultivar White.	32
9. Crecimiento longitudinal, radial e incremento de peso fresco de frutos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) cultivar Concha Lisa.	33
10. Crecimiento longitudinal, radial e incremento de peso fresco de frutos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) cultivar Bays.	33
11. Crecimiento longitudinal, radial e incremento de peso fresco de frutos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) Selección Selene.	34
12. Cambios en la composición de los frutos azúcares totales, almidón y peso seco de diferentes genotipos de chirimoya durante el crecimiento y desarrollo.	44
13. Contenido de almidón de la pulpa de los cinco genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.)	53
14. Patrón respiratorio de los frutos de los diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) durante la maduración.	60
15. Cambios en la composición de los frutos (azúcares totales, almidón y peso seco) de los diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) durante la maduración.	63
16. Cambios en la firmeza de los frutos de los diferentes genotipos de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) durante la maduración.	64
17. Cambios en acidez de los frutos de los genotipos cultivares de chirimoya (<i>Annona cherimola</i> Mill.) durante la maduración.	65

ÍNDICE DEL APÉNDICE

Fase	Página
1. Correlación entre variables durante el crecimiento del cv Campas.	75
2. Correlación entre variables durante el crecimiento del cv White.	76
3. Correlación entre variables durante el crecimiento del cv Concha Lisa.	77
4. Correlación entre variables durante el crecimiento del cv Bays.	78
5. Correlación entre variables durante el crecimiento de la selección Selene.	79
6. Contenido de sólidos solubles totales en cinco genotipos de chirimoya.	80
7. Biomasa fresca de cinco genotipos de chirimoya.	81
8. Grados día desarrollo acumulados desde el amarre de fruto hasta la cosecha.	82

EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO, DESARROLLO Y PATRÓN DE MADURACIÓN DE CINCO GENOTIPOS DE CHIRIMOYA (*Annona cherimola* Mill.) CON POTENCIAL COMERCIAL

RESUMEN

La chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) esta considerada como una de las frutas exóticas más finas en el mercado internacional. En México, aún no existen cultivares con características adecuadas de calidad en el fruto como la forma, el tamaño y el sabor, lo cual ha limitado el mercado de exportación. Localmente existen selecciones de chirimoya provenientes de semilla y el fruto tiene buena aceptación, sin embargo su alto grado de perecibilidad reduce el potencial de almacenamiento y limita su comercialización a mercados más lejanos. El presente estudio se llevó a cabo en Coatepec Harinas Edo. de México, de Junio 2005 a Enero 2006, y consistió en evaluar el crecimiento (diámetro radial y polar del fruto) y desarrollo (peso fresco, peso seco, porcentaje de los componentes del fruto, índice de semilla, peso específico, azúcares totales, azúcares reductores y no reductores, almidón, sólidos solubles totales °Bx y pH) de cuatro cultivares de chirimoya (Campas, White, Concha Lisa y Bays) y una selección mexicana (Selene). La fecha de amarre de fruto fue el punto inicial de evaluación hasta la cosecha del fruto la cual ocurrió entre los 199 y 206 días después de amarre (dda). Así mismo, a través de la acumulación de grados día de desarrollo se estimó el momento óptimo de cosecha basado en el contenido de almidón (12-16.2%) y sólidos solubles totales (5.1-13.5 °Bx). Se observaron diferencias en el patrón de crecimiento entre los genotipos, presentando cada uno de ellos características morfológicas, biofísicas y bioquímicas propias. El desarrollo de los frutos del cv Bays y la selección Selene fue más precoz comparado con los cultivares Concha Lisa, White y Campas.

EVALUATION OF THE GROWTH, DEVELOPMENT AND RIPENING OF FIVE GENOTYPES OF CHERIMOYA (*Annona cherimola* Mill.) WITH COMMERCIAL POTENTIAL

SUMMARY

The cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) is considered one of the finest exotic fruits in the international market. In Mexico, still do not exist cultivars with suitable fruit characteristics for commercialization like form, size and flavour that limits the exportation. Existing selections or cultivars of cherimoya come from seed and the fruit has good acceptance, nevertheless the fruit is highly perishable that limits the storage and marketing to distant markets. The present study was carried out in Coatepec Harinas, Mexico State, from June 2005 to January 2006, and consisted in evaluating the growth (diameter and length of the fruit) and development (fresh weight, dry weight, percentage of the components of the fruit, seed index, specific weight, total sugars, reducing sugars and non reducing sugars, starch, total soluble solids and pH) of four genotypes of cherimoya (Campas, White, Concha Lisa y Bays) and one Mexican selection Selene. The age of the fruit was accounted from fruit set to harvest which happened between 199 and 206 days after fruit set. Also based in the accumulation of development degrees it was estimated the harvest of the fruits according with the content of starch (12-16.2%) and total soluble solids (5.1-13.5 °Bx). Differences existed in the pattern of growth among genotypes, represented by morphological, biophysical and biochemical characteristics. The development of the Bays and Selene fruits was the most precocious compared with Concha Lisa, White and Campas cultivars.

INTRODUCCIÓN

Entre las especies de mayor importancia comercial de la familia Annonaceae destacan: la chirimoya (*Annona cherimola* Mill.), el saramuyo (*Annona squamosa*) y el híbrido atemoya (*Annona cherimola* x *Annona Squamosa*), éstas especies se caracterizan por presentar un proceso de maduración rápido lo que equivale a una corta vida de anaquel (Brown *et al.*, 1988). La chirimoya es la única especie que se desarrolla en el clima subtropical de la zona Andina en Sudamérica. Aunque la comercialización de la fruta se realiza a gran escala, está considerada como una de las frutas exóticas más finas, que alcanza precios altos a nivel mundial y cuyo consumo se ha incrementado con el paso de los años (Undurraga 1988 citado por Rubí *et al.*, 1997). Se cultiva comercialmente en España, Chile, Estados Unidos, Australia y Nueva Zelanda, en orden de importancia. En México la producción de chirimoya para el año 2005 fue de 307.3 toneladas, con un valor de 1.79 M de pesos; siendo los principales estados productores Hidalgo, Michoacán y Morelos (SAGARPA, 2005).

En Estados Unidos, Chile y España, la explotación comercial se había desarrollado con base en cultivares de chirimoya con problemas de polinización y amarre de fruto (Schroeder, 1970). Sin embargo recientemente se ha realizado una selección de genotipos basada en las características de producción y calidad de los frutos (Gardiazabal y Cano, 1999). Por ejemplo, en España los cultivares Fino de Jete y Campas son ampliamente cultivados debido a su calidad superior y rendimiento del fruto. En México se estima que existen aproximadamente 500 ha cultivadas de chirimoya principalmente en huertos de traspatio y unas 50 ha a nivel comercial, cuya producción se destina fundamentalmente al mercado regional y pequeñas exportaciones a Japón (Andrés-Agustín, 2004). A pesar de que es un fruto con altas posibilidades de mercado debido a su excelente sabor (Gutiérrez *et al.*, 1994), no se ha satisfecho la demanda externa por falta de cultivares con características adecuadas de productividad, forma, tamaño y sabor del fruto así como condiciones de producción que satisfagan la demanda de forma constante (Andrés y Regollar, 1996). Se han realizado trabajos de selección en criollos de genotipos provenientes de semilla considerando aspectos como vigor del árbol, sabor del fruto, forma de la cáscara y contenido de semillas, así como la introducción de cultivares comerciales de otros países, principalmente de España y Chile; éstos fundamentalmente con fines de explotación y

aprovechamiento de la fruta. Los primeros resultados de las investigaciones sobre selección de genotipos de esta especie, muestran que existe alta variabilidad en los aspectos considerados debido principalmente a que provienen de semilla, existiendo algunas selecciones de México sobresalientes, sin embargo cada genotipo presenta características propias de maduración, siendo necesario evaluarlas para conocer su comportamiento y manejo (Andrés-Agustín, 2004).

Los cambios durante el crecimiento, desarrollo y maduración del fruto son importantes ya que determinan su calidad final. Algunos de estos cambios incluyen color externo, peso, longitud, diámetro, firmeza de la pulpa (Miccolis y Salveit, 1991) y contenido de sólidos solubles totales (Gardiazabal y Cano, 1999), los cuales varían dependiendo del cultivar. El metabolismo postcosecha del fruto está afectado por el tiempo de cosecha o periodo de crecimiento y desarrollo (Nomura *et al.*, 1997) y la influencia de la temperatura en este periodo es fundamental (Haun y Coston, 1983). Sin embargo, los cambios durante el crecimiento y desarrollo del fruto de chirimoya no han sido estudiados ampliamente aún en países donde el fruto se ha cultivado comercialmente y es ampliamente conocido.

Como sucede con la mayoría de los frutos subtropicales, la chirimoya es muy perecedera, debido al rápido ablandamiento, oscurecimiento de la cáscara y alta sensibilidad al ataque de hongos poco después de la cosecha (Martínez *et al.*, 1993). Además los frutos son más susceptibles al daño mecánico y a las bajas temperaturas que limitan su almacenamiento y comercialización (Alique *et al.*, 1994), por lo que el tiempo de cosecha tiene un papel decisivo en el éxito del almacenamiento y es una fase crítica que requiere de estrategias de manipulación y conservación definidas (Merodio y De la Plaza, 1997). Los factores genéticos, el número de flores producidas por la planta y el número de frutos en el árbol, son algunos de los factores determinantes del crecimiento y desarrollo del fruto (Agustí, 2004). La cosecha de frutos inmaduros resulta en una calidad pobre, aunque se han usado criterios físicos como el color y tamaño del fruto, estos han sido insuficientes para indicar un estado de madurez adecuado. El contenido de sólidos solubles totales (°Bx) es una aproximación al contenido de azúcares totales, y muchos frutos deben contener un valor mínimo para ser cosechados (López-Camelo, 2003). Uno de los compuestos más importantes es el almidón, el cual se degrada a azúcares durante la maduración contribuyendo al sabor del fruto e incrementando su aceptabilidad por el consumidor (Wills *et al.*, 1998). En el fruto de chirimoya no se han establecido índices de cosecha precisos, el

más utilizado se basa en los cambios de color de la cáscara de verde oscuro a verde brillante. También se han utilizado la firmeza de la pulpa y el contenido de los sólidos solubles totales como índices de cosecha, sin embargo ninguno de ellos nos da la certeza de un estado de madurez adecuado que garantice el máximo desarrollo de las características organolépticas del fruto maduro. La pérdida de adherencia de la semilla dentro del fruto se ha utilizado como una guía a la etapa de madurez, pero este cambio ocurre demasiado tarde para un manejo adecuado. Por lo anterior, en este trabajo se plantea una metodología para la determinación del periodo adecuado de cosecha en chirimoya basado en la acumulación de temperatura y relacionándolo con cambios biofísicos y bioquímicos desde el amarre a la madurez de consumo del fruto. Todo ello con la finalidad de realizar recomendaciones tendientes a encontrar un índice de cosecha en el fruto de chirimoya.

II. OBJETIVOS

2.1. Generales

1. Evaluar el crecimiento y desarrollo de cuatro cultivares de chirimoya (Campas, White, Concha Lisa y Bays) y una selección mexicana (Selene).
2. Determinar el período de cosecha adecuado para cada cultivar o selección.
3. Analizar el patrón de maduración del fruto con base en sus cambios biofísicos, bioquímicos y fisiológicos después de la cosecha.

2.2. Particulares

1. Determinar el patrón de crecimiento para cada cultivar o selección.
2. Evaluar algunos de los cambios biofísicos y bioquímicos que ocurren durante el desarrollo, y su relación con la madurez fisiológica del fruto.
3. Proponer una metodología para determinar el periodo de cosecha adecuado para cada cultivar o selección.

III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. Generalidades sobre Anonáceas

Las Anonáceas constituyen una familia casi exclusivamente tropical. Es de las familias más primitivas y se caracteriza por el arreglo en espiral de estambres y carpelos, y por tener semillas con endospermo rumiado. Es notable por el gran número de especies frutales y productoras de aceites esenciales (León, 1987). Después del descubrimiento de América, las anonas fueron distribuidas ampliamente en las regiones tropicales y subtropicales del mundo (Bourke, 1976).

La familia Annonaceae, está integrada de aproximadamente 75 géneros y un poco más de 600 especies (Vidal, 1994), aunque Ibár-Albiñana (1979) menciona que existen aproximadamente 800 especies en el mundo. Sin embargo dentro de esta gran diversidad genérica, sobresalen cuatro géneros que contienen especies de importancia frutícola: *Annona*, *Rollinia*, *Uvaria* y *Asimina*. Dentro de la familia Annonaceae, las especies de *Annona* comúnmente cultivadas por sus frutos comestibles son: guanábana (*A. muricata*), saramuyo (*A. squamosa*), y anona colorada (*A. reticulata* L.) en tierras bajas tropicales, y chirimoya (*A. cherimola* Mill.) a altitudes superiores en los trópicos y subtrópicos (Estrada, 1994).

Hay dos centros de domesticación de anonáceas americanas; el primero es México y Centro América de donde proceden el saramuyo (*A. squamosa*), anona (*A. reticulata*), ilama (*A. diversifolia*), soncoya (*A. purpurea*), anonillo (*Rollinia jimenezii*) y posiblemente la chirimoya (*A. cherimola*). El segundo es Brasil de donde se originó la guanábana (*A. muricata*) y el aracticum (*A. crassifolia*) (León, 1987).

En México las especies de anonáceas se distribuyen ampliamente; algunas se encuentran formando parte de la vegetación secundaria de las selvas altas, mientras que otras se cultivan en los huertos familiares. Muchas de ellas han sobresalido por la importancia que han adquirido como complemento en la alimentación humana (Vidal, 1994).

3.2. Importancia de la chirimoya

La especie más reconocida de la familia Anonaceae es la chirimoya (*A. cherimola* Mill.) (Morton, 1987). Esta especie es la única del género *Annona* que se desarrolla en zonas subtropicales (Morales *et al.*, 2004) y crece mejor en áreas libres de heladas (Lizana y Reginato, 1990). Al parecer la chirimoya tiene su origen en las partes bajas de los Andes del Perú y Ecuador y actualmente su cultivo se distribuye en regiones de E. U., Chile, India, España y Nueva Zelanda (Jackson, 1986). El origen del nombre proviene del Quechua "chirimuya", que significa *semillas frías*.

En México, la chirimoya se encuentra semicultivada en huertos de traspatio principalmente en los estados de Morelos, México, Jalisco, Chiapas, Puebla, Guanajuato, Michoacán, Hidalgo y Veracruz, cuya superficie se estima en 500 hectáreas. La mayoría de los genotipos provienen de semilla y se encuentran dispersos a altitudes entre 1,400 a 2,000 msnm. En los estados de Michoacán y Morelos, además de cultivarse en los huertos de traspatio, se ha iniciado su cultivo comercial. A pesar de la gran demanda de los frutos de chirimoya, tanto para consumo en fresco como para la industria, la producción comercial con base en selecciones regionales y algunas variedades comerciales, satisface sólo el mercado regional y principalmente al mercado japonés (Andrés-Agustín, 1999; Morton, 1987).

3.3. Características botánicas

Árbol. Es un árbol pequeño de copa abierta, que va desde 5 hasta 9 m de altura, erguido o con sus ramas extendidas, de porte globoso y denso. Las ramas emergen de manera irregular, son muy densas y tienen tendencia a inclinarse. Los entrenudos son largos, de hasta 20 cm en árboles jóvenes; sus ramas son de color café y ligeramente pubescentes. Las hojas tienen un comportamiento caduco, de disposición alterna en la rama, simples (una sola lámina foliar), longitud que varía de 10 a 30 cm, de borde sin divisiones, de forma ovada a elíptica u ovada lanceolada, obtuso acuminadas en el ápice, y circulares en la base. Su color es verde oscuro a verde brillante, siendo la cara superior de un verde más oscuro que la cara inferior, de textura ligeramente pubescente en el haz y aterciopelado en el envés (Gardiazabal-Irazabal y Rosenberg-Melnik, 1993), tiene de 7.5 a 15 cm de largo, y de 3.8 a 8.9 cm de ancho (Morton, 1987). El pecíolo de la hoja es hueco en la zona de inserción con el tallo, ocultando y protegiendo las yemas que darán origen a la próxima brotación, que

puede ser de flor o brote vegetativo (Ibár-Albiñana, 1979). La longitud del pecíolo varía de 6.0 a 12.5 mm y ligeramente pubescente. El árbol es sensible a las heladas y las ramas son susceptibles al rompimiento por el viento (Jackson, 1986). Los árboles de chirimoya comienzan a producir frutos entre los 3.5 y 5 años de edad.

Flor. Las flores son solitarias o en grupos de 2 o 3, a lo largo de las ramas (Schroeder, 1997). Son de posición pendiente, de pedúnculos cortos y curvos. El perianto se compone de 3 sépalos triangulares de unos 5 mm de largo y dos series de pétalos, insertos en un receptáculo ancho y carnoso. Los pétalos externos son largos, de 2.5 cm de longitud linear-oblongos, carnosos triangulares en corte transversal. Los internos son muy cortos, en forma de escamas. Los estambres y carpelos están colocados en un receptáculo cónico; los primeros en la parte inferior, en gran número y dispuestos en espiral. Los carpelos ocupan la parte superior, en disposición similar (León, 1987).

Fruto. El fruto de chirimoya es una polidrupa que resulta de la fusión de muchos carpelos individuales unidos al receptáculo central que los agrupa. La cantidad de semillas influye sobre la forma y el tamaño de fruto (Schroeder, 1997). El receptáculo al que están adheridos los carpelos crece conforme se alarga la fruta; es un cuerpo cónico, duro debido a una gran cantidad de haces vasculares, de color más oscuro y de más bajo contenido de azúcar que el resto de la fruta. Las semillas de la chirimoya son aplanadas, elípticas vistas de frente, de 1.5 a 2 cm. de largo por 1 cm. de ancho. Son de color castaño claro o negro. La testa dura encierra una masa de endospermo ruminado que ocupa la mayor parte de la semilla y un embrión muy pequeño (León, 1987).

La forma del fruto es ancha de forma cónica o de forma acorazonada, su tamaño va desde 10 hasta 20 cm de largo y más de 10 cm de ancho, pesando en promedio de 150 a 500 g, pero se llegan a presentar frutos que pesan 2.7 kg o más. La cáscara es delgada y puede ser lisa o con impresiones parecidas a los dedos o cubiertos con protuberancias de forma cónica o redondeadas. El fruto tiene pulpa de color blanco, jugosa, de aroma agradable, de sabor ligeramente ácido (Morton, 1987).

3.4. Diversidad fenotípica

El número de carpelos fecundados en la flor determina el tamaño y forma del fruto. Cada carpelo aparece en el exterior de la fruta como una placa o areola de forma muy

diversa según el cultivar; se reconocen cinco formas principales y aunque en el mismo árbol pueden aparecer dos o más de ellos, son característicos de cada cultivar y permiten su reconocimiento aunque la forma está también relacionada con el patrón de polinización, como se detalla a continuación (Andrés y Regollar, 1996):

Lisa: el fruto tiene la piel lisa, ya que los bordes de los carpelos quedan fundidos y son poco aparentes.

Impresa: el fruto presenta depresiones suaves en la piel, semejando placas que originan figuras con relieve. Poseen forma acorazonada y a veces algo arriñonada.

Mamillata: el fruto presenta la piel lisa en su parte media y distal, mientras que la sección basal presenta en la piel marcas y tetillas.

Tuberculata: el fruto posee una cubierta fuertemente reticulada, y cuando es pequeño tiene protuberancias marcadas, las que se atenúan al madurar, adquiriendo una forma más o menos redondeada o globosa.

Umbonata: estos frutos presentan piel reticulada con numerosos carpelos y protuberancias aguzadas. Con una forma semejante a una piña (Gardiazabal-Irazabal y Rosenberg-Melnik, 1993).

3.5. Floración

La floración ocurre durante los meses de octubre a enero, y está asociada con el primer y segundo crecimiento de brotes vegetativos. Condiciones adversas del ambiente durante este periodo pueden reducir la floración y amarre de fruto. En varios países, los rendimientos bajos se han atribuido a problemas de polinización (George y Nissen, 1988).

3.6. Polinización

Existen diversos mecanismos de polinización (forma natural, por viento, por insectos) que han sido evaluados en especies de *Annona* (George *et al.*, 1989). Aunque de forma natural la polinización de las anonas se efectúa a través de los insectos (Ochse *et al.*, 1986), el bajo amarre puede ser atribuido entre otros factores, a que las flores son poco atractivas

(Lizana y Reginato, 1990). La polinización manual en la chirimoya se ha practicado comercialmente en Egipto, E.U.A., Cuba, Chile, Nueva Zelanda, Perú y otros países, pues se ha demostrado que se obtiene 75% más de frutos, además de mejorar tamaño, peso y forma de los mismos (Morton, 1987). La chirimoya presenta dicogamia protogínica. Algunas especies de *Annona* como la guanábana es dicógama pero presenta ambas protoginia y protandria. (Worrell *et al.*, 1994). La estructura de las flores es tal, que frecuentemente la autopolinización cruzada no se efectúa, puesto que la abertura a través de los pétalos apenas abiertos al momento que el estigma es receptivo, es demasiado pequeña para la mayoría de los insectos. Existen numerosos informes en la literatura frutícola de que el rendimiento de muchas anonas se puede aumentar por medio de la polinización artificial (Ochse *et al.*, 1986).

Pocos son los insectos que polinizan a las flores de las anonas, George y Nissen (1988) encontraron que el incremento de amarre bajo condiciones del medio ambiente parece ser debido a la presencia de insectos polinizadores en particular escarabajos, los cuales fueron observados en las flores. La incidencia de los escarabajos en flores de *Annona* se incrementa al aumentar la temperatura del suelo (20 a 30°C) y disminuye con precipitaciones fluviales por arriba de 5 mm por día. Sin embargo, las flores polinizadas manualmente produjeron cuatro veces más frutos que aquellas polinizadas por el escarabajo. El polen también puede ser transferido de una flor a otra mediante el viento, pero la polinización por este medio es muy baja debido a la naturaleza de los granos de polen y orientación de la flor (George *et al.*, 1989). Por lo tanto, la polinización manual es altamente recomendable y debe ser hecha en un periodo de 6 a 8 horas después de que los estigmas han adquirido un color blanco y son pegajosos. Se ha encontrado que en las flores que abren primero, los granos de polen se encuentran con alto contenido de almidón, mientras que las flores que abren más tarde son más abundantes en polen el cual germina fácilmente, por esta razón las flores abiertas son colectadas en la tarde y se mantienen en una bolsa de papel por toda la noche. A la mañana siguiente el polen liberado se colecta en un frasco el polen liberado y se transfiere con un pincel a los estigmas receptivos. Como sólo una parte de las flores sobre el árbol son polinizadas cada vez, la operación se repite cada 4 o 5 días para alargar la época de maduración (Morton, 1987). Con 20 a 30 flores se puede obtener polen suficiente para polinizar 50 a 60 flores. En una hora se puede polinizar cerca de 150 flores con una eficiencia de 80-100% de amarre de fruto. La polinización manual en huertas

comerciales es costosa y requiere paciencia, sin embargo su práctica asegura un mayor porcentaje en el amarre de fruto (Nakasone y Paull, 1998).

El número de carpelos fecundados en una flor determina el tamaño y forma de la fruta. En chirimoya y otras anonáceas son muy frecuentes los frutos irregulares, debido a la falta de polinización uniforme (León, 1987). Richardson y Anderson (1996) encontraron que las flores polinizadas en las primeras etapas del periodo de floración mostraron los mejores resultados de amarre de fruto, pero aquellas flores polinizadas a mitad del periodo de polinización produjeron los frutos más grandes y simétricos. Esto puede deberse a que las flores a la mitad del periodo de floración, se desarrollan en la base de las hojas jóvenes, mientras que en etapas tempranas compiten con otros puntos de demanda para almacenar reservas. Las flores de chirimoya polinizadas a la mitad del periodo de floración dieron los mejores resultados pero la fisiología de esta respuesta no es aún clara y requiere de más investigación. Varios cultivares parecen mostrar algún grado de incompatibilidad hacia el polen de otros cultivares y por lo tanto es preferible tener sólo un cultivar en una huerta.

3.7. Amarre de fruto

Una vez que el polen es depositado sobre los estigmas, el crecimiento de tubos polínicos compatibles en el saco embrionario parece no tener barreras (Vithanage, 1984). Gazit *et al.*, (1982) mencionan que el amarre de fruto no ocurre por polinización natural en condiciones de alta temperatura y baja humedad relativa. En contraste, se ha reportado mejor polinización cuando hay alta humedad relativa, lo cual evita la desecación del estigma antes de la dehiscencia de las anteras.

George y Nissen (1988) encontraron que niveles bajos de humedad del suelo también redujeron la floración y amarre de fruto particularmente a temperaturas altas (28 °C). También se redujo el amarre de fruto durante el crecimiento vegetativo debido a la competencia de los brotes vegetativos con las flores, George *et al.*, (1989) señalan que esto puede ser controlado a través del uso de retardantes del crecimiento.

3.8. Requerimientos ambientales

Clima. La chirimoya es una especie adaptada a climas subtropicales o templados pero difícilmente se adapta a condiciones tropicales. En Colombia y Ecuador, crece a altitudes entre 1,400 a 2,000 m donde la temperatura varía entre 17 y 20°C. El clima ideal para la chirimoya es entre 18 y 25°C en el verano, y entre 5 y 18°C en el invierno (Higuchi *et al.*, 1999).

Suelo. El árbol desarrolla bien en un intervalo amplio de suelos desde el ligero a pesado aunque se ha observado que lo hace mejor en suelos de textura media y moderada fertilidad. El rango óptimo de pH es entre 6.5 a 7.6. Una prueba de invernadero en arena ha demostrado que la deficiencia de calcio es uno de los primeros síntomas que se detectan en la planta de chirimoya (Morton, 1987). En la mayoría de las áreas subtropicales, la lluvia es una fuente de agua inestable por lo que la escasez o inundación estacional de agua en el suelo, pueden causar prejuicios, que incrementa la certidumbre sobre el rendimiento a obtener y a menudo se pierde la cosecha ya sea por daño físico a los árboles, desórdenes fisiológicos o aumento de enfermedades. Estos problemas se agravan cuando los árboles de chirimoya crecen en suelos poco profundos e inclinados con una capacidad limitada de retención de agua y propensos a erosión con la subsecuente pérdida de fertilidad (Van-Damme y Scheldeman, 1999).

3.9. Desarrollo de fruto

La vida de los frutos puede dividirse en tres etapas: crecimiento, maduración y senescencia sin embargo es difícil separarlas. El crecimiento implica la división celular y el subsiguiente desarrollo de las células que llevan al tamaño final alcanzado por el fruto. La maduración fisiológica suele iniciarse antes de que termine el crecimiento e incluye diferentes fenómenos. Al crecimiento y maduración fisiológica suele referirse como desarrollo. La senescencia se define como la fase en la que los procesos bioquímicos anabólicos (sintéticos) dan paso a los catabólicos (degradativos) y por consiguiente se produce el envejecimiento y la muerte de los tejidos (Wills *et al.*, 1998).

En términos botánicos un fruto se compone de un ovario maduro y partes de la flor asociadas como el receptáculo, restos de pétalos, sépalos y estambres marchitos y partes del pistilo (Opara, 2000). El crecimiento del ovario se inicia desde la apertura de la flor, con

divisiones celulares independientemente de si la fecundación se presentó; si la flor es polinizada y fecundada y el cuajado asegurado, entonces el desarrollo del fruto continuará de manera acelerada (Díaz-Montenegro, 2002). Después de la polinización, el ovario crece rápidamente y esto marca el inicio del desarrollo de fruto. En frutos de chirimoya durante esta etapa uno o dos días después de la fertilización, los pétalos caen; el receptáculo se alarga y los carpelos fecundados, cada uno con una semilla, alcanzan la madurez de seis a diez meses después de la floración (Andrés y Regollar, 1996). En muchas especies, el patrón del crecimiento se caracteriza por un periodo inicial de división celular rápida y desarrollo de paredes celulares, seguido por un periodo largo de expansión celular debido al incremento en tamaño de las vacuolas, así como el engrosamiento de la pared celular y aumento en el espacio intercelular. La duración de la división celular durante el desarrollo de fruto varía entre especies y contribuye al crecimiento del fruto. El crecimiento de los frutos, como en todos los órganos vivos, es un elemento esencial del ciclo de vida. En el crecimiento ocurren cambios en tamaño, forma, y número refiriéndose al incremento en longitud, diámetro y masa (Opara, 2000).

El crecimiento del fruto de chirimoya sigue una curva doble sigmoide. Después de la floración, el fruto de chirimoya permanece de 5 a 9 meses en el árbol, lo que varía de acuerdo con el cultivar. Durante la primera etapa del crecimiento, el fruto no produce aromas notables, sin embargo, durante la etapa de maduración, los compuestos volátiles aumentan conforme la maduración avanza (Merodio y De la Plaza, 1997). La velocidad de crecimiento en un fruto doble sigmoide es diferente para cada especie. También existen diferencias en la velocidad de crecimiento en las distintas fases de crecimiento, siendo mayor en las fases I y III, mientras que la fase II es más lenta y coincide con la época en que el endocarpio se endurece en los frutos de hueso. Dentro de cultivares de una especie también hay diferencias de velocidad de crecimiento con respecto a si son de ciclo largo o corto de floración a maduración; todos los cultivares en durazno son similares en la fase I, los cultivares de ciclo corto son más lentos en la fase II pero son más rápidos en la fase III (Díaz-Montenegro, 2002). En un experimento, se midió la longitud, diámetro, tamaño y peso de frutos de guanábana desde al amarre hasta las 19 semanas, y se encontró que los frutos tuvieron un crecimiento doble sigmoide, en el cual el fruto tuvo una fase inicial de crecimiento rápido, seguido por una fase de crecimiento lento que duró cerca de cuatro semanas. Durante la fase III de crecimiento el fruto alcanzó su tamaño final (Worrell *et al.*, 1994).

3.10. Importancia de la temperatura en la fenología del cultivo

El crecimiento y desarrollo de las plantas se puede caracterizar por el número de días entre eventos observables, tales como floración y madurez de frutos, etc. Sin embargo, el número de días entre eventos no puede ser una herramienta debido a que las tasas de crecimiento y el desarrollo de la planta varían con la temperatura (Arnold, 1959). La respuesta de la planta a la temperatura durante la germinación puede ser diferente de aquella respuesta durante el amarre de fruto o el periodo de maduración del fruto (Warnock e Isaacs, 1969). En términos generales, debajo de una temperatura base (Figura 1), determinada genéticamente para cada organismo, el desarrollo no ocurre o es insignificante. Sobre dicha temperatura, el desarrollo se incrementa hasta llegar a un pico o intervalo, donde la velocidad del desarrollo es máxima. Entonces, el desarrollo decrece nuevamente hasta llegar a ser nulo a una temperatura umbral máxima; estos valores se conocen como temperaturas cardinales (Ruiz, 1991).

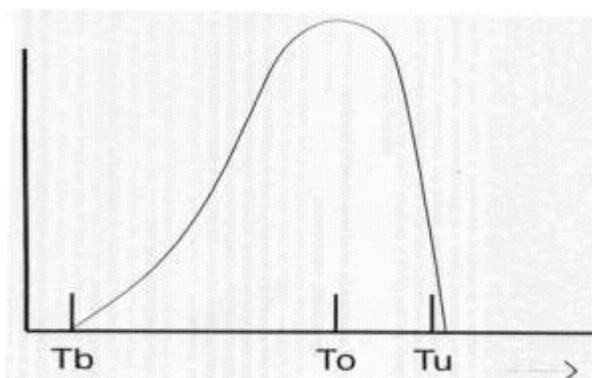


Figura 1. Relación entre la tasa de desarrollo y la temperatura. Tb=Temperatura base, To=Temperatura máxima y Tu=Temperatura umbral máxima.

La medición de eventos puede ser mejorada si se expresan las unidades de desarrollo en términos de tiempo fisiológico en lugar de tiempo cronológico, por ejemplo en términos de acumulación de temperatura. Es así como surge el término de días grado o grados día (GD) que se definen como días en términos de grado sobre una temperatura umbral (Arnold, 1959). El concepto de temperatura acumulada, tiempo térmico o unidades calor, sobre una temperatura base, unifica de forma escalada tiempo sobre el cual se expresa el progreso del cultivo hacia la madurez (Gallagher, 1979).

La aplicación del concepto de GD a observaciones fenológicas ha sido de gran utilidad en la agricultura. Entre las múltiples aplicaciones de este parámetro se encuentran las indicadas por Neild y Seeley (1977) como son:

1. Programación de fechas de siembra o ciclos de cultivo
2. Pronóstico de fechas de cosecha
3. Determinar el desarrollo esperado en diferentes localidades
4. Determinar el desarrollo esperado en diferentes fechas de siembra o inicio del ciclo de cultivo
5. Determinar el desarrollo esperado de diferentes genotipos
6. Pronosticar coeficientes de evapotranspiración de cultivos
7. Pronóstico de plagas y enfermedades

El concepto de GD ha proporcionado la base para el establecimiento de plantaciones de varios cultivos. Wolf *et al.* (1986) propusieron el uso de unidades calor para predecir la duración de las etapas del desarrollo en plantaciones de tomate. Marshall y Thompson (1987) mencionan que los modelos matemáticos pueden ser de utilidad a los agricultores para predecir el índice de madurez de un cultivo, y con esto establecer el calendario de producción con base en información de variables ambientales de la localidad. Los modelos pueden ser herramientas útiles para predecir diferentes eventos de interés agrícola (Marcelis y Gijzen, 1998). Por ejemplo, Génard y Huguet (1996) aplicaron un modelo semimecánico para evaluar la acumulación de materia fresca en el fruto de pera durante la etapa de desarrollo rápido del mesocarpio. El modelo se basó en que el flujo de agua en el fruto incrementa con el aumento de peso de fruto y transpiración por unidad de peso, y disminuye con una reducción de agua en la planta, lo cual es usado como un indicador del estrés de agua. Se asume que la transpiración del fruto se incrementa en relación directa con el tamaño de fruto y la radiación, mientras que la respiración del fruto está relacionada con el crecimiento y la temperatura. El análisis también indicó que se presentó un óptimo de irradiación solar para el crecimiento del fruto y que el efecto de alta radiación global sobre el crecimiento varió con la etapa de desarrollo de fruto. El estrés de agua, que es el factor más importante que afecta el crecimiento de fruto, tiene un efecto inmediato en el crecimiento.

3.11. Índices de cosecha

Debido a que los frutos son productos altamente perecederos, es necesario considerar que antes de la cosecha, éstas se encuentran íntimamente relacionadas con la planta que suple sus necesidades de agua o nutrientes. Sin embargo, una vez cosechados la supervivencia depende únicamente de sus reservas (López-Camelo, 2003). Para manejar correctamente a los frutos después de su cosecha, se debe considerar que se tratan de estructuras vivas, ya sea cuando se hallan unidas a la planta o cuando han sido cosechadas en donde continúan sus procesos metabólicos y fisiológicos. El crecimiento y la maduración fisiológica del fruto se completan en la planta pero la madurez de consumo puede llevarse a cabo fuera de la planta (Wills *et al.*, 1998). En la maduración organoléptica se producen cambios estructurales y químicos, de allí la importancia del momento de cosecha más oportuno, pues este último condicionará el principal atributo de calidad que es el sabor.

Se han sugerido diversos criterios para evaluar el estado de madurez óptimo para la cosecha de los frutos, entre los que destacan: el color de la cáscara o las porciones carnosas, la firmeza, la composición química, el tamaño y la forma, el tiempo transcurrido desde la floración. La aplicación de estas variables debe ser fácil, rápida y en la medida de lo posible, no destructivas (Wills *et al.*, 1998).

La firmeza y el color son los parámetros principales para estimar el grado de madurez de un fruto ya que la maduración inicialmente mejora y ablanda la textura del fruto, lo que se asocia con los cambios en sabor y color y con esto se alcanza la calidad comestible máxima. El cambio de color es el síntoma externo más evidente de la maduración y se debe, en primera instancia, a la degradación de la clorofila (desaparición del color verde) y a la síntesis de los pigmentos específicos de la especie. Sin embargo, a medida que este proceso continúa, se produce la sobremaduración o senescencia que conlleva la desorganización celular y en consecuencia la descomposición del producto. Otra variable que se ha considerado útil para determinar el índice de cosecha es el contenido de sólidos solubles totales (SST) que es una estimación del contenido de azúcares, ácidos orgánicos, pectinas, entre otros compuestos, que determinan el estado de madurez de los frutos y cuyo contenido mínimo suele ser utilizado como índice de cosecha (Cuadro 1) (López-Camelo, 2003):

Cuadro 1. Contenido mínimo de sólidos solubles recomendado a la cosecha.

Fruto	Sólidos solubles totales (°Bx)
Mango	8.0
Mandarina	8.0
Naranja	8.0
Papaya	11.5
Pomelo	8.0

(Kader, 1998)

El índice de cosecha que se ha utilizado en frutos de chirimoya se basa en los cambios de color de la cáscara de verde oscuro a verde brillante, también se han usado, la firmeza de la pulpa y los sólidos solubles totales, sin embargo ninguno de ellos ha mostrado ser totalmente confiable en determinar el estado madurez fisiológica óptima (Merodio y De la Plaza, 1997).

3.12. Maduración de fruto

La maduración del fruto es una serie de procesos bioquímicos coordinados que resultan en la biosíntesis y degradación de pigmentos, conversión de almidón a azúcares, cambios en firmeza y textura, producción de compuestos volátiles, incremento en la intensidad respiratoria, producción de etileno (frutos climatéricos) (Speirs y Brady, 1991). En chirimoya el proceso de maduración envuelve el incremento en la intensidad respiratoria en dos fases bien establecidas, así como el ascenso en la biosíntesis de etileno lo que conlleva a cambios de color de la epidermis, ablandamiento, liberación de aromas y compuestos volátiles, cambios en el contenido de agua y carbohidratos, este periodo de maduración puede durar entre 5 a 8 días (Vishnu *et al.*, 2000).

En frutos de guanábana se ha encontrado que dos días después de cosecha, se presenta un incremento respiratorio que coincide con la evolución autocatalítica del etileno, (Bruinsma y Paull, 1984). Biale y Barcus (1970) mencionan que la forma irregular de la curva de respiración en las anonáceas, se debe a diferentes etapas de desarrollo de los ovarios que lo constituyen.

La firmeza del fruto también experimenta cambios importantes durante el proceso de maduración, debido a cambios en la estructura y composición de las paredes celulares mediante la degradación enzimática de compuestos de la pared celular (celulosa, pectinas,

etc.) (Laguado, 1998). Uno de los fenómenos que desencadenan los cambios significativos en el proceso de maduración es la biosíntesis de etileno, que estimula la síntesis y actividad de enzimas hidrolíticas de la pared celular. como la poligalacturonasa (PG, EC 3.2.1.15) que hidroliza los enlaces $\alpha(1-4)$ del ácido D-galacturónico de los polisacáridos de pectina, así mismo la pectinmetilesterasa (PME, EC 3.1.1.11) que cataliza la demetoxilación de los grupos carboxilo de los residuos galacturonosil de pectina (Fischer y Bennett, 1991). Huber *et al.*, (2001) mencionan que la función de la enzima PME en la depolimerización de pectinas no son determinantes para el ablandamiento; sin embargo, su participación en los cambios de textura durante las últimas etapas de la maduración son importantes. Karakurt y Huber (2003) reportan un aumento significativo de la actividad de α y β galactosidasas durante las primeras 24-48 horas, en frutos de papaya cortadas, por lo que es posible que estas enzimas estén involucradas en el ablandamiento durante las primeras etapas de maduración postcosecha.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Sitio experimental

El experimento se llevó a cabo en el Banco de Germoplasma de Chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) de la fundación Salvador Sánchez Colín-CICTAMEX, S. C., localizado en Coatepec Harinas, Estado de México a 18° 46' 38" L. N., 99° 46' 38" L. O. y 2,240 msnm. La temperatura media anual de esta población es de 16 °C, con 1,100 mm de precipitación media anual (Andrés-Agustín, 2004). El análisis de las muestras se realizó en el laboratorio de postcosecha del Colegio de Postgraduados Campus Montecillo.

4.2. Material vegetal

En el presente estudio se evaluaron los siguientes cultivares: White (Estados Unidos), Campas (España), Concha Lisa (Chile), Bays (Estados Unidos), y la selección Selene (México) (Figura 2). Los árboles se encuentran distribuidos en marco real a 5x5 m.

4.3. Técnica de polinización

Con el fin de asegurar un mayor porcentaje de amarre de fruto, se polinizaron manualmente las 1000 flores de todos los cultivares, de un total de 17 árboles. La polinización manual se basó en el método estándar de Scoreades (Schwanzemberg, 1946) que consistió en los siguientes pasos:

Colecta de polen: Se realizó entre las 3 y 4 pm, horas en que ocurre la liberación del polen en condiciones naturales (Nakasone y Paull, 1998). Los granos de polen se colectaron de flores tardías totalmente abiertas, con los pétalos de las flores masculinas próximas a la abscisión, en ese momento ocurre la dehiscencia natural de las anteras, tornándose de color blanco o crema (Escobar *et al.*, 1986). Los estambres se depositaron en cajas de plástico de color blanco, las cuales se agitaron para provocar la liberación del polen.



Figura 2. Genotipos de Chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) cultivados en el Banco de Germoplasma de la fundación Salvador Sánchez Colín-CICTAMEX, S. C., localizado en Coatepec Harinas, Estado de México.

Polinización manual: Las flores ha polinizar se seleccionaron con base en el criterio de que se encontraran en la fase donde los estigmas son receptivos. Posteriormente se procedió a polinizar manualmente cada flor femenina con un pincel de pelo suave. Esta técnica consistió en separar con cuidado los pétalos de la flor y con el pincel se depositaron los granos de polen sobre los estigmas cuidadosamente para evitar dañar estas estructuras. La polinización manual se efectuó entre las 7:00 a 8:30 a. m. Después de la polinización manual se procedió a etiquetar las flores y se determinó el porcentaje de amarre después de 30 días.

4.4 Patrón de crecimiento del fruto

A partir de la fecha de amarre del fruto de chirimoya (Junio 2005) se empezó a determinar la velocidad de crecimiento, para lo cual se tomaron al azar 15 frutos en cada genotipo y se hicieron mediciones del diámetro radial y polar del fruto, en periodos de 15 días hasta los 230 dda que se cumplieron en Enero del 2006.

4.5. Desarrollo de fruto

Durante el desarrollo de los frutos se realizaron muestreos cada 30 días haciendo un total de siete. En cada evaluación se cortaron 3 frutos de cada genotipo procurando que el tamaño de los frutos fuera homogéneo. Posteriormente se trasladaron al Laboratorio de Fisiología Postcosecha para determinar variables biofísicas y bioquímicas especificadas a continuación. Los análisis se realizaron de Julio del 2005 a Enero del 2006.

Variables biofísicas

Peso de la biomasa fresca del fruto (g). Se pesó cada uno de los frutos cosechados y sus componentes (cáscara, pulpa, semillas y receptáculo) en una balanza electrónica ALSEP-EY 2200A.

Peso de la biomasa seca (g). Para la determinación de esta variable se pesaron 10 g de pulpa y se colocaron en la estufa a 70-75°C. Se evaluó el peso de la muestra cada tercer día hasta alcanzar peso constante.

Longitud y diámetro del fruto (mm). Los frutos se midieron longitudinalmente y diametralmente con un vernier.

Peso específico del fruto. El peso específico se obtuvo con el método señalado por Hatfield y Knee (1988): En un recipiente de vidrio con un volumen conocido de agua destilada, se colocó un fruto y se midió el volumen desplazado. El peso específico se obtiene al dividir el peso del fruto entre el volumen de agua desplazada.

Porcentaje de los componentes del fruto. Se determinó el porcentaje que representa el peso de cada componente con relación con el peso total del fruto.

Índice de semillas (IS). De acuerdo a Hermoso *et al.* (1997), el IS se obtiene al dividir el número de semillas entre el peso del fruto, multiplicado por 100. El resultado se expresa en número de semillas por 100 g de pulpa.

Variables bioquímicas

Azúcares totales. Se usó el método de Dubois *et al.* (1956). Para ello se tomó 1 g de muestra y se homogeneizó en 20 mL de alcohol etílico, dejando reposar por 12 horas. De esta muestra se tomó una alícuota de 100 μ L y se aforó a 5 mL con agua destilada. De esta dilución se tomó 1 mL, se añadió 100 μ L de fenol al 80 %, y 5 mL de H₂SO₄ concentrado, dejando reposar en baño María a 30 °C por 20 min. y finalmente se midió la absorbancia a 490 nm con un espectrofotómetro Spectronic 20-BAUSCH & LOMB para determinar la absorbancia a 490 nm. Los resultados se reportan como % de azúcares totales, tomando como base una curva patrón de glucosa.

Curva patrón. Se pesaron 10 mg de glucosa en 50 mL de agua destilada, de esta solución se tomaron 0, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1 mL los cuales se colocaron en tubos de ensayo y se justaron a 3 mL con agua destilada, de cada uno se tomó 1 mL y se siguió el procedimiento descrito anteriormente. Con los datos obtenidos se estableció la curva estándar mediante una regresión lineal (Figura 3).

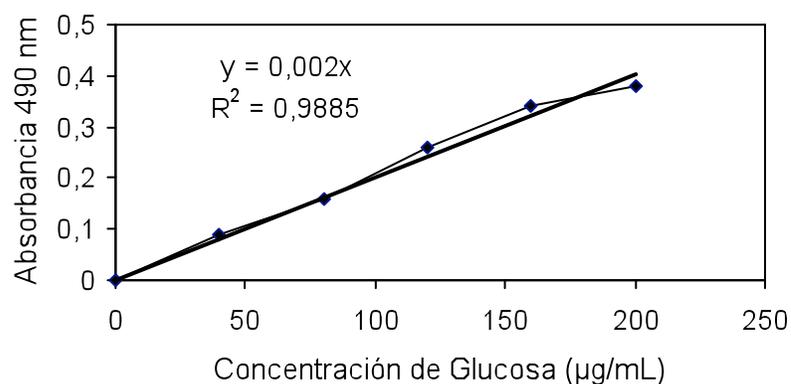


Figura 3. Curva patrón para la determinación de azúcares totales.

Azúcares reductores. Los azúcares reductores se evaluaron mediante el método de Nelson y Somogyi descrito por Gutierrez *et al.* (1995). De la solución madre se tomó 1 mL por muestra y se depositó en un tubo de ensayo hasta su evaporación en baño maría. Las muestras se diluyeron en 1 a 30 mL de agua destilada. De esto se tomó por triplicado 1 mL depositándolo en un tubo de ensayo. A cada muestra se le agregó 1 mL del reactivo C de Nelson. Se agitaron en un vortex y se llevaron a ebullición en baño maría durante 20 minutos. Posteriormente se enfrió cada muestra bruscamente en agua helada y se adicionó 1 mL de arseniomolibdato de amonio. Se agitaron en un vortex y se aforó a 10 mL con agua destilada, procediendo a agitar para finalmente leer la absorbancia en el espectrofotómetro Spectronic 20-BAUSCH & LOMB a 540 nm.

Curva patrón. Se pesaron 10 mg de glucosa y se disolvieron en 100 mL de agua destilada, de esta solución se tomaron 0.1, 0.2, 0.3, 0.4, 0.5, 0.6, 0.7, 0.8, 0.9 y 1 mL; se ajustaron a 1 mL con agua destilada y procediendo con el mismo procedimiento utilizado para la realización de la prueba de Nelson y Somogyi. Con los datos obtenidos se estableció la curva estándar mediante una regresión lineal (Figura 4). Los azúcares no reductores se obtuvieron al restar el contenido de azúcares reductores al contenido de azúcares totales, dando origen al contenido de sacarosa (mg/g pulpa fresca).

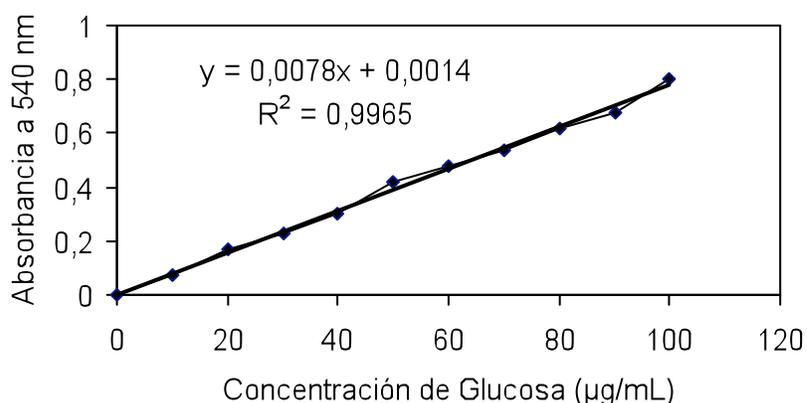


Figura 4. Curva patrón para la determinación de azúcares reductores.

Determinación del almidón. El contenido de almidón se evaluó por el método de Ortega y Rodríguez (1979). El residuo de la pulpa de frutos de chirimoya del cual se extrajeron los azúcares solubles se resuspendió en 70 mL de agua destilada, se calentó a 100 °C por 20 minutos. Posteriormente se dejó enfriar hasta 55°C para añadir 10 mL de distasa (Merck) al 1%. Se incubaron en baño maría a 55°C por 30 minutos. En esta etapa se realizó la prueba de yodo (lugol) (pérdida de color violeta cuando se aplica yodo) para comprobar que no existía más almidón. La solución obtenida se filtró, se registró el volumen y se tomó una alícuota de 10 mL, a la que se agregó 5 mL de ácido clorhídrico 1.125 N, se colocó esta nueva solución en baño maría a 55°C por 2 ½ h; luego se ajustó el pH a 8 con NaOH (50%). El volumen alcanzado se registró y a partir de esta solución, por el método de Antrona, se procedió a determinar la concentración de azúcares (glucosa) liberados por la hidrólisis del almidón.

Azúcares totales. Para cuantificar esta variable se utilizó el método de Antrona descrito por Whitam *et al.* (1971). De la solución madre se tomó 1 mL y se evaporó en baño maría, posteriormente se diluyó en 5 a 50 mL de agua destilada. Se tomó 1 mL de lo anterior y se colocó en un tubo de ensayo por triplicado, ajustando a 3 mL de agua destilada. Los tubos se colocaron en baño de agua fría y a cada uno se le agregó con una pipeta, 6 mL de la solución de Antrona. Posteriormente los tubos de ensayo se colocaron en baño María en ebullición por tres minutos; pasado este tiempo se enfriaron en agua fría y se leyó la absorbancia a 600 nm en el espectrofotómetro Spectronic 20-BAUSCH & LOMB. Para el

testigo se colocaron 3 mL de agua destilada y se siguió el mismo procedimiento empleado para las muestras.

Curva patrón. Se pesaron 10 mg de glucosa y se disolvieron en 100 mL de agua destilada, de esta solución se tomaron 0.1, 0.2, 0.3, 0.4, 0.5, 0.6, 0.7, 0.8, 0.9 y 1 mL, se ajustaron a 3 mL con agua destilada y se dio el mismo procedimiento utilizado para la realización de la prueba de Antrona. Con los datos obtenidos se estableció la curva estándar mediante una regresión lineal (Figura 5). Los valores de glucosa obtenidos por muestra de chirimoya se multiplicaron por el factor 0.9 para obtener el valor correspondiente al del almidón (Ortega y Rodríguez, 1979).

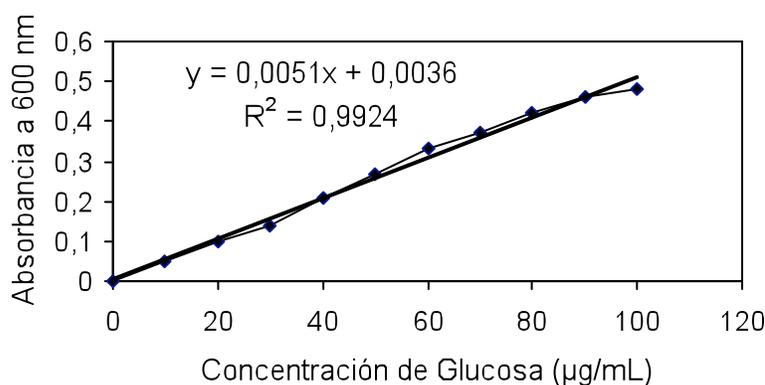


Figura 5. Curva patrón para la determinación de almidón.

Sólidos solubles totales (°Bx). Se hizo un raspado de la pulpa de cada uno de los frutos de chirimoya y con ayuda de un trozo de manta, se depositó una gota del jugo en un refractómetro digital ATAGO-PALETTE PR-100 (0 a 32 %). Los resultados se expresan como °Brix.

pH. Se pesaron 20 g de pulpa de cada uno de los frutos de chirimoya. Se homogenizaron en 100 mL de agua destilada, y se leyó el pH con un potenciómetro CORNING-MODEL 12 RESEARCH.

4.6. Diseño experimental y análisis estadístico

Los datos obtenidos tanto para el patrón de crecimiento como el de proceso de maduración, se graficaron en función del tiempo de medición, calculando la media y desviación estándar. Para determinar el desarrollo del fruto se tomaron aleatoriamente tres frutos en periodos de 30 días (cada fruto se consideró una repetición) y se consideró como tratamientos los estados del desarrollo del fruto alcanzados en cada fecha de muestreo. Se realizó un análisis de varianza (diseño completamente al azar) con el paquete estadístico SAS V8 (2000) a los resultados para cada variable, y las medias se compararon con la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Correlación entre variables. Para determinar las relaciones existentes en el comportamiento de las variables estudiadas durante el desarrollo del fruto, con el paquete SAS V8 (2000) se aplicó un análisis de correlación de medias por fechas de muestreo, calculando el coeficiente de Pearson.

4.7. Cálculo de los grados día desarrollo y cosecha

La fecha de amarre de fruto de chirimoya fue el punto inicial de evaluación del desarrollo de los genotipos evaluados. A partir de esta fecha se hicieron cortes o muestreos de los frutos hasta los 230 días después de amarre (dda) debido a que estos permanecen 5 a 9 meses en el árbol después de floración (Merodio y De la Plaza, 1997). Sin embargo la presencia de heladas en el sitio experimental determinó que se realizara un sólo corte a los 206 dda.

Se registró la temperatura del aire con dos data Logger (Hobo H08-003-02, Onset Computer Corporation) colocados en las ramas de dos árboles de la huerta en una altura aproximada de 1.5 m. Los registros de la temperatura se hicieron en periodos de una hora, y con ellos se calcularon los grados día desarrollo con el método residual (Austin y Ries, 1968; Warnock e Isaacs, 1969). Los resultados de cada variable respuesta se presentaron gráficamente por genotipo en función de la temperatura acumulada. La fórmula utilizada fue:

$$TA = \sum_{i=1}^n \left(\frac{T_{\max} + T_{\min}}{2} \right)$$

Donde:

n= día de registro

T_{min}=Temperatura mínima diaria (°C)

T_{max}=Temperatura máxima diaria (°C)

T_b=Temperatura base, 7 °C (George y Nissen, 1987)

Ajuste de modelos a las variables respuesta. Con el programa CurveExpert 1.3 (1995) se ajustaron modelos tipo Gauss a los resultados de las variables respuesta contenido de almidón y biomasa fresca, y polinomiales de cuarto orden al contenido de sólidos solubles totales por genotipo. Posteriormente, se aplicó el análisis de regresión con el programa SAS V8 (2000) para determinar la significancia de ajuste de los modelos.

Determinación de la temperatura acumulada con el nivel máximo de almidón del fruto.

Se determinó la temperatura acumulada con el máximo nivel de almidón con el programa CurveExpert 1.3 (1995) cuando la derivada de la función ajustada fue igual a cero. Con esta temperatura acumulada y los respectivos modelos ajustados, se calculó el contenido de sólidos solubles totales y biomasa fresca modeladas.

Determinación de la temperatura acumulada de referencia. Con base en las recomendaciones de Gutiérrez *et al.* (1994) y Paull (1982) para determinar el periodo de cosecha con base en el contenido de almidón y sólidos solubles totales, se evaluaron las funciones de contenido de almidón y sólidos solubles totales por genotipo y se obtuvieron las temperaturas acumuladas de referencia, con las que se evaluaron las funciones correspondientes para determinar la biomasa fresca por genotipo.

Análisis del nivel máximo de almidón alcanzado entre genotipos. Con los modelos ajustados al contenido de almidón, se comparó el nivel máximo de almidón alcanzado por genotipo. Además se establecieron las diferencias entre genotipos en la temperatura acumulada cuando el almidón alcanzó su nivel máximo.

Determinación del periodo de cosecha. Con la información obtenida se establecieron tres estados de desarrollo del fruto, los cuales en forma cronológica fueron; A) Contenido de almidón al 12% mencionado por Gutiérrez *et al.* (1994), B) Contenido de sólidos solubles

totales al 10 °Bx empleado por Paull (1982) y C) Contenido de almidón al nivel máximo. Posteriormente, se determinó el periodo de cosecha con base en los estados de desarrollo anteriores.

4.8. Evaluación del patrón de maduración

El fruto de chirimoya fue cosechado a los 206 dda y colocado en cajas de plástico de 40 kg. Posteriormente el fruto fue trasladado al Laboratorio de Fisiología Postcosecha del Colegio de Postgraduados Campus Montecillo, en Montecillo México. Para la evaluación del patrón de maduración los frutos se mantuvieron a $20 \pm 2^\circ\text{C}$ de temperatura y 65-70% de humedad relativa por un periodo de 9 días. Durante esta fase del experimento se determinaron las siguientes variables:

Variables fisiológicas

Intensidad respiratoria. Se determinó por cromatografía de gases de acuerdo con el método estático descrito por Salveit y Sharaf (1992). Los frutos de chirimoya se colocaron en recipientes bien cerrados y se dejaron reposar por 1 h. Se tomó 1 mL de aire del espacio libre del recipiente y se inyectó en un cromatógrafo de gases Hewlett Packard 5890 Series II, con detectores de ionización de flama (FID) y de conductividad térmica (TCD). Las condiciones de operación del cromatógrafo fueron: Inyector 80°C , horno 150°C y detectores (FID y TCD) 150°C , con columna capilar Poraplot Q (Chrompack), utilizando helio como gas de acarreo. La toma de muestras se realizó cada 24 horas. Como patrones se utilizó dióxido de carbono $500 \mu\text{L L}^{-1}$, ambos grado cromatográfico; los resultados de intensidad respiratoria se reportaron como $\text{mL CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$.

Variables biofísicas

Firmeza. Esta variable se midió con un texturómetro FORCE FIVE-FDV 30 con un puntal plano de 0.8 cm de diámetro, cada tercer día en 4 frutos de cada material utilizado, midiendo la fuerza necesaria para penetrar la pulpa, expresando los datos como Newtons (N). Para esta variable se eliminó una porción de la piel en lados opuestos ecuatoriales del fruto. La lectura se hizo por triplicado en cada fruto.

Variables bioquímicas

Azúcares totales, almidón y biomasa seca. Durante el periodo de evaluación se cuantificaron las siguientes variables respuesta: azúcares totales, el contenido de almidón y la biomasa seca. Los procedimientos se describieron anteriormente.

Acidez titulable. La medición de la acidez titulable se basó en el método de la AOAC (1990). Para lo cual se pesaron 20 g de pulpa y se mezclaron con 100 mL de agua destilada. Posteriormente se filtró el extracto y se tomaron 5 mL depositándolos en un vaso de precipitado. Se agregaron 3 gotas de fenolftaleína y se tituló con NaOH 0.01N. La obtención de la acidez titulable se realizó mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ ácido málico} = \frac{(\text{mL NaOH gastados}) (\text{N NaOH}) (\text{Meq del ác}) (V) (100)}{\text{peso de la muestra (alícuota)}}$$

Donde:

V = Volumen total (mL agua + g de pulpa)

Meq del ác. = Miliequivalente del ácido que se encuentra en mayor proporción (ácido málico 0.067).

N NaOH = Normalidad del NaOH empleado (0.01).

Sólidos solubles totales (°Bx). Se hizo un raspado de la pulpa de cada uno de los frutos de chirimoya y con ayuda de un trozo de manta, se depositó una gota del jugo en el refractómetro digital ATAGO-PALETTE PR-100 (0 a 32 %). Los resultados se expresan en (°Brix).

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Amarre de fruto

En la figura 6 se muestran el porcentaje de amarre en los diferentes cultivares y selección, sobresaliendo Bays con 57%, seguidos por Selene (53%), White (49%) y finalmente Campas con 38%. Los resultados de la efectividad de la polinización manual se encuentran entre un 80-100% (Nakasone y Paull, 1998) por lo que los resultados obtenidos son muy bajos en comparación. Se ha mencionado que múltiples factores pueden afectar el amarre entre los que destacan la falta de lluvias que fue evidente antes y después de realizada la polinización manual. También se ha mencionado que altas temperaturas (arriba de 30°C) y baja humedad relativa (inferior a 30%) afectan el amarre en las anonas. Por otro lado condiciones de baja temperatura (inferior a 15 °C) y alta humedad relativa (arriba de 80%) incrementan las posibilidades de amarre. Otras condiciones, como la alta humedad en el suelo pueden ayudar a prolongar la receptividad del estigma, el amarre y crecimiento del fruto. Por ello, se ha observado que la región costera de California es más apta para la producción de chirimoya, por tener humedades relativas altas (70-80%) en primavera y verano mas que en el interior de los valles donde la humedad relativa puede bajar a 40%, durante las horas más calientes del día en el verano. Saavedra (1977) obtuvo niveles altos de amarre de fruto cuando asperjó las flores con agua después de la polinización manual. Por lo tanto, si se incrementa la humedad relativa con aspersores intermitentes o barreras de viento es posible a su vez incrementar la efectividad del amarre de fruto. Además la selección de cultivares que sean menos sensibles a la desecación de sus órganos florales puede mejorar la fructificación (George *et al.*, 1989).

Otro factor que posiblemente limitó el amarre de fruto fue la viabilidad del polen ya que en el presente experimento, la polinización manual de Campas, White y Concha Lisa se llevó a cabo entre las 17:00 y 19:00, inmediatamente después de coleccionar el polen mientras que Bays y Selene se polinizaron entre las 9:00 y 10:00 am, con polen almacenado en la noche anterior. En un clima húmedo la viabilidad del polen almacenado es la limitante más importante para obtener una polinización exitosa, por lo tanto es preferible realizar la polinización en la noche con polen fresco. Esto sugiere que la viabilidad del polen -más que la receptividad del estigma- es la limitante más grande para una polinización exitosa en un clima húmedo. Rubí *et al.* (1995), encontraron que en la polinización manual de 10:00 a

11:00 am fue la que mostró los mejores resultados, lo cual puede ser atribuido a que en esa hora, el cono estigmático es sexualmente funcional, el cual segrega una sustancia pegajosa que facilita la polinización. En ese sentido de acuerdo con Schroeder (1941) se muestra que la disminución en la receptividad del estigma es la principal limitante sobre el amarre de fruto y por lo tanto el polen debe ser almacenado por la noche y aplicado a las flores a la mañana siguiente.

También es importante mencionar que la polinización de los genotipos se llevó a cabo al final del periodo de floración aspecto que cobra especial importancia ya que de acuerdo con Nakasone y Paull (1998) muestran que las reservas de almidón en el polen también determinan el porcentaje de amarre puesto que el polen de las flores, que aparecen en las primeras etapas del periodo de floración, tiene paredes gruesas y alto contenido de almidón, que resulta en baja germinación y amarre de fruto; por el contrario, el polen de flores tardías se caracteriza por no tener granos de almidón lo que mejora la germinación. Por lo anterior es evidente que la falta de experiencia de los polinizadores aunado a las condiciones climatológicas determinaron el bajo amarre de los frutos de los diferentes genotipos.

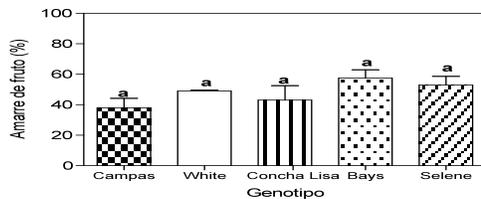


Figura 6. Porcentaje de amarre de diferentes genotipos de chirimoya polinizados manualmente. Letras diferentes denotan diferencias significativas con Tukey ($\alpha=0.05$).

5.2. Desarrollo de fruto

Patrón de crecimiento. Con base en los resultados del diámetro y la longitud del fruto (Figuras 7, 8, 9, 10 y 11), el patrón de crecimiento de los frutos de chirimoya se aproximó a la curva doble sigmoïdal, lo cual se ha reportado tanto en chirimoya (Saavedra, 1979) como en otros frutos de *Annona*, como guanábana (Worrell *et al.*, 1994), saramuyo (Mosca *et al.*, 1997), *A. diversifolia* (Zavala, 1995), *A. squamosa* (Pal y Kumar, 1995).

Con respecto a la duración de cada una de las fases de crecimiento se puede ver en la figura 7 que en el cv Campas la primera etapa duro aproximadamente 84 d mientras que la segunda y tercera, 66 y 53 d respectivamente, haciendo un total de 203 dda. La duración de las fases I, II y III en los frutos de White (Figura 8), fue 76, 48 y 71 días, haciendo un total de 202 dda. En el cv Concha Lisa (Figura 9) la duración fue 75, 70, 56 días, en un periodo hasta 201 dda y para los frutos del cv Bays (Figura 10) fue 74, 70, 56 días, con una duración de 200 dda. La duración de las fases de crecimiento de la selección Selene fue 73, 70 y 56 días, en un periodo hasta 199 dda (Figura 11). Los resultados indican que cada cultivar presenta sus propias duraciones en cada una de las fases de crecimiento (Díaz-Montenegro, 2002). Sin embargo, en general la fase II es la más variable, pues se acorta o alarga según sea el cultivar de ciclo corto o largo.

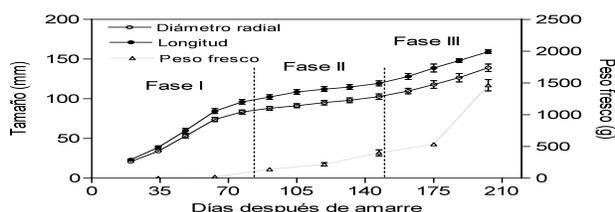


Figura 7. Crecimiento longitudinal, radial e incremento de peso fresco de frutos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) cultivar Campas. Las barras verticales muestran la desviación estándar (n=15 frutos).

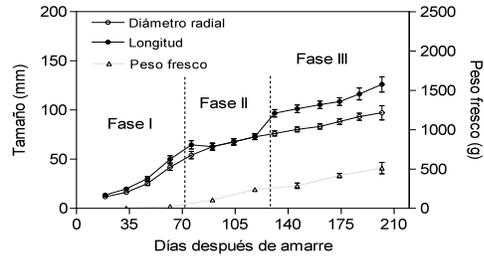


Figura 8. Crecimiento longitudinal, radial e incremento de peso fresco de frutos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) cultivar White. Las barras verticales muestran la desviación estándar (n=15 frutos).

En la figura 8 se muestra que el cv White tuvo mayor crecimiento polar que radial con un comportamiento diferente en la fase II, esto resultó en falta de simetría del fruto, lo cual es atribuido a fallas en la polinización, puesto que el fruto de chirimoya está constituido de muchos carpelos que deben ser polinizados para producir frutos simétricos, y no habiendo experiencia por parte de los polinizadores se provocó este fenómeno. En otros frutos de *Annona* se presenta el mismo comportamiento, por ejemplo en fruto de guanábana, que es de forma acorazonada u oval, pero que si hay pobre polinización, los óvulos no fertilizados caen o no desarrollan, dando como resultado frutos deformes (Nakasone y Paull, 1998). Otros factores que podrían estar influenciando la simetría del fruto son los mencionados por Saavedra (1979) quien señaló que los carpelos pueden alcanzar diferentes volúmenes debido a las diferencias entre el número y/o alargamiento de células, que están afectados por competencia entre el fruto y el crecimiento vegetativo o por la calidad de la flor y su posición en el árbol.

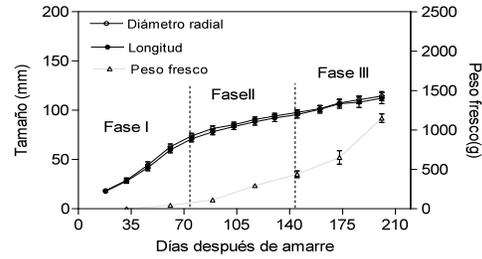


Figura 9. Crecimiento longitudinal, radial e incremento de peso fresco de frutos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) cultivar Concha Lisa. Las barras verticales muestran la desviación estándar (n=15 frutos).

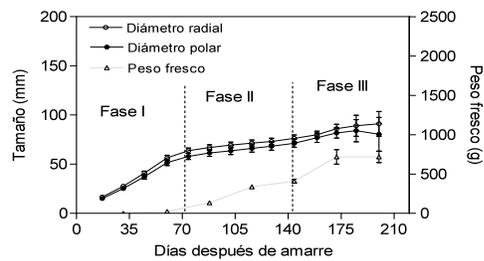


Figura 10. Crecimiento longitudinal, radial e incremento de peso fresco de frutos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) cultivar Bays. Las barras verticales muestran la desviación estándar (n=15 frutos).

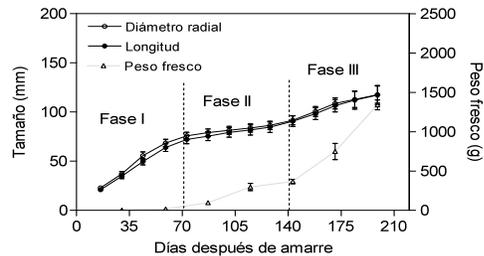


Figura 11. Crecimiento longitudinal, radial e incremento de peso fresco de frutos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) selección Selene. Las barras verticales muestran la desviación estándar (n=15 frutos).

Al estudiar las fases de crecimiento de *Vitis vinifera* Staudt *et al.* (1986) registró que en la fase I de crecimiento hay un incremento rápido de materia seca y fresca, crecimiento de nucela y endospermo con presencia de niveles altos de auxinas al final de la fase. Durante la segunda fase, no hay crecimiento aparente, pero el embrión y las semillas alcanzan su tamaño máximo y el nivel de auxinas declina. Finalmente en la fase III se presenta la madurez del fruto (no climatérico), además en esta etapa se presenta el mayor incremento en biomasa fresca y seca. En este sentido, es importante conocer estas fases de crecimiento con el propósito de entender los cambios genéticos requeridos para cultivares tempranos o tardíos. Asimismo es importante considerar la influencia estacional en el grado y duración de los periodos de crecimiento, relacionados con la temperatura (Dejong y Goudriaan, 1989; Rathore, 1976). En los cuatro cultivares analizados y en la selección Selene se observó una alta correlación entre el diámetro radial y longitudinal ($r=0.99$) lo que denota un crecimiento en ambos sentidos durante el periodo de desarrollo de los frutos.

Peso del fruto. Los resultados mostraron que Campas, Concha Lisa y Selene incrementaron su peso de forma significativa ($p \leq 0.05$) a partir de los 63 dda, 61 dda y 59 dda respectivamente, alcanzando la máxima acumulación de hasta 1,462.57 g, 1,148.33 g y de 1,340.67 g a los 203, 201 y 199 dda, respectivamente (Figuras 7, 9 y 11). La acumulación de peso fresco de los cv White y Bays fue significativo ($p \leq 0.05$) a partir de los 62 y 60 dda, con

pesos de 611.63 g y 717.93 g a los 202 y 175 dda respectivamente (Figuras 8 y 10). El incremento significativo en biomasa fresca de los genotipos fue observado desde la fase II hasta la fase III en donde alcanzaron el máximo en la biomasa fresca. En Campas y Selene se observaron frutos con mayor tamaño comparados con los de White, Concha Lisa y Bays. Es importante mencionar que durante la fase II se observó un aumento en el contenido de pulpa y cambios en color y tamaño de la semilla, esto nos muestra que el aumento en peso de pulpa y semilla durante la fase II están muy relacionados con la biomasa fresca del fruto. Se observa una correlación positiva mayor a $r=0.88$, entre los porcentajes de pulpa y biomasa fresca, en todos los genotipos estudiados. La acumulación de biomasa fresca es uno de las características de la fase III de crecimiento de los frutos, lo cual se presentó en todos los genotipos de chirimoya estudiados (Rathore, 1976). Así mismo, se ha encontrado que la duración de la fase III depende de las condiciones ambientales.

De forma similar Staudt *et al.* (1986) registraron un mayor incremento en biomasa fresca en frutos de *Vitis vinifera* durante la fase III de crecimiento. Díaz-Montenegro (2002) menciona que el aumento del tamaño de células en la fase III de los frutos con crecimiento doble sigmoide, es importante ya que determina el tamaño final del fruto. Asimismo el suministro de agua es vital para afectar el crecimiento durante la fase III, ya que la deficiencia de ella, afecta el crecimiento, resultando en frutos más pequeño, ya que el alargamiento celular durante la fase III es más sensible a la falta de agua, que la división celular durante la fase I de crecimiento, debido a que el alargamiento celular depende del grado de extensibilidad y del estado de turgencia de la célula (Hsiao, 1973).

Componentes del fruto. Después del amarre de fruto se desarrollan la semilla, ovario y tejidos accesorios. Este es un proceso importante porque afecta la productividad del árbol y define aspectos de calidad comercial del producto, como son forma y tamaño. El fruto y sus partes están en competencia continua con otros órganos del árbol que desarrollan simultáneamente como son brotes vegetativos, raíces, hojas y troncos; así es importante tener un balance entre ellos para maximizar producción (Díaz-Montenegro, 2002).

Porcentaje de Cáscara

Durante la primer fase de desarrollo, a simple vista no se observó una diferencia entre el contenido de cáscara y pulpa, en los genotipos evaluados, en apariencia predominó la

cáscara. Este hecho coincide con lo mencionado por Ryugo (1993) quién señaló que el endocarpio aparece translúcido durante la fase I, mientras que el mesocarpio es delgado y tiene un tono verde claro y el exocarpio puede ser pubescente. Al final de la fase I de crecimiento, en los cvs Campas, Bays y la selección Selene se observó un contenido máximo en el porcentaje de cáscara de 51.79, 46.77 y 52.42% respectivamente a los 91 dda, coincidiendo con el final de la fase I de desarrollo (Cuadro 2), siendo mayores estos porcentajes de cáscara comparados con aquellos observados en los cvs White y Concha Lisa los cuales presentaron un máximo de 41.75 y 50.68% a los 119 dda, coincidiendo con la segunda fase de desarrollo.

El desarrollo de la cáscara observado concuerda con lo señalado por Nitsch (1953) quien mencionó que el rápido crecimiento del fruto durante la fase I corresponde a la fase de división celular en la cáscara, siendo los factores que afectan esta fase de desarrollo, la temperatura del aire al promover un crecimiento temprano a través de los cambios en la tasa o ritmo de división celular (Nitsch, 1953; Fischer, 1962).

Durante la segunda fase de desarrollo se observó en los cvs Campas, Bays y Selene un lento descenso en el porcentaje de cáscara desde los 91 hasta los 119 dda de 51.79 hasta 47.09%, de 46.77% y de 52.42% hasta 49.04% respectivamente. En contraste en los cvs White y Concha Lisa se observó un lento descenso en el porcentaje de cáscara desde los 91 hasta los 147 dda de 39.68 hasta 35.29% y desde 47.43 hasta 36.66% respectivamente. Esta disminución en el porcentaje de cáscara coincidió con la fase II de desarrollo (Cuadro 2), y se atribuyó a que durante ésta fase, se observó el desarrollo de la semilla la cual en un principio fue de tamaño pequeño con un color crema y con el tiempo el color cambió a café oscuro incrementando su tamaño. Al parecer en la fase II de la curva de crecimiento, predomina la acumulación de azúcares del tipo estructural y de reserva dirigidos a la semilla por lo cual el crecimiento en diámetro es ligeramente retardado cuando las semillas empiezan a acumular materia seca (Moreno, 2006; Ryugo, 1993).

Cuadro 2. Cambios en el porcentaje de cáscara durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre (dda)						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	NSD	NSD	51.79a	47.09a	34.38b	21.01c	24.80c
White	NSD	NSD	39.68a	41.75a	35.24a	24.70c	30.01b
Concha							
Lisa	NSD	NSD	47.43a	50.68a	36.66a	42.87a	31.39a
Bays	NSD	NSD	46.77a	44.73a	35.32a	26.41b	27.57b
Selene	NSD	NSD	52.42a	49.04a	34.75b	22.92b	21.31c

NSD= No se detectó. Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). n=3.

Los resultados mostraron que Campas presentó una disminución significativa desde 34.38% a los 147 dda hasta 24.80% a los 203 dda en el contenido de cáscara, al igual que en la selección Selene en la que la disminución significativa fue desde 34.75% a los 147 dda hasta 21.31% a los 203 dda (Cuadro 2). En contraste en los cvs White y Bays los porcentajes de cáscara presentaron una disminución significativa desde 35.24% a los 147 dda hasta 24.70% a los 175 dda y desde 35.32% a los 147 dda hasta 27.57% a los 203 dda respectivamente. En el cv Concha Lisa se observó una disminución constante desde 36.66% a los 147 dda hasta 31.39% a los 203 dda. Esta disminución en el porcentaje de cáscara coincidió con la fase III de desarrollo, que posiblemente se debió a que las células epidérmicas abarcan una gran área superficial sin un incremento en el número de células, después de que la división celular cesa (Ryugo,1993). Es importante señalar que en todos los genotipos estudiados se presentó una correlación positiva entre el porcentaje de cáscara y el porcentaje e índice de semillas (Apéndice).

Porcentaje de Pulpa

Durante la fase I de desarrollo se observó un incremento en el contenido de cáscara más que de pulpa, en los genotipos evaluados. Durante la fase II de desarrollo, en los cvs White y Concha Lisa se observó un aumento significativo en porcentaje de pulpa el cual fue

de 44.96% a los 91 dda hasta 56.24% a los 147 dda y desde 40.15% a los 91 dda hasta 51.89% a los 147 dda. En contraste en los cvs Campas, Bays y Selene se observó un aumento constante en el porcentaje de pulpa desde los 91 dda hasta los 147 dda, de 34.69% hasta 56.24%, de 43.12% hasta 51.37% y de 41.59% hasta 56.07% respectivamente (Cuadro 3). El desarrollo de pulpa observado durante la fase II de desarrollo estuvo relacionado con el desarrollo de semilla observado durante ésta fase. En este sentido Ryugo (1993) señaló que a medida que los cotiledones se alargan, consumen al endospermo, el cual es rico en nutrientes y hormonas, y el endospermo en desarrollo consume la nucela. Mientras el embrión está absorbiendo nutrientes del endospermo, éste, probablemente exporta hormonas a través del mismo sistema vascular al mesocarpio y al tallo que sostiene al fruto. En forma similar Agustí (2004) reportó que en las semillas en formación, se ha demostrado una elevada capacidad de síntesis hormonal, responsable del crecimiento de sus tejidos adyacentes, que promueve del desarrollo del fruto y evita su abscisión. El crecimiento del endocarpio en el fruto afectó en el aumento de la pulpa en la fase II, ya que de acuerdo a Díaz-Montenegro (2002), Chalmers y van den Ende (1975) y Zuconi (1986) la fase II es un periodo de lento crecimiento y en donde presenta la lignificación del endocarpio.

En los frutos de hueso, la fase de lignificación del endocarpio se ha descrito como una prolongación de la fase I, caracterizada por una reducción progresiva de la tasa mitótica y una diferenciación de las células del endocarpio que aumentan su contenido en lignina y otras sustancias cementantes, por lo que a medida que el endocarpio alcanza su tamaño completo, las paredes secundarias de las futuras células, se llenan con sustancias celulósicas por deposición y el tejido se vuelve opaco. Durante este proceso de lignificación, la síntesis de lignina y la deposición requiere mucha energía debido a que estas células duras consisten de un 35% de lignina en base a peso seco. Asimismo se ha sugerido que la competencia por asimilados entre el endocarpio y la expansión del mesocarpio, limita la expansión del fruto durante la etapa dos de la curva de crecimiento doble sigmoide (Fischer, 1962; Nitsch, 1953; Ryugo, 1993).

Durante la fase III de desarrollo en los cvs Campas, White, Bays y Selene se observó una máxima acumulación de pulpa, alcanzado 70.90, 66.14, 66.20 y 71.27%, respectivamente a los 175 dda (Cuadro 3). En contraste en el cv Concha Lisa el máximo fue de 61.47% a los 203 dda. El incremento exponencial en la acumulación de pulpa normalmente se presenta en la fase III (Rathore, 1976). En frutos de *Annona squamosa* L.,

se encontró que el porcentaje de pulpa comestible es bajo durante las primeras fases del desarrollo, pero el incremento mayor se presenta en la fase III en donde se presenta un aumento de los espacios intercelulares, asimismo en durante esta etapa en las células del mesocarpio de los frutos se alargan durante la fase III, sus paredes celulares y las capas de citoplasma se vuelven más delgadas, así como incrementa el volumen de las vacuolas (Pal y Kumar, 1995; Díaz-Montenegro, 2002; Ryugo, 1993). Asimismo la composición de la pared celular cambia a medida que el mesocarpio crece.

Cuadro 3. Cambios en el porcentaje de pulpa durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre (dda)						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	NSD	NSD	34.69c	41.43c	56.24b	70.90a	67.48a
White	NSD	NSD	44.96c	45.79b	56.24a	66.14a	61.55a
Concha							
Lisa	NSD	NSD	40.15a	38.07b	51.89a	47.90a	61.47a
Bays	NSD	NSD	43.12b	40.78b	51.37a	66.20a	65.27a
Selene	NSD	NSD	41.59c	41.73c	56.07b	71.27a	73.10a

NSD= No se detectó. Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). n=3.

Porcentaje de Semilla

En los cvs Campas, Bays y Selene se observó un porcentaje máximo de semilla de 8.54, 12.24 y 6.28% a los 119 dda respectivamente, coincidiendo con la fase II de desarrollo. Los porcentajes de semilla fueron menores comparados con los cvs White y Concha Lisa en donde el máximo alcanzado fue 13.98 y 10.99% a los 91 dda, coincidiendo con el inicio de la fase II de desarrollo (Cuadro 4). Estos resultados sugieren un desarrollo de semilla durante las fases I y II del desarrollo del fruto, en frutos de guanábana el desarrollo de la semilla en frutos tuvo su máximo a los 85 dda (Franco-Mora, 2000). Chalmers y Van Den Ende (1975) registraron que la fase I es un periodo de rápido desarrollo del pericarpio y semilla. En este sentido, Rathore (1976) encontró que durante la fase II el crecimiento del fruto de guayaba

fue bajo, durante este periodo las semillas maduraron y se volvieron muy duras. Entonces como resultado del crecimiento del embrión en la semilla, se crea un potente efecto sumidero de auxinas del que se aprovecha el pericarpio para crecer. Una prueba de ello es la relación existente entre el número de semillas por fruto y su crecimiento, más rápido y con un resultado mayor en su tamaño final cuando mayor es el número de aquellas.

Cuadro 4. Cambios en el porcentaje de semilla durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre (dda)						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	NSD	NSD	7.88a	8.54a	5.58a	4.07a	4.10a
White	NSD	NSD	13.98a	9.61b	5.47c	6.54b	5.01c
Concha							
Lisa	NSD	NSD	10.99a	8.48a	7.97a	5.22b	4.40b
Bays	NSD	NSD	8.89a	12.24a	10.96a	5.56b	5.01b
Selene	NSD	NSD	4.61a	6.28a	5.62a	3.22b	2.27c

NSD= No se detectó. Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). n=3.

Posterior a los máximos alcanzados, se observó una disminución significativa en el porcentaje de semilla desde 13.98% hasta 5.01% a los 203 dda en White, desde 10.99% hasta 4.40% a los 203 dda en Concha Lisa, desde 12.24% a los 119 dda hasta 5.01% a los 203 dda en Bays y desde 6.28% a los 119 dda hasta 2.27% a los 203 dda en Selene (Cuadro 4). En contraste con Campas en donde se observó una disminución constante en el porcentaje de semilla desde 8.54% a los 119 dda hasta 4.10% a los 203 dda. Los valores finales alcanzados en el porcentaje de cáscara coincidieron con la fase III de crecimiento.

Porcentaje de Receptáculo

Los resultados mostraron que el porcentaje de peso del receptáculo respecto al fruto total presentó un incremento significativo desde los 91 dda hasta los 119 dda siendo de 1.63% hasta 2.93% dda en Campas, desde 1.44% hasta 2.77% en Concha Lisa, desde 1.38% hasta 2.95% en Selene, coincidiendo con la fase II de desarrollo, posterior a estos

valores el porcentaje de receptáculo permaneció constante (Cuadro 5). En contraste en White y Bays presentaron un lento incremento en el porcentaje de receptáculo desde los 91 dda hasta los 147 dda de 1.38% a 3.05% y de 1.21% a 2.34%, coincidiendo con el inicio de la fase III de desarrollo, posterior a estos valores el porcentaje de receptáculo permaneció constante. Los resultados no fueron congruentes con los mencionados por Franco-Mora (2000) quien reportó que el porcentaje de peso del receptáculo respecto al fruto permaneció constante a partir de los 85 días, en frutos de guanábana. Sin embargo, es importante mencionar que durante la fase II de crecimiento del fruto se observó el desarrollo del receptáculo. Al respecto León (1987) mencionó que del receptáculo salen los haces vasculares hacia los carpelos, en los cuales se ramifican profusamente. De acuerdo con Ryugo (1993) señaló que mientras el embrión está absorbiendo nutrientes del endospermo, éste, probablemente exporta hormonas a través del mismo sistema vascular al mesocarpio y al tallo que sostiene al fruto. Lo anterior sugiere el desarrollo del receptáculo durante la fase II de desarrollo debido al efecto hormonal.

Cuadro 5. Cambios en el porcentaje de receptáculo durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre (dda)						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	NSP	NSP	1.63b	2.93a	3.79a	4.02a	3.63a
White	NSP	NSP	1.38a	2.85a	3.05a	2.61a	3.43a
Concha							
Lisa	NSP	NSP	1.44b	2.77a	3.48a	4.02a	2.73a
Bays	NSP	NSP	1.21a	2.26a	2.34a	1.83a	2.14a
Selene	NSP	NSP	1.38b	2.95a	3.56a	2.59a	3.31a

NSP= No se presentó. Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). n=3.

Indice de semilla

En los cvs White, Concha Lisa y Selene se observó una disminución significativa en el índice de semilla desde 56.19 a los 91 dda hasta 9.28 a los 203 dda, desde 22.32 a los 91 dda hasta 5.54 a los 203 dda y desde 10.83 a los 119 dda hasta 3.86 a los 203 dda

respectivamente (Cuadro 6). En contraste con Campas y Bays en donde se observó una disminución paulatina en el índice de semilla desde 22.06 a los 91 dda hasta 5.94 a los 203 dda y desde 18.55 a los 119 dda hasta 4.91 a los 203 dda. Los valores finales alcanzados coincidieron con la fase III de desarrollo. El número de semillas en el fruto es importante, ya que intervienen directamente en el tamaño y forma del fruto, sin embargo la aceptación de algunas especies en el mercado dependen de su bajo índice de semilla.

Cuadro 6. Cambios en el índice de semilla durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre (dda)						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	NSP	NSP	22.06a	8.54a	10.28a	7.67a	5.94a
White	NSP	NSP	56.19a	23.85b	12.56b	15.51b	9.28c
Concha							
Lisa	NSP	NSP	22.32a	12.81a	14.31a	8.66b	5.54b
Bays	NSP	NSP	17.07a	18.55a	14.03a	5.72a	4.91a
Selene	NSP	NSP	8.91a	10.83a	10.41a	6.29a	3.86b

NSP= No se presentó. Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). n=3.

Variables Bioquímicas

Almidón y biomasa seca

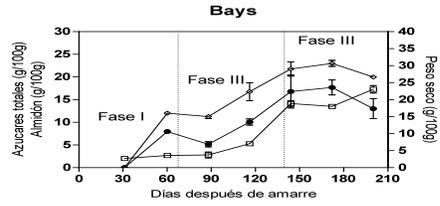
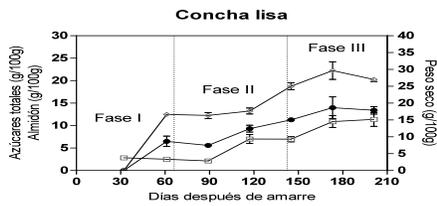
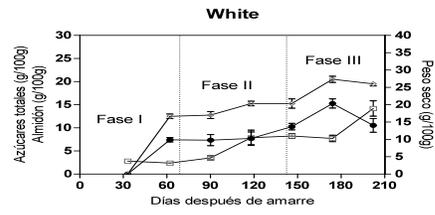
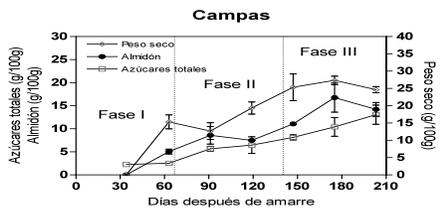
Durante la fase I se observó un nivel máximo en el porcentaje de almidón de 7.35% y 7.80% en los cvs White y Bays, respectivamente. En contraste en los cvs Campas, Concha Lisa y Selene los niveles máximos de almidón fueron de 5.25, 6.30 y 3.90%, respectivamente. En el porcentaje de materia seca se observó un nivel máximo en los cvs White, Concha Lisa y Bays de 12.40, 12.15 y 12.15%, respectivamente (Figura 12). En contraste en Campas y Selene el nivel máximo en el porcentaje de biomasa seca fue de 11.40 y 11.55%. Los resultados mostraron una acumulación de almidón muy relacionado con el porcentaje de pulpa, en todos los genotipos, mostrando correlaciones positivas superiores a $r=0.77$ (Apéndice). Al respecto, en frutos de kiwi el almidón inicia a acumularse en la fase inicial de

rápido crecimiento y durante el periodo de expansión del fruto y por la cosecha llega a representar cerca de 50% de total de la biomasa seca del fruto (Richardson *et al.*, 1997a). En este sentido, la acumulación de carbohidratos en el fruto durante su crecimiento y desarrollo depende de factores como el abastecimiento de carbohidratos de la planta al fruto, grado de translocación y longitud de los brotes (Lowell *et al.*, 1989).

Durante la fase II de desarrollo de fruto en los cvs Bays y Selene se observó un incremento significativo ($p \leq 0.05$) en el porcentaje de almidón siendo de 5.10% a los 91 dda a 17.10% a los 147 dda y de 7.95% a los 91 dda a 10.95% a los 119 dda. En contraste en los cvs Campas y White no se observaron incrementos en el porcentaje de almidón durante la fase de II. En el cv Concha Lisa se observó un ligero incremento en el porcentaje de almidón siendo de 5.50% a los 91 dda a 9.30% a los 147 dda. El porcentaje de biomasa seca en Campas, White, Bays y Selene tuvieron un incremento significativo ($p \leq 0.05$) desde los 91 dda hasta los 147 dda coincidiendo con la fase II de crecimiento, de 9.60% a 19.00%, de 13.00 a 15.45%, de 11.25 a 21.75% y de 8.7 a 18.90% respectivamente (Figura 12). En contraste en el cv Concha Lisa no se observó cambio alguno. El contenido de almidón durante el desarrollo de fruto es baja en las primeras etapas, sin embargo, posteriormente se presenta una acumulación aunque cada cultivar exhibe un patrón característico de acumulación, aún dentro de cada cultivar ésta acumulación puede variar de acuerdo a las condiciones de crecimiento.

Durante la fase III (175 dda) de desarrollo de fruto se observó una acumulación sustancial de almidón en los cvs Campas, White, Bays y Concha Lisa de 16.80, 15.15, 17.55 y 13.95% respectivamente (Figura 12). En contraste en el cv Selene el nivel máximo en el porcentaje de almidón se alcanzó a los 147 dda con 17.55%. En el porcentaje de materia seca máximo se alcanzó a los 175 dda en los cvs Campas, White, Concha Lisa y Bays con 20.50, 20.50, 22.05 y 22.95% respectivamente. En contraste en Selene el nivel máximo en el porcentaje de biomasa seca se presentó antes (147 dda) con 19.02%. Posterior al nivel máximo alcanzado en el porcentaje de almidón y biomasa seca, se observó una disminución en ambas variables durante la fase III de desarrollo, atribuido a un probable inicio del proceso de maduración de los frutos. Pal y Kumar (1995) encontraron que en frutos de *Annona squamosa* L. el peso seco disminuye 60 dda y después se incrementa,

disminuyendo nuevamente cuando alcanza su madurez de cosecha, y prosigue durante el proceso de maduración (Wills *et al.*, 1984)



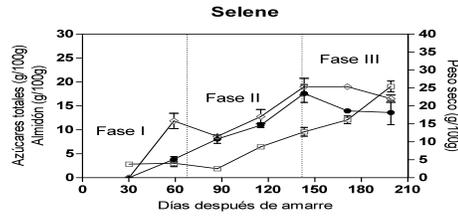


Figura 12. Cambios en la composición de los frutos azúcares totales, almidón y peso seco de diferentes genotipos de chirimoya durante el crecimiento y desarrollo. Las barras verticales muestran la desviación estándar (n=3 frutos).

Azúcares totales

En los cvs White, Concha Lisa, Bays y Selene se observó un incremento sustancial en el contenido de azúcares totales a partir desde los 119 dda hasta los 203 dda, de 7.86 a 14.19%, de 7.01 a 11.38%, de 5.28 a 17.29% y de 6.47 a 19.06% respectivamente coincidiendo con la fase II de desarrollo (Cuadro 7). En contraste en el cv Campas se observó un aumento paulatino en el contenido de azúcares totales durante el desarrollo de fruto desde 2.25% a los 34 dda hasta 13.06% a los 203 dda. Los diferentes porcentajes en azúcares totales observados en los cultivares y selección evaluados se atribuyó al grado de crecimiento del endocarpio durante la fase II, ya que se ha mencionado que es un proceso demandante de energía y sugiere también que la semilla está terminando su crecimiento por lo cual la mayor parte de los azúcares están siendo utilizados por el desarrollo del endocarpio. Moreno (2006) al determinar los azúcares totales en ilama encontró un incremento de estos durante el desarrollo de fruto, los máximos valores se alcanzaron a los 99 días después de la antesis. Supuso que en la fase II de la curva de crecimiento predomina la acumulación de azúcares del tipo estructural y de reserva dirigidos a la semilla.

Cuadro 7. Cambios en el contenido de azúcares totales durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre (dda)						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	2.25c	2.55c	5.66b	6.46b	8.13a	10.40a	13.06a
White	2.82c	2.39c	3.52c	7.86b	8.23b	7.70b	14.19a
Concha							
Lisa	2.83b	2.51c	2.14c	7.01b	6.98b	10.90a	11.38a
Bays	2.03d	2.70d	2.80d	5.28c	14.15b	13.50b	17.29a
Selene	2.83d	3.05d	1.89d	6.47c	9.59b	12.10b	19.06a

Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). $n=3$.

Azúcares reductores y no reductores

En los cvs Campas, Concha Lisa y Bays se observó un aumento significativo en el porcentaje de azúcares reductores desde los 34 dda hasta los 203 dda de 0.03% a 0.57%, de 0.03% a 0.44% y de 0.03% a 0.86% respectivamente (Cuadro 8). En contraste en el cv White se observó un incremento constante en el porcentaje de azúcares reductores desde los 34 dda hasta los 203 dda de 0.04% a 0.79%. En el caso de la selección Selene se observó un incremento sustancial en el contenido de azúcares reductores a partir de los 119 dda hasta los 203 dda de 0.27% a 0.95%.

Cuadro 8. Cambios en el contenido de azúcares reductores durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre (dda)						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	2.25c	2.55c	5.66b	6.46b	8.13a	10.40a	13.06a
White	2.82c	2.39c	3.52c	7.86b	8.23b	7.70b	14.19a
Concha							
Lisa	2.83b	2.51c	2.14c	7.01b	6.98b	10.90a	11.38a
Bays	2.03d	2.70d	2.80d	5.28c	14.15b	13.50b	17.29a
Selene	2.83d	3.05d	1.89d	6.47c	9.59b	12.10b	19.06a

Genotipo	34	63	91	119	147	175	203
Campas	0.03d	0.07c	0.11c	0.17b	0.23b	0.36b	0.57a
White	0.04b	0.08b	0.11b	0.22b	0.22b	0.26b	0.79a
Concha							
Lisa	0.03c	0.06b	0.12b	0.18b	0.19b	0.33a	0.44a
Bays	0.03e	0.07d	0.11d	0.14d	0.32c	0.50b	0.86a
Selene	0.02c	0.05c	0.09c	0.27b	0.25b	0.41b	0.95a

Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). $n=3$.

Con respecto al contenido de azúcares no reductores, los cvs Campas, White, Concha Lisa, Bays y Selene se presentó un incremento sustancial a partir de los 119 dda hasta los 203 dda, lo cual coincidió con la fase II, siendo el contenido de 6.29 a 12.49%, de 7.64 a 13.40%, de 6.83 a 10.94%, de 5.14 a 16.43% y de 6.20 a 18.11% respectivamente (Cuadro 9). Similarmente, Pavel y DeJong (1993) observaron cambios en el contenido de carbohidratos no estructurales en el mesocarpio de pera durante la fase III de crecimiento, los cuales estuvieron relacionados con las dos fases de crecimiento relativo (I y II).

La concentración de azúcares no reductores incrementaron rápidamente cuando el crecimiento relativo del fruto cambio de fase I a fase II. Pantástico (1984) señaló que un fruto en etapa de crecimiento presenta contenido total de azúcares reductores y no reductores, bajo y se incrementa conforme avanza hacia la maduración; en frutos de saramuyo se observó que el contenido de azúcares reductores y no reductores fueron bajos al inicio del crecimiento pero tuvieron un incremento sustancial conforme avanzó la maduración (Pal y Kumar, 1995).

Cuadro 9. Cambios en el contenido de azúcares no reductores durante el desarrollo de los frutos de los diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	2.22c	2.48c	5.55b	6.29b	7.90b	10.04a	12.49a
White	2.78c	2.31c	3.41c	7.64b	8.01b	7.44b	13.40a

Concha Lisa	2.80c	2.45c	2.02c	6.83b	6.79b	10.57a	10.94a
Bays	2.00d	2.63d	2.69d	5.14c	13.83b	13.00b	16.43a
Selene	2.81c	3.00c	1.80d	6.20c	9.34b	11.69b	18.11a

Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). $n=3$.

Sólidos solubles totales (SST)

En el cv Campas se observó un incremento paulatino desde 4.90 °Bx a los 63 dda hasta 7.0 °Bx a los 147 dda, y después a partir de los 175 dda de 10.60 °Bx hasta 14.17 °Bx. En el cv White el incremento en el contenido de sólidos solubles totales fue constante desde 5.93 °Bx a los 63 dda hasta 6.63 °Bx a los 147 dda y a partir de los 175 dda se incrementó en forma sustancial de 10.97 °Bx a 13.00 °Bx (Cuadro 10). En contraste en los cv Concha Lisa, Bays y la selección Selene este incremento se observó a partir de los 119 dda hasta los 203 dda de 6.20 °Bx a 13.13 °Bx, de 7.03 °Bx a 19.17 °Bx y de 5.70 ° Bx a 13.07 °Bx.

El incremento en el contenido de sólidos solubles totales (°Bx) coincidió con el aumento en el contenido de almidón, lo cual concuerda con los reportado con Richardson *et al.* (1997a) quienes encontraron que la concentración de sólidos solubles es baja en etapas muy tempranas del crecimiento del fruto y se incrementó ligeramente durante el periodo de acumulación de almidón. La disminución inicial es probablemente un simple efecto asociado con la rápida expansión del fruto. Lo cual explica la correlación positiva encontrada entre los sólidos solubles totales y el contenido de almidón (Apéndice).

Cuadro 10. Cambios en el contenido de sólidos solubles totales (°Bx) durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	0c	4.90b	5.33b	5.50b	7.00b	10.60a	14.17a
White	0c	5.93b	6.33b	6.57b	6.63b	10.97a	13.00a
Concha Lisa	0e	3.87d	4.77d	6.20c	7.20b	12.70a	13.13a

Bays	0e	5.63d	6.20d	7.03c	8.87c	13.97b	19.17a
Selene	0d	4.80c	5.13c	5.70b	7.00b	12.97a	13.07a

Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). $n=3$.

Lo anterior sugiere que el grado de acumulación de sólidos solubles está influenciado por factores de carácter genético. Sin embargo el clima también influye (Richardson *et al.*, 1997a). Se ha observado que la temperatura ambiental durante la maduración del fruto afecta la acumulación de sólidos solubles totales (Hall y Mcpherson, 1997). Previos trabajos en mandarina Satsuma han sugerido que la temperatura durante la fase I de crecimiento puede afectar la capacidad del fruto para acumular carbohidratos y de ahí su calidad interna a la cosecha, resultando en frutos con altos sólidos solubles totales (Richardson *et al.*, 1997b). Hall y Mcpherson (1997) reportaron en frutos de kiwi que otras variables del medio ambiente tales como radiación solar también tienen efecto sobre el contenido de sólidos solubles totales, así como la posición del fruto en el árbol.

Peso específico y pH

La presencia de los ácidos orgánicos en los frutos es importante por el sabor característico que proporciona al fruto. Durante el crecimiento los ácidos orgánicos se encuentran en altas cantidades y en algunos frutos se reducen a medida que el fruto entra en el proceso de maduración, sin embargo en chirimoya incluso durante el proceso de maduración se presenta un incremento en el contenido de ácidos orgánicos y la consecuente disminución del pH. Durante el crecimiento el pH de la pulpa incrementa de forma constante en los cvs Campas, White, Concha Lisa, Bays y Selene desde los 34 dda hasta los 91 dda de 5.7 a 5.9, de 5.7 a 5.7, de 5.8 a 5.9, de 5.6 a 5.9 y de 5.7 a 5.9 respectivamente. A partir del día 119 dda hasta los 175 dda se observó un lento descenso de pH en el fruto de 6.8 a 6.3 en Campas, de 6.6 a 6.1 en White, de 6.6 a 6.3 en Concha Lisa, de 6.9 a 6.4 en Bays y de 6.8 a 5.9 en Selene. La disminución significativa del pH se observó desde los 175 dda hasta los 203 dda de 6.3 a 6.1 en Campas, de 6.1 a 5.2 en White, de 6.3 a 5.7 en Concha

Lisa, de 6.4 a 5.0 en Bays y de 5.9 a 5.0 en Selene (Cuadro 11). Esto último coincidió con la disminución en el contenido de almidón durante la fase III de crecimiento.

Cuadro 11. Cambios en el pH durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre (dda)						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	5.7b	5.4c	5.9b	6.8a	6.6a	6.3a	6.1b
White	5.7b	5.7b	5.7b	6.6a	6.5a	6.1a	5.2c
Concha Lisa	5.8b	5.8b	5.9b	6.6a	6.3a	6.3a	5.7b
Bays	5.6c	5.7c	5.9a	6.9a	6.7b	6.4b	5.0d
Selene	5.7b	5.9b	5.9b	6.8a	6.7b	5.9c	5.0c

Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). $n=3$.

El peso específico de los frutos tuvo un incremento paulatino en los cvs Campas, White, Concha Lisa desde los 34 dda hasta los 175 dda de 0.93 a 0.99, de 0.94 a 1.0 y de 0.94 a 0.98 respectivamente (Cuadro 12). En contraste en Bays y Selene se observó un incremento paulatino en el peso específico del fruto desde los 34 dda hasta los 147 dda de 0.87 a 0.98 y de 0.95 a 0.97 respectivamente. A partir de los valores alcanzados a los 147 dda y 175 dda en los genotipos evaluados se observaron valores constantes en el peso específico del fruto. Los cambios en el peso específico del fruto fueron congruentes con lo mencionado por Agustí (2004) quién señaló que posterior a la fase de división celular, el fruto inicia un crecimiento caracterizado por el engrosamiento celular. En el manzano este crecimiento celular, se ve acompañado de la degradación de pectina que permite un cierto movimiento de las células que se hallan unidas por pequeñas porciones de sus paredes. De este modo se forman gran cantidad de espacios aéreos intercelulares y la densidad del fruto desciende. Los frutos que más crecen son los que poseen espacios aéreos más amplios y

demandan, además, menores cantidades de carbohidratos desde el resto de la planta que los más densos.

Cuadro 12. Cambios en el peso específico durante el desarrollo de los frutos de diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Días después de amarre (dda)						
	34	63	91	119	147	175	203
Campas	0.93b	0.94a	0.93b	0.98a	0.97a	0.99a	0.99a
White	0.94a	0.94a	0.95a	0.97a	0.98a	1.01a	0.94a
Concha Lisa	0.94b	0.94b	0.96a	0.97a	0.97a	0.98a	0.97a
Bays	0.87b	0.94a	0.93a	0.95a	0.98a	0.98a	0.98a
Selene	0.95a	0.92b	0.91b	0.96a	0.97a	0.97a	0.99a

Medias con letras diferentes en una misma hilera, son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$). $n=3$.

5.3. Periodo de cosecha

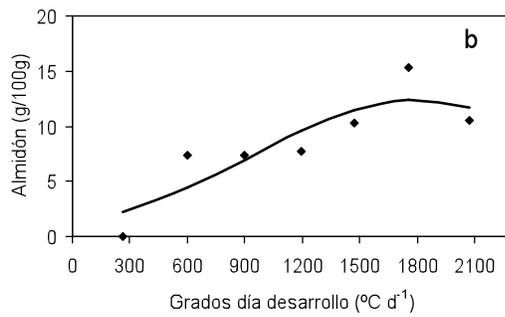
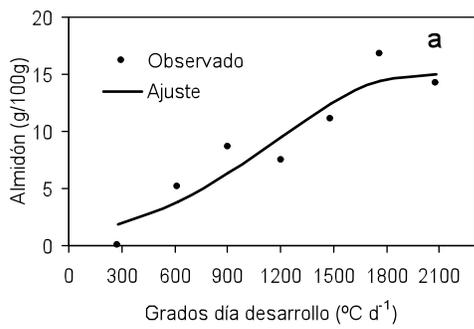
La cosecha del fruto se consideró, en un inicio, realizarla dentro del periodo de 5 a 9 meses después de floración ya que es el tiempo recomendado por Merodio y De La Plaza (1997). De acuerdo a esto, se estimó realizar cortes periódicos hasta los 230 dda. Sin embargo se presentaron heladas 24 días antes de la fecha asignada para el primer corte lo que causó obscurecimiento total de la cáscara y posible daño total del fruto por lo que se decidió hacer sólo un corte a los 206 dda en todos los genotipos estudiados.

Análisis del nivel máximo de almidón alcanzado por genotipo

Al evaluar la función ajustada del contenido máximo de almidón en los cvs Campas, Bays y la selección Selene los niveles máximos de almidón fueron de 15.0, 16.7 y 16.2%, respectivamente (Figura 13). En contraste en los cvs White y Concha Lisa, sólo acumularon 12.4 y 13.7%. Estos últimos porcentajes concuerdan con lo reportado por Gutiérrez *et al.* (1994) quienes mencionan que el almidón es el principal almacén de carbono en chirimoya y constituye el 12% de la biomasa fresca del fruto en la madurez fisiológica. Wills *et al.* (1984) al evaluar los cambios postcosecha en frutos de *Annona atemoya* encontraron que el fruto durante la maduración presentó cambios en la composición química del fruto, observándose que el almidón disminuyó de 15.0 g 100g⁻¹ a 3.0 g 100g⁻¹ durante la maduración del fruto. Con base en esto último, es posible indicar que los frutos de Campas, Bays y Selene presentaron un porcentaje máximo del contenido de almidón comparable con los de *Annona atemoya*. La variación en el contenido de almidón entre genotipos puede explicarse debido a que las relaciones fuente-demanda juegan un papel importante en la acumulación de azúcares durante el desarrollo del fruto (Hubbard *et al.*, 1989). Posterior al amarre de fruto, se inicia un periodo activo de división celular o fase I de crecimiento del fruto, variable entre especies, desde unos pocos días hasta varios meses. La mitosis es un proceso muy exigente de energía.

Durante la fase de crecimiento exponencial de los frutos, en todos los tejidos aumenta el número de células, y la acción conjunta de todos ellos es lo que hace al fruto exigente de energía. El aporte de carbohidratos al fruto durante el desarrollo resulta, por tanto, crucial.

Por otro lado la proximidad a otros frutos (competencia por fotosintatos), su posición respecto a las hojas y el tipo de rama en la que se encuentra, afectan la acumulación de carbohidratos de un fruto. Si la planta no es capaz de satisfacer dicha necesidad, el fruto pierde su ritmo de crecimiento (Agustí, 2004). De acuerdo con Pavel y Dejong (1993) el crecimiento durante la fase II es lento. Con base en lo anterior y a que se encontraron diferencias en la duración de la fase I de crecimiento entre genotipos, es posible indicar que la cantidad de carbohidratos acumulada durante la fase I determinó el contenido de almidón encontrado en los diferentes genotipos.



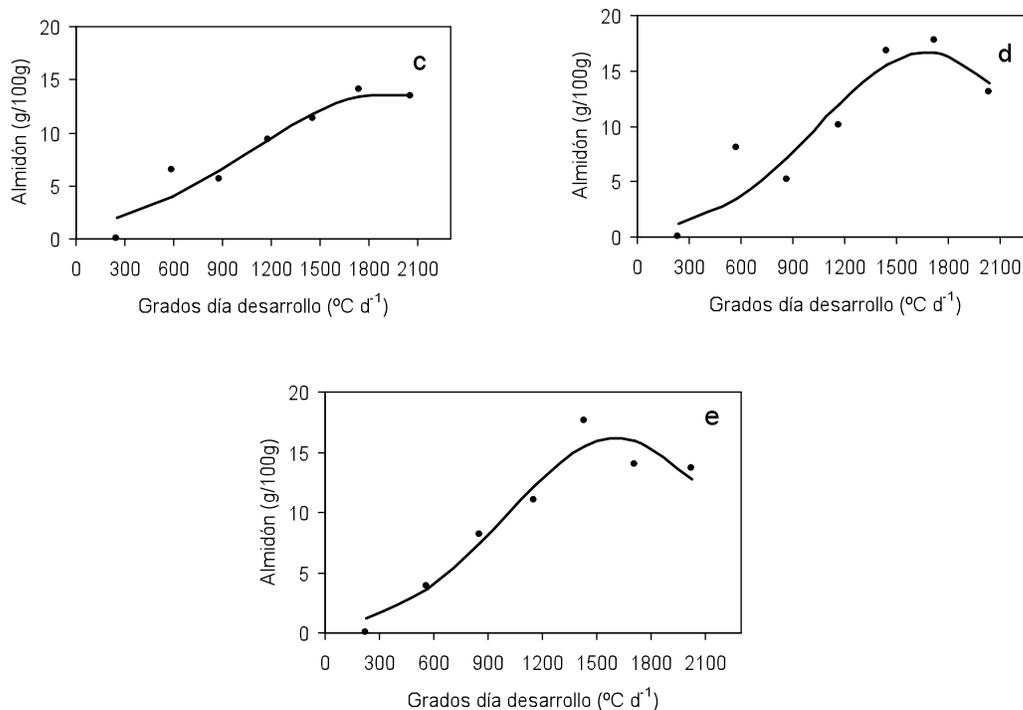


Figura 13. Contenido de almidón de la pulpa de los cinco genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill). Modelos tipo Gauss (a) cultivar Campas; $y=15.06043*\exp((-2013.3074-x)^2)/(2*846.85061^2)$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.88$) (b) Cultivar White; $y=12.410288*\exp((-1785.5981-x)^2)/(2*824.39893^2)$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.77$) (c) Cultivar Concha Lisa; $y=13.724486*\exp((-1924.2498-x)^2)/(2*846.67338^2)$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.92$) (d) Cultivar Bays; $y=16.67495*\exp((-1670.3706-x)^2)/(2*619.46772^2)$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.86$) y (e) Selección Selene; $y=16.174496*\exp((-1615.1721-x)^2)/(2*609.04885^2)$ ($n=7$, $p=0.05$, $R^2=0.94$).

Grados día de desarrollo y el nivel máximo de almidón del fruto

Los resultados mostraron que algunos genotipos tuvieron mayor número de grados día de desarrollo para alcanzar el nivel máximo de almidón (Cuadro 13), probablemente a la respuesta de cada genotipo al efecto de la temperatura durante el desarrollo del fruto. Pero

también es importante mencionar aspectos como la proximidad del fruto con respecto a las hojas y a otros frutos (competencia por fotosintatos), que como se mencionó anteriormente, afectan la acumulación de carbohidratos de un fruto.

Cuadro 13. Grados día de desarrollo para los frutos de los diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) al momento de alcanzar el nivel máximo de almidón.

Genotipo	Grados día desarrollo (°C d⁻¹)
Campas	2019
White	1800
Concha Lisa	1930
Bays	1675
Selene	1630

Conforme los frutos desarrollaron, el contenido de almidón disminuyó, lo que sugiere el inicio de la maduración al detectarse el ablandamiento de los frutos; este cambio está asociado con la disminución de la firmeza debido a la hidrólisis del almidón y pared celular (Paull, 1982). Broughton y Guat (1979) estudiaron el proceso de maduración de custard apple (*Annona squamosa* L.), y consideraron que los cambios más importantes durante la maduración fueron la disminución continua de la firmeza y el almidón en la pulpa. La degradación de almidón contribuye a satisfacer la demanda de glucosa para el proceso respiratorio que incrementa de forma significativa durante la maduración (Gutiérrez *et al.*, 1994).

Es importante mencionar que los cvs Campas y Concha Lisa presentaron el nivel máximo de almidón cercano al momento en que se realizó la cosecha, cuando se detectó el ablandamiento del fruto debido al proceso de maduración; éste no es un punto adecuado de cosecha ya que la vida de anaquel del fruto fue menor y más susceptible a daños durante su manejo. En contraste con los cvs White, Bays y la selección Selene el nivel máximo de almidón se presentó lejano del momento de realizada la cosecha sugiriendo que el fruto

probablemente termina antes su desarrollo. Es importante señalar que sólo en los frutos del cv Concha Lisa no se observó el ablandamiento, sin embargo su nivel máximo de almidón estuvo cercano al momento de cosecha, similar al del cv Campas.

Análisis entre los estados de desarrollo de fruto

En el estado de desarrollo C (Cuadro 14), los cvs Campas y Concha Lisa tuvieron grados día desarrollo acumulados de 2019 °C d⁻¹ y 1930 °C d⁻¹, siendo éstos valores cercanos a los grados día desarrollo acumulados en el momento de la cosecha de los frutos para determinar su patrón de maduración los cuales fueron de 2081 °C d⁻¹. Dado que en los frutos del cv Campas en este momento se observó ablandamiento del fruto debido al proceso de maduración, se consideró un periodo de cosecha entre los estados de desarrollo del fruto A y B (Cuadro 14).

En los frutos del cv Concha Lisa no se detectó ablandamiento, por lo que se consideró un periodo de cosecha entre los estados de desarrollo del fruto A y C (Cuadro 14). En contraste en el estado de desarrollo C, en los cvs White, Bays y la selección Selene se observaron grados día desarrollo acumulados de 1800 °C d⁻¹, 1675 °C d⁻¹, y 1630 °C d⁻¹, respectivamente. Estos valores se encontraron lejanos a los grados día desarrollo acumulados al momento de realizada la cosecha de los frutos, por lo que se consideró un periodo de cosecha entre los estados de desarrollo del fruto entre A y C (Cuadro 14), en los genotipos mencionados.

Los resultados mostraron que los frutos de los cvs Campas, Bays y la selección Selene acumularon una mayor cantidad de almidón durante los periodos de cosecha mencionados, en comparación con los cvs Concha Lisa y White, aún cuando éstos dos últimos cultivares presentaron mayor contenido en los sólidos solubles totales en el estado de desarrollo A (Cuadro 14). Además es importante mencionar que el periodo de cosecha entre los estados de desarrollo A y B y el periodo de cosecha entre los estados de desarrollo

A y C, se encuentran dentro del periodo de desarrollo de fruto en el cual, tuvo un incremento sustancial en el porcentaje de almidón, antes de alcanzar el nivel máximo de almidón.

Cuadro 14. Estados propuestos en el desarrollo del fruto de los diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Estado de desarrollo del fruto	Sólidos solubles totales (°Bx)	Contenido de almidón (%)	Biomasa fresca (g)	Grados día desarrollo (°C d ⁻¹)
Campas	A	6.8	12.0	294.4	1443
	B	10.0	14.2	615.2	1730
	C	13.6	15.0	1231.1	2019
Concha Lisa	A	8.7	12.0	441.5	1486
	B	10.0	12.7	526.8	1584
	C	13.5	13.7	939.4	1930
White	A	8.4	12.0	346.5	1572
	B	10.0	12.4	417.2	1714
	C	11.0	12.4	461.9	1800
Bays	A	6.8	12	287.5	1168
	B	10.0	16.1	529.1	1500
	C	12.9	16.7	643.2	1675
Selene	A	5.1	12	216.5	1145
	B	10.0	16.1	543.4	1562
	C	11.1	16.2	624.7	1630

A= Contenido de almidón del 12%.

B= Contenido de sólidos solubles totales de 10°Bx.

C= Nivel máximo de almidón del fruto.

Los resultados encontrados en los periodos considerados para la cosecha de los frutos mostraron que la elevación en el contenido de sólidos solubles totales y el contenido de almidón son los más aceptables como índices de cosecha. Paull (1982) evaluó la variación en la composición de frutos de guanábana durante su maduración y encontró que el contenido en sólidos solubles totales fue de de 10 a 16 °Bx en madurez de consumo entre 2 y 5 días de maduración. Similarmente, Vishnu *et al.* (2000) en frutos de *Annona squamosa*

L. encontró que el contenido en sólidos solubles totales del fruto incrementó durante el almacenamiento a 20 °C de 10 °Bx a 27 °Bx en madurez de consumo. De los azúcares totales el almidón es un constituyente importante debido a su degradación a azúcares durante la maduración los cuales intervienen en el sabor del fruto incrementando su aceptabilidad por el consumidor (Wills *et al.*, 1998). Gutiérrez *et al.* (1994) mencionan que en la madurez fisiológica el fruto de chirimoya presenta un contenido en almidón del 12% y Paull (1982) al evaluar la variación en la composición de frutos de guanábana durante su maduración, encontró una disminución en la firmeza del fruto y la atribuyó a la hidrólisis del almidón y pared celular.

Por lo tanto, en el cultivar Campas se consideró como adecuado el periodo de cosecha entre los estados de desarrollo del fruto A y B y en los cvs White, Concha Lisa, Bays y la selección Selene el periodo de cosecha adecuado fue el comprendido entre los estados de desarrollo del fruto A y C. El contenido de sólidos solubles totales empleado por Paull (1982) a la cosecha de frutos de guanábana y el contenido de almidón el mencionado por Gutiérrez *et al.* (1994) en frutos de chirimoya del cv Fino de Jete se utilizaron como referencia para proponer un periodo de cosecha adecuado en chirimoya y los resultados encontrados mostraron diferencias en el porcentaje de las variables bioquímicas entre los genotipos evaluados, lo cual sugiere un efecto de carácter genético pero también la influencia de factores ambientales durante el desarrollo.

Como se mencionó anteriormente los grados día desarrollo han sido utilizados para determinar cambios en el desarrollo del fruto por lo que en cuadro 16 se presentan los rangos de grados día de desarrollo acumulados por genotipo durante el periodo de cosecha considerado como adecuado.

Cuadro 15. Propuesta de los grados día desarrollo acumulados para definir el periodo de cosecha del fruto de los diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.)

Genotipo	Grados día desarrollo (°C d ⁻¹)
Campas	1443-1730
White	1572-1800

Concha Lisa	1486-1930
Bays	1168-1675
Selene	1145-1630

Relación de la biomasa fresca con el periodo de cosecha.

Los valores encontrados en el periodo de cosecha definido como el apropiado, para la biomasa fresca en los cvs Campas y Concha Lisa fueron de 294.4 g a 615.2 g y de 441.5 g a 526.8 g respectivamente. En los cvs White, Bays y Selene fueron de 346.5 g a 461.9 g, de 287.5 g a 643.2 g y de 216.5 g a 624.7 g respectivamente, en los cuales se incluyen los valores señalados por Andrés y Regollar (1996) quienes mencionan que en huertos comerciales el fruto debe presentar un tamaño mediano (500-750 g). En todos los genotipos evaluados se encontró una correlación positiva entre el tamaño y la biomasa fresca del fruto, como se observó en las figuras de crecimiento y desarrollo. Es importante destacar que mientras el fruto no se coseche, éste seguirá incrementando su peso fresco y tamaño, por lo cual la determinación del índice de cosecha apropiado basado en los resultados obtenidos es fundamental. Siendo la chirimoya un fruto succulento, el agua es el constituyente importante de la biomasa fresca, por lo que su crecimiento depende de la cantidad de agua acumulada (Li *et al.*, 1989). Por lo tanto, condiciones de sequía durante la última etapa de desarrollo de fruto tiene un fuerte impacto, disminuyendo drásticamente el flujo de solución hacia el fruto que se encuentra en proceso de elongación celular y como consecuencia afectará el tamaño (Chalmers *et al.*, 1985).

5.4. Maduración de fruto

Patrón respiratorio

En el cv Campas el primer máximo en la intensidad respiratoria se observó al segundo día de almacenamiento con un valor de 190.6 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹, el segundo pico respiratorio fue al quinto día (194.4 mL CO₂ kg⁻¹ h⁻¹), un tercer pico de la intensidad

respiratoria se observó al séptimo día de almacenamiento con un valor de $180.6 \text{ mL CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$. Un patrón respiratorio similar fue observado en el cv White en donde se observó un primer máximo en la intensidad respiratoria al segundo día de almacenamiento con un valor de $114.38 \text{ mL CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$, un segundo máximo se observó al quinto día con un valor de $148.13 \text{ mL CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y un tercer máximo se observó al séptimo día con un valor de $155.63 \text{ mL CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$. En contraste en el cv Concha Lisa se observó el primer máximo en la intensidad respiratoria al quinto día de almacenamiento con un valor de $138.1 \text{ mL CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$, el segundo máximo en la intensidad respiratoria lo alcanzó a los 7 días de almacenamiento con un valor de $156.88 \text{ mL CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$. En la selección Selene se observó el primer máximo en la intensidad respiratoria al segundo día con un valor de $126.9 \text{ mL CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$ y un segundo máximo lo alcanzó al cuarto día de almacenamiento con un valor de $134.4 \text{ mL CO}_2 \text{ kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$ (Figura 14). Es importante resaltar que la producción de CO_2 fue superior a los $100 \text{ mL kg}^{-1} \text{ h}^{-1}$, ubicándolos como frutos con alta tasa respiratoria de ahí su alta perecibilidad (Kader 2002). En los cvs Campas, White y la selección Selene se describe un proceso de maduración más adelantado, lo que sugiere que los frutos cosechados a los 206 dda ya habían iniciado su proceso de maduración, lo cual fue detectado por el ablandamiento del fruto al momento de la cosecha. La vida de anaquel de los frutos tiene una relación negativa con la intensidad respiratoria, en el caso de diversas anonáceas la vida de almacenamiento va de 5-8 d en chirimoya (Gutiérrez *et al.*, 1994), de 7 d en *Annona squamosa* y 5 d en Atemoya (Broughton y Guat, 1979) mantenidas a $20 \text{ }^\circ\text{C}$.

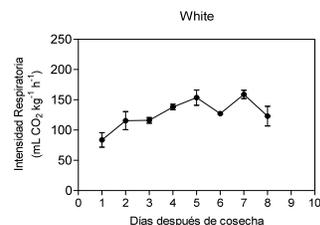
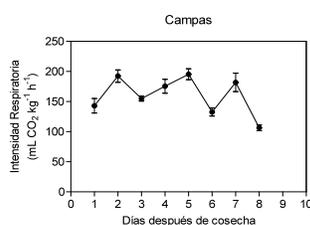




Figura 14. Patrón respiratorio de los frutos de los diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) durante la maduración. Las barras verticales muestran la desviación estándar, n=5 frutos en los cultivares Campas, White y la selección Seline y n=10 en el cultivar Concha Lisa.

Los resultados mostraron claramente dos picos respiratorios (Merodio y De la Plaza, 1997). El primer máximo de respiración ocurre de uno a dos días después de la cosecha y el segundo a los cinco días después de la cosecha, almacenando el fruto a temperatura ambiente. Sin embargo, Biale y Barcus (1970) quienes descubrieron la naturaleza climatérica de la maduración de los frutos de Anonáceas, atribuyeron el incremento irregular en el consumo de oxígeno después de la cosecha a la estructura del fruto ya que es un agregado de muchos ovarios.

Almidón, Azúcares totales y peso seco.

El contenido de almidón en los cvs Campas y White presentó una disminución paulatina desde la cosecha hasta el día 6 con valores desde 11.48 g 100 g⁻¹, hasta 8.99 g 100 g⁻¹ y desde 12.04 g 100 g⁻¹ hasta 8.63 g 100g⁻¹, respectivamente. El contenido de almidón del cv Concha Lisa presentó una disminución de 13.34 g 100 g⁻¹, a la cosecha, hasta 5.98 g 100 g⁻¹ en el día 9. En cada cultivar, los valores alcanzados en los días 6 y 9 coincidieron con síntomas de senescencia. Los cambios significativos (p≤0.05) en el

contenido de almidón ocurrieron a partir del día 3 en los cvs Campas y Concha Lisa, coincidiendo con el inicio del segundo y primer máximos respiratorios, respectivamente. Sin embargo en el cv Concha Lisa se presentó una disminución drástica en el contenido de almidón desde 8.69 g 100 g⁻¹ al día 6, hasta 5.98 g 100 g⁻¹ al día 9, coincidiendo con el segundo máximo respiratorio, a diferencia del cv White el cual presentó una disminución significativa en el contenido de almidón en el día 6, coincidiendo con el inicio del tercer máximo respiratorio. En contraste en la selección Selene el contenido de almidón presentó una disminución constante desde 10.18 g 100 g⁻¹, a la cosecha, hasta 6.75 g 100 g⁻¹ al día 9, coincidiendo este último con síntomas de senescencia (Figura 15). La relación del contenido de almidón con el máximo en la intensidad respiratoria muestra la importancia de éstos como precursores del sustrato respiratorio. Se ha mencionado que el alto contenido de almidón en los frutos determina el incremento en la intensidad respiratoria de los frutos (Bruinsma y Paull, 1984).

El contenido de azúcares totales en los cvs White y Concha Lisa presentó una disminución paulatina ($p \leq 0.05$) desde 7.47 g 100 g⁻¹, a la cosecha, hasta 6.62 g 100 g⁻¹ al día 3 y desde 6.05 g/100g, a la cosecha hasta 4.90 g 100 g⁻¹ al día 9, respectivamente, en el día 6 se incrementó significativamente el contenido de azúcares totales con un valor de 8.14 g 100 g⁻¹ en White coincidiendo con la disminución drástica en el contenido de almidón en este día, y un valor de 6.81 g 100 g⁻¹ en Concha Lisa al día 9, coincidiendo con la disminución drástica en el contenido de almidón en este día.

A diferencia de Campas en donde se observó una lenta disminución en el contenido de azúcares totales desde 10.89 g 100 g⁻¹, a la cosecha, hasta 10.18 g 100 g⁻¹ al día 6. En contraste en Selene el contenido de azúcares totales presentó un aumento significativo ($p \leq 0.05$) a partir del día 3, coincidiendo con el inicio del segundo máximo respiratorio (Figura 15). El contenido de materia seca en Campas presentó una disminución significativa ($p \leq 0.05$) desde 26 g 100 g⁻¹, a la cosecha hasta 22.75 g 100 g⁻¹ al día 6, coincidiendo con la disminución significativa en el contenido de almidón en este día.

En contraste, en los cvs White, Concha Lisa y Selene el contenido de materia seca presentó un incremento desde la cosecha hasta el día 3 con valores desde 27.75 g 100 g⁻¹ hasta 28.75 g 100 g⁻¹ y desde 26.75 g 100 g⁻¹ hasta 30.00 g 100 g⁻¹, y desde 22.00 g/100 g⁻¹, hasta 24.50 g 100 g⁻¹, respectivamente, en el día 6 se presentó un descenso significativo (p≤0.05) en el contenido de materia seca alcanzando valores de 24.25 g 100 g⁻¹ al día 6 en White coincidiendo con la disminución significativa en el contenido de almidón en este día, y valores de 23.50 g 100 g⁻¹ y 19.25 g 100 g⁻¹ en Concha Lisa y Selene, respectivamente, ambos al día 9 coincidiendo con una drástica disminución en el contenido de almidón en este día (Figura 15).

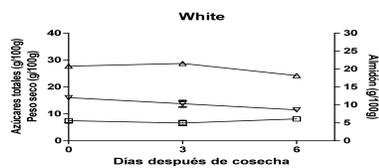
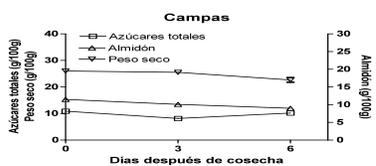




Figura 15. Cambios en la composición de los frutos (azúcares totales, almidón y peso seco) de los diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) durante la maduración. Las barras verticales muestran la desviación estándar (n=4 frutos)

Resultados similares han sido señalados por Wills *et al.* (1984) quienes al evaluar los cambios postcosecha en frutos de *Annona atemoya* encontraron que el fruto durante la maduración presentó cambios en la composición química del fruto, observándose que el almidón disminuyó de 15 g 100 g⁻¹ a 3 g 100 g⁻¹ durante la maduración del fruto.

Firmeza y Acidez

La pérdida de firmeza en el cv Campas fue lenta entre los días 0 y 3 con valores de 55.37 N a 34.27 N respectivamente, pero a partir del día 3 y hasta el día 6 se observó un descenso significativo hasta 2.08 N. Similarmente, en el cv White la firmeza disminuyó lentamente de 66.63 N a 56.37 N en los días 0 y 3 respectivamente, pero una disminución significativa al 6 día con 2.72 N. En contraste el cv Concha lisa mantuvo la firmeza alrededor

de 89.90 N en el tercer día y presentó una disminución significativa ($p \leq 0.05$) en el día 6 con un valor de 8.59 N, a partir del 6 y hasta el día 9 se observó una disminución drástica a valores menores a 10 N. En la selección Selene la firmeza presentó una disminución significativa desde 55.69 N hasta 17.12 N al tercer día y una disminución drástica a valores menores de 10 N en el día 9 (Figura 16). Los cambios significativos en firmeza ocurrieron desde el día 3 hasta el día 6, periodo en el cual se observó el segundo máximo respiratorio en los cvs Campas y White. Vishnu *et al.* (2000) reportaron que la firmeza de los frutos de *Annona squamosa* L. disminuyó rápidamente de 34 N a 1.3 y 1.6 N a 25°C y 20 °C respectivamente, en un periodo de 4-6 días de almacenamiento

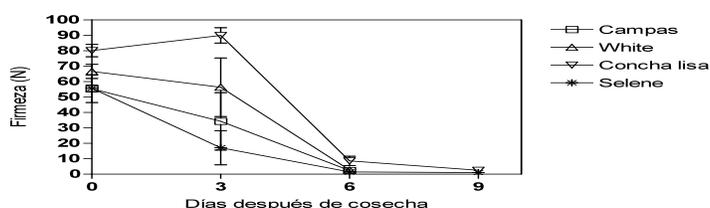


Figura 16. Cambios en la firmeza de los frutos de los diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) durante la maduración. Las barras verticales muestran la desviación estándar (n=4 frutos).

El contenido de acidez en el cv Campas presentó un aumento significativo ($p \leq 0.05$) desde 0.30% hasta 0.43% expresado como ácido málico, en los días 0 y 6 respectivamente. Similarmente el cv White presentó un aumento significativo desde 0.26 % hasta 0.49 %, en los días 0 y 6, respectivamente. El cv Concha Lisa la acidez titulable tuvo un máximo de 0.46%, disminuyendo al 9 día hasta 0.41%. En la selección Selene el contenido de acidez el incremento fue desde 0.17% hasta 0.37%, en los días 0 y 9, respectivamente (Figura 17).

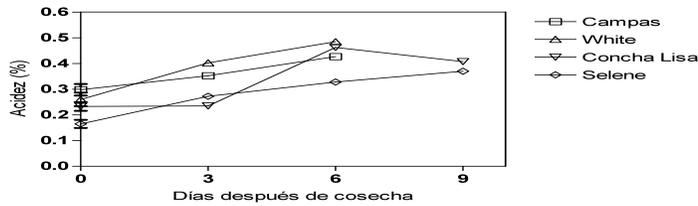


Figura 17. Cambios en acidez de los frutos de los diferentes genotipos de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) durante la maduración. Las barras verticales muestran la desviación estándar (n=4 frutos)

Estos cambios en la acidez son característicos de las anonáceas, Vishnu *et al.* (2000) reportaron que frutos de *Annona squamosa* L., tuvieron un ligero incremento en la acidez titulable (0.16 a 0.32%) durante las etapas finales de la maduración, seguido por una disminución durante el almacenamiento de los frutos (20 y 25°C).

VI. CONCLUSIONES

Cada genotipo presentó características propias en la duración de cada una de sus fases de crecimiento. Considerando las condiciones de Coatepec Harinas, Estado de Mexico se puede concluir que los genotipos evaluados presentan un alto grado adaptación a la zona y su explotación con fines comerciales requiere de un adecuado manejo de la polinización manual; así como de un programa de riego durante la floración y después de la polinización. Bays y Selene son los genotipos más precoces al presentar una maduración mas temprana

con relación a los demás genotipos. Durante el desarrollo de los frutos se presentó una curva de crecimiento doble sigmoideal característica de la familia Anonácea.

Con base en los resultados obtenidos se propone que el periodo de cosecha para el cv Campas este basado en un 12% de almidón y 10°Bx que puede ubicarse entre los 1443 y 1730 grados día de desarrollo. En el caso del cv White considerando el contenido de almidón (12%) y contenido de sólidos solubles (8 °Bx) la cosecha puede realizarse a partir de los 1572 grados día de desarrollo. Para el cv Concha lisa la acumulación de 1486 grados día de desarrollo establecen un contenido mínimo de almidón (12%) y contenido de sólidos solubles totales de 8.7°Bx. Para el cv Bays la acumulación de 1168 grados día de desarrollo establecen un contenido mínimo de almidón (12%) y contenido de sólidos solubles totales de 6.8°Bx. Para la selección Selene la acumulación de 1145 grados día de desarrollo establecen un contenido mínimo de almidón (12%) y un contenido de sólidos solubles totales de 5.1°Bx.

Los frutos de chirimoya de los cultivares Campas, White y la selección Selene cosechados a los 206 días después de amarre presentan un proceso de maduración anticipado, por lo que en esta etapa de desarrollo los frutos ya han sobrepasado el momento adecuado de cosecha.

Es importante considerar en futuros trabajos, que la cosecha se lleve a cabo en diferentes fechas, a partir de la acumulación mínima de grados día de desarrollo, propuesto en este trabajo, y así definir claramente el estado de desarrollo óptimo que nos permita un manejo postcosecha adecuado para cada genotipo de chirimoya. De esa forma se podrán plantear técnicas que permitan un buen manejo y almacenamiento de los frutos que redunden en mejor calidad para el consumidor.

VII. BIBLIOGRAFÍA

Agustí M (2004) Fruticultura. Ediciones Mundi Prensa. 491 p.

Alique R, J P Zamorano, M L Calvo, M Carmen, J L De la Plaza (1994) Tolerance of cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) to cold storage. Journal of the American Society for Horticultural Science 119:524-528.

- Andrés-Agustín J (1999)** Adelantos de las investigaciones sobre recursos filogenéticos de la chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en el estado de Michoacán, México. *Acta Horticulturae* 497:195-200.
- Andrés-Agustín J (2004)** Caracterización morfológica y de poscosecha de las principales selecciones y cultivares de chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.). Tesis de Doctorado. Área de Horticultura. UACH. Chapingo, Méx. 103 p.
- Andrés A J, A Regollar (1996)** El cultivo de la chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en el estado de Michoacán. Centro Regional Universitario. Universidad Autónoma Chapingo. 60 p.
- AOAC (1990)** Official methods of análisis of AOAC Internacional. Fruits and fruit products. pp: 829-830.
- Arnold C Y (1959)** The determination and significance of the base temperature in a linear heat unit system. *Proceedings of the American Society for Horticultural Science* 74: 430-445.
- Austin M E, S K Ries (1968)** Use of heat units to predict dates for once-over tomato harvest. *Hortscience* 3:41.
- Biale J B, D E Barcus (1970)** Respiratory patterns in tropical fruits of the Amazon Basin. *Tropical Science* 12:93-104.
- Bourke D O D (1976)** *Annona spp.* In: The propagation of tropical fruit trees. Edited by R. J. Garner and Chaudhri S. A. *Horticultural Review* N. 4. Commonwealth Bureau of Horticulture and Plantation Crops, East Malling, Kent, UK. pp:223-248.
- Broughton W J, T Guat (1979)** Storage conditions and ripening of the custard apple *Annona squamosa* L. *Scientia Horticulturae* 10:73-82.
- Brown B J, L S Wong, A P George and R Nissen (1988)** Comparative studies on the postharvest physiology of fruit from different species of *Annona* (Custard apple). *Journal of Horticultural Science* 63:521-528.
- Bruinsma J, R E Paull (1984)** Respiration during posharvest development of soursop fruit, *Annona muricata* L. *Plant Physiology* 76:131-138.
- Chalmers D J, B van den Ende (1975)** A reappraisal of the growth and development of peach fruit. *Australian Journal of Plant Physiology* 2:623-634.
- Chalmers D J, P D Mitchell, P H Jerie (1985)** The relation between irrigation, growth and productivity of peach trees. *Acta Horticulturae* 173:283-288.

- Dejong T M, J Goudriaan (1989)** Modeling peach fruit growth and carbohydrate requirements: reevaluation of the double sigmoid growth pattern. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 114(5):800-804.
- Díaz-Montenegro D H (2002)** *Fisiología de Árboles Frutales*. A. G. T., S. A. México. 390 p.
- Dubois M, K A Gilles, J K Hamilton, P A Rebers, F. Smith (1956)** Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry* 28:350-356.
- Escobar W T, R D Zarate, A Bastidas (1986)** Biología floral y polinización artificial del guanábano *Annona muricata* L. en condiciones del valle del Cauca, Colombia. *Acta Agronómica* 36(1):7-20.
- Estrada C A (1994)** Caracterización de la ilama (*Annona diversifolia* Saff.) en salitre de Palmarillos, municipio de Amatepec, Estado de México. Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Méx. 80 p.
- Fischer D V (1962)** Heat units and number of days required to mature some pome and stone fruits in various areas of North America. *Proceedings of the American Society for Horticultural Science* 80:114-124.
- Fischer R L, A B Bennett (1991)** Role of cell wall hydrolasas in fruit ripening. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 42:675-703.
- Franco-Mora O (2000)** Polinización, desarrollo y calidad de fruto de guanábana (*Annona muricata* L.). Tesis de Maestría. Colegio de postgraduados. Montecillo, México. 119 p.
- Gallagher J N (1979)** Field studies of cereal leaf growth I. Initiation and expansion in relation to temperature and ontogeny. *Journal of Experimental Biology* 30:625-636.
- Gardiazabal F, G Cano (1999)** Caracterización de 10 cultivares de chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.) y su respuesta a la polinización artificial en Quillota, Chile. *Acta Horticulturae* 497:239-253.
- Gardiazabal-Irazabal F, G Rosenberg-Melnik (1993)** El cultivo del chirimoyo (*Annona cherimola* Mill.) Criterios para una selección de cultivares. *Fruticultura Profesional* 3:2-4.
- Gazit S, I Galon, H Podoler (1982)** The role of Nitidulid beetles in natural pollination of *Annona* en Israel. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 107:849-852.
- Génard M, J G Huguet (1996)** Modeling the response of peach fruit growth to water stress. *Tree Physiology* 16:407-415.
- George A P, R J Nissen (1987)** The custard apple. *Queensland Agricultural Journal* 113(5):287-297.

- George A P, R J Nissen (1988)** The effects of temperature, vapour pressure deficit and soil moisture stress on growth, flowering and fruit set of *A. reticulata* (*Annona cherimola* x *Annona squamosa*). *Scientia Horticulturae* 34:183-191.
- George A P, R J Nissen, P A Ironside, P Anderson (1989)** Effects of nitidulid beetles on pollination and fruit set of *Annona* spp. Hybrids. *Scientia Horticulturae* 39:289-299.
- Gutiérrez M, M M Sola, L Pascal, A M Vargas (1994)** Postharvest changes of sugar concentrations in chilled injured cherimoya (*Annona cherimola* Mill.). *Plant Physiology* 143:27-32.
- Gutiérrez R M, R San Miguel, T Nava, A Larqué-Saavedra (1995)** Métodos avanzados en fisiología experimental. Programa de Botánica. IRENAT, Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. 60 p.
- Hall J and G Mcpherson (1997)** Predicting fruit maturation in kiwifruit (*Actinidia deliciosa*). *Journal of Horticultural Science* 72(6):949-960.
- Hatfield S G, M Knee (1988)** Effects of water lost on apple in storage. *International Journal of Food Science* 40:892-893.
- Haun J R, D C Coston (1983)** Relationship of daily growth and development of peach leaves and fruit to environmental factors. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 108:666-671.
- Hermoso G J, A Ruiz N, J M Farré (1997)** El banco español de germoplasma de chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en España. *En: Memorias del Congreso Internacional de Anonáceas*. Chapingo, Méx. pp:157-168.
- Higuchi H, T Sakuratani, N Utsunomiya (1999)** Photosynthesis, leaf morphology, and shoot growth as affected by temperatures in cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) trees. *Scientia Horticulturae* 80:91-104.
- Hsiao T C (1973)** Plant responses to water stress. *Annual Review of Plant Physiology* 24:519-570.
- Hubbard N L, S C Huber, D M Pharr (1989)** Sucrose phosphate synthase and acid invertase as determinants of sucrose concentration in developing muskmelon (*Cucumis melo* L.) fruits. *Plant Physiology* 91:1527-1534.
- Huber D J, Y Karakurt, J Jeong (2001)** Pectin degradation in ripening and wounded fruits. *Revista Brasileña de Fisiología Vegetal* 13:224-241.
- Ibár-Albiñana L (1979)** El chirimoyo. *En: Aguacate, Chirimoyo, Mango, Papaya*. Editorial AEDOS. Barcelona, España. pp:121-144.

- Jackson D (1986)** Temperature and subtropical fruit production. Butter Worths Horticultural Books. 293 p.
- Kader A A (1998)** Management of fruit ripening. Postharvest horticulture series no. 9. Postharvest outreach program, Department of Pomology, University of California, Davis. 350 p.
- Kader A (2002)** Postharvest technology of horticultural crops. Univ. California 2nd. Edition. Ed. A. Kader, 296 p.
- Karakurt Y, D J Huber (2003)** Activities of several membrane and cell wall hydrolases, ethylene biosynthetic enzymes and cell wall polyuronide degradation during low-temperature storage of intact and fresh-cut papaya (*Carica papaya*) fruit. Postharvest Biology and Technology 28:219-229.
- Laguado N, M Marin, M L Arenas de, R C Castro de (1998)** Relación entre variables indicadoras de maduración de frutos de guayabo (*Psidium guajava* L.) var. Dominicana Roja. Revista Facultad de Agronomía 15:422-428.
- León J (1987)** Botánica de los cultivos tropicales. 2^a (ed). IICA, San José, Costa Rica. 445 p.
- Li S H, J G Huguet, P G Schoch, P Orlando (1989)** Response of peach tree growth and cropping to soil water deficit at various phenological stages of fruit development. Journal of Horticultural Science 64:541-552.
- Lizana L A, G Reginato (1990)** Cherimoya. In: Fruits of tropical and subtropical origin: Composition, properties and uses. Nagy S; P E Shaw; W F Wardowski. Florida Science Source, Inc. Lake Alfred, Florida. pp:131-148.
- López-Camelo A F (2003)** Manual para la preparación y venta de frutas y hortalizas: Del campo al mercado. Boletín de servicios agrícolas de la FAO 151. 185 p.
- Lowell C A, P T Tomlinson, K E Kotch (1989)** Sucrose-metabolizing enzymes in transport tissues and adjacent sink structures in developing citrus fruits. Plant Physiology 90:1394-1402.
- Marcelis L F M, H Gijzen (1998)** Evaluation under commercial conditions of a model of prediction of the yield and quality of cucumber fruits. Scientia Horticulturae 76:171-181.
- Marshall B, R Thompson (1987)** A model of the influence of air temperature and solar radiation on the time to maturity of calabrese *Brassica oleracea* var *italica*. Annals of Botany 60:513-519.
- Martínez G, M Serrano, M Pretel, F Riquelme, F Romojaro (1993)** Ethylene biosynthesis and physico-chemical changes during ripening of cherimoya (*Annona cherimola* Mill.). Journal of Horticultural Science 68:477-483.

- Merodio C, J. L. De la Plaza (1997)** Chirimoya. *In: Postharvest Physiology and Storage of Tropical and Subtropical Fruits*. Mitra Sisir (edt). CAB Internacional. New York, USA. pp:269-293..
- Miccolis V, M E Salveit (1991)** Morphological and physiological changes during fruit growth and maturation of seven melon cultivars. *Journal of the American Society for horticultural science* 116(6):1025-1029.
- Morales A, B Cueva, P Aquino (2004)** Genetic diversity and geographic distribution of *Annona cherimola* in Southern Ecuador. *Lyonia* 7:159-170.
- Moreno V D (2006)** Crecimiento, Maduración y oscurecimiento de frutos de ilama (*Annona diversifolia* Saff.). Tesis Doctoral. Colegio de postgraduados. Montecillo, México. 83 p.
- Morton J (1987)** Chirimoya. *In: Fruits of warm climates*. Julia F. Morton, Miami, FL. pp:65-69.
- Mosca J L, J A Simáo, R E Alves, H Filgueiras, J Ferreira O (1997)** Physical, physicochemical and chemical changes during growth and maturation of sugar apple (*Annona squamosa* L.). *En: Memorias del Congreso Internacional de Anonáceas*. UACH. Chapingo, México. pp:304-314.
- Nakasone H Y, R E Pauli (1998)** Tropical fruits. CAB International. New York. USA. 445 p.
- Neild R, M W Seeley (1977)** Applications of growing degree days in field corn production. *In: Agrometeorology of the maize crop*. WMO N° 481. Geneva, Switzerland. pp:426-436.
- Nitsch J P (1953)** The physiology of fruit growth. *Annual Review of Plant Physiology* 4:199-236.
- Nomura K, H Terai, K Yabe, M Maeda, M Rahman, M Yoshida, J Yonemoto (1997)** Comparison of changes in sugars and ethylene production of cherimoya fruit grown at different seasons. *Journal of Horticultural Science* 72(4):617-622.
- Ochse J J, M J Soule, M J Dikjman, C Wehlburg (1986)** Cultivo y mejoramiento de plantas tropicales y subtropicales. Editorial Limusa. México, D.F. 868 p.
- Opara L U (2000)** Fruit growth measurement and analysis. *Horticultural Reviews* 24:373-431.
- Ortega M L, C. Rodríguez (1979)** Estudio de carbohidratos en variedades mexicanas de frijol (*Phaseolus vulgaris* L. *Phaseolus coccineus*). *Agrociencia* 37:33-49.
- Pal D K, P S Kumar (1995)** Changes in the physico-chemical and biochemical compositions of *A. reticulata* (*Annona squamosa* L.) fruits during growth, development and ripening. *Journal of Horticultural Science* 70(4):569-572.
- Pantástico B (1984)** Fisiología de la postrecolección, Manejo y Utilización de Frutas y Hortalizas Tropicales y Subtropicales. A Marino (Trd). CECSA, México. 663 p.

- Pauli R E (1982)** Postharvest variation in composition of soursop (*Annona muricata* L.) fruit in relation to respiration and ethylene production. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 107:582-585.
- Pavel E W, T M DeJong (1993)** Relative growth rate and its relationship to compositional changes of nonstructural carbohydrates in the mesocarp of developing peach fruits. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 118(4):503-508.
- Rathore D S (1976)** Effect of season on the growth and chemical composition of guava (*Psidium guajava* L.) fruits. *Journal of Horticultural Science* 51:41-47.
- Richardson A C, P A Anderson (1996)** Hand pollination effects on set and development of cherimoya (*Annona cherimola*) fruit in a humid climate. *Scientia Horticulturae* 65:273-281.
- Richardson A C, K J Mcaneney, T E Dawson (1997a)** Carbohydrate dynamics in kiwifruit. *Journal of Horticultural Science* 72(6):907-917.
- Richardson A C, K B Marsh, E A Macrae (1997b)** Temperature effects on Satsuma mandarin fruit development. *Journal of Horticultural Science* 72(6):919-929.
- Rubí A M, A Martínez G, L López L (1995)** Polinización manual en chirimoya y su relación con producción y características del fruto. *En: Memoria Fundación Salvador Sánchez Colín. CICTAMEX, S. C. Coatepec, Harinas, México. pp:89-97.*
- Rubí A M, A Martínez, L. López (1997)** Polinización manual en chirimoya y su relación con producción y características del fruto. *En: Memorias Congreso Internacional de Anonáceas. Chapingo, México. pp. 19-27.*
- Ruiz C J A (1991)** Caracterización Fenológica del Guayabo (*Psidium guajava* L.). Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México. 78 p.
- Ryugo K (1993)** Fruticultura: ciencia y arte. AGT editor, S. A. 460 p.
- Saavedra E (1977)** Influence of pollen grain at the time of hand pollination as a factor on fruit set of cherimoya. *Hortscience* 12(2):117-118.
- Saavedra E (1979)** Set and growth of *Annona cherimola* Mill. fruit obtained by hand pollination and chemical treatments. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 104(5):668-673.
- SAGARPA (2005)** Anuario Estadístico de la producción agrícola. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. www.sagarpa.gob.mx
- Salveit M E, A R Sharaf (1992)** Ethanol inhibits ripening of tomato fruit harvested at various degrees of ripeness without affecting subsequent quality. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 117(5):793-798.

- Schroeder C A (1941)** Hand pollination effects in the cherimoya (*Annona cherimola* Mill.). California Avocado Society Yearbook. pp:97-98.
- Schroeder C A (1970)** Fruit of the Annonas. California Avocado Society Yearb 54:117-118.
- Schroeder C A (1997)** Botany. *In*: The Cherimoya Handbook. California Chirimoya Association. University of California. Department of Botany. Los Angeles, CA., U.S.A. pp:1-12.
- Schwanzenberg F C (1946)** Polinización artificial del chirimoyo. Agricultura Técnica Chile 6(2):156-172.
- Speirs J, C J Brady (1991)** Modification of gene expression in ripening fruit. Australian Journal of Plant Physiology 18:519-532.
- Staudt G, W Schneider, J Leidel (1986)** Phases of berry growth in *Vitis vinifera*. Annals of Botany 58:789-800.
- Van-Damme P, X Scheldeman (1999)** Desarrollo comercial de la chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en América Latina. Acta Horticulturae 497:29-41.
- Vidal H L (1994)** Importancia y distribución de las anonáceas en México. *En*: Memoria del VII curso de actualización frutícola "La fruticultura y sus perspectivas para el siglo XXI". Fundación Salvador Sánchez Colín. CICTAMEX, S. C. Coatepec Harinas, México. pp:80-89.
- Vishnu P K N, D V Sudhakar R, S Krishnamurthy (2000)** Effect of storage temperature on ripening and quality of custard apple (*Annona squamosa* L.) fruits. Journal of Horticultural Science & Biotechnology 75(5):546-550.
- Vithanage H I M V (1984)** Pollen-stigma interactions:development and cytochemistry of stigma papillae and their secretions in *Annona squamosa* L. (Annonaceae). Annals of Botany 54:153-167.
- Warnock S J, R L Isaacs (1969)** A linear heat unit system for tomatoes in California. Journal of the American Society for Horticultural Science 94(6):677-678.
- Whitam F D, D F Blaydes, R M Devlin (1971)** Experiments in Plant Physiology. Van Nonstrand Reinhold C. New York, U. S. A. 245 p.
- Wills R B H, A Poi, H Greenfield, C J Righey (1984)** Postharvest changes in fruit composition of *Annona atemoya* during ripening and effects of storage temperature on ripening. Hortscience 19:96-97.
- Wills R, B McGlasson, D Grallam, D Joyce (1998)** Introducción a la Fisiología y Manipulación Poscosecha de Frutas, Hortalizas y Plantas Ornamentales. Traducción Burgos, G. J. Segunda edición. Acribia, Zaragoza, España. 262 p.

Wolf S, J Rudich, A Marani, Y Rekah (1986) Predicting harvesting date of processing tomatoes by a simulation model. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 111:11-16.

Worrell D B, C C M Sean, D J Huber (1994) Growth, maturation and ripening of soursop (*Annona muricata* L.) fruit. *Scientia Horticulturae* 57:7-15.

Zavala H F (1995) Caracterización de una población nativa de ilama *Annona diversifolia* Saff. ubicada en la cuenca del Río Balsas Estado de Guerrero. Tesis M. C. Colegio de Postgraduados. Programa de Fruticultura. Montecillo, México. 82 p.

Zuconi F (1986) Peach. *In*: S. P. Monselisse (ed.) *CRC handbook of fruit set and development*. CRC Press, Boca raton, Fla. pp:303-321.

VIII. APÉNDICE

1. Correlación entre variables durante el crecimiento del cv Campas

	X ₁	X ₂	X ₃	X ₄	X ₅	X ₆	X ₇	X ₈	X ₉	X ₁₀	X ₁₁	X ₁₂	X ₁₃	X ₁₄	X ₁₅	X ₁₆
X ₁	1.00	0.99	0.56	0.96	0.92	0.58	0.41	0.87	0.88	0.97	0.83	0.61	0.80	0.89	0.97	0.82

	<.00	0.18	0.00	0.00	0.16	0.35	0.01	0.01	0.00	0.01	0.13	0.02	0.00	0.00	0.02	
X ₂	1.00	0.52	0.96	0.92	0.55	0.38	0.88	0.89	0.98	0.85	0.59	0.80	0.91	0.98	0.82	
		0.22	0.00	0.00	0.19	0.39	0.01	0.01	<.00	0.01	0.16	0.02	0.00	<.00	0.02	
X ₃		1.00	0.55	0.54	0.99	0.87	0.38	0.24	0.37	0.12	0.65	0.37	0.16	0.36	0.25	
			0.19	0.20	<.00	0.00	0.39	0.60	0.41	0.79	0.10	0.41	0.72	0.42	0.58	
X ₄			1.00	0.97	0.58	0.44	0.93	0.84	0.94	0.71	0.65	0.85	0.83	0.94	0.82	
				0.00	0.16	0.31	0.00	0.01	0.00	0.06	0.10	0.01	0.02	0.00	0.02	
X ₅				1.00	0.59	0.35	0.88	0.77	0.90	0.65	0.78	0.87	0.77	0.89	0.88	
					0.15	0.43	0.01	0.04	0.01	0.11	0.03	0.01	0.03	0.01	0.01	
X ₆					1.00	0.81	0.41	0.26	0.40	0.13	0.73	0.42	0.19	0.39	0.34	
						0.02	0.35	0.56	0.36	0.77	0.06	0.34	0.67	0.38	0.44	
X ₇						1.00	0.34	0.15	0.25	0.01	0.31	0.21	0.04	0.24	-0.04	
							0.44	0.73	0.58	0.98	0.49	0.64	0.91	0.59	0.92	
X ₈							1.00	0.91	0.91	0.69	0.44	0.91	0.83	0.91	0.80	
								0.00	0.00	0.08	0.31	0.00	0.01	0.00	0.03	
X ₉								1.00	0.94	0.89	0.28	0.84	0.95	0.94	0.80	
									0.00	0.01	0.53	0.01	0.00	0.00	0.02	
X ₁₀									1.00	0.89	0.50	0.81	0.96	0.99	0.85	
										0.01	0.24	0.02	0.00	<.00	0.01	
X ₁₁										1.00	0.22	0.60	0.97	0.90	0.71	
											0.63	0.14	0.00	0.00	0.07	
X ₁₂											1.00	0.55	0.33	0.49	0.68	
												0.19	0.46	0.25	0.08	
X ₁₃												1.00	0.74	0.81	0.85	
													0.05	0.02	0.01	
X ₁₄													1.00	0.96	0.83	
														0.00	0.02	
X ₁₅														1.00	0.85	
															0.01	
X ₁₆																1.00

X₁=Diámetro radial (mm); X₂=Diámetro polar; X₃=% Cáscara; X₄=%Pulpa; X₅=Receptáculo (%); X₆=Semilla (%); X₇=Índice de semilla; X₈= Almidón (%); X₉= Sólidos solubles totales (°Bx); X₁₀= Azúcares no reductores (%); X₁₁=Peso fresco (g); X₁₂= pH; X₁₃= Peso seco (%); X₁₄=Azúcares reductores (%); X₁₅= Azúcares totales (%); X₁₆= Peso específico (g/cm³)

2. Correlación entre variables durante el crecimiento del cv White

	X ₁	X ₂	X ₃	X ₄	X ₅	X ₆	X ₇	X ₈	X ₉	X ₁₀	X ₁₁	X ₁₂	X ₁₃	X ₁₄	X ₁₅	X ₁₆
X ₁	1.00	0.99	0.56	0.96	0.92	0.58	0.41	0.73	0.85	0.91	0.94	0.03	0.80	0.81	0.91	0.41
		<.00	0.18	0.00	0.00	0.16	0.35	0.06	0.01	0.00	0.00	0.93	0.02	0.02	0.00	0.35
X ₂		1.00	0.52	0.96	0.92	0.55	0.38	0.73	0.86	0.91	0.95	0.00	0.80	0.83	0.91	0.40
			0.22	0.00	0.00	0.19	0.39	0.05	0.01	0.00	0.00	0.99	0.02	0.01	0.00	0.36
X ₃			1.00	0.55	0.54	0.99	0.87	0.31	0.29	0.30	0.27	0.42	0.43	0.14	0.29	0.28

		0.19	0.20	<.00	0.00	0.49	0.51	0.50	0.55	0.34	0.32	0.75	0.51	0.53
X ₄		1.00	0.97	0.58	0.44	0.83	0.83	0.81	0.89	0.18	0.83	0.67	0.80	0.62
			0.00	0.16	0.31	0.02	0.02	0.02	0.00	0.69	0.01	0.09	0.02	0.13
X ₅			1.00	0.59	0.35	0.80	0.75	0.82	0.86	0.35	0.81	0.61	0.81	0.69
				0.15	0.43	0.02	0.04	0.02	0.01	0.42	0.02	0.14	0.02	0.08
X ₆				1.00	0.81	0.36	0.33	0.34	0.31	0.49	0.48	0.16	0.34	0.36
					0.02	0.42	0.46	0.44	0.48	0.26	0.27	0.72	0.45	0.42
												-		
X ₇					1.00	0.27	0.21	0.05	0.10	0.18	0.31	0.01	0.04	0.21
						0.54	0.63	0.91	0.81	0.68	0.48	0.97	0.91	0.64
X ₈						1.00	0.87	0.56	0.72	0.22	0.94	0.46	0.56	0.71
							0.01	0.18	0.06	0.63	0.00	0.29	0.18	0.07
X ₉							1.00	0.78	0.89	-0.15	0.94	0.80	0.78	0.35
								0.03	0.00	0.74	0.00	0.02	0.03	0.43
X ₁₀								1.00	0.95	-0.06	0.68	0.93	0.99	0.22
									0.00	0.88	0.08	0.00	<.00	0.63
X ₁₁									1.00	-0.11	0.79	0.91	0.95	0.36
										0.81	0.03	0.00	0.00	0.42
												-		
X ₁₂										1.00	0.15	0.41	-0.08	0.68
											0.74	0.35	0.85	0.08
X ₁₃											1.00	0.61	0.68	0.53
												0.14	0.09	0.21
												-		
X ₁₄												1.00	0.93	0.05
													0.00	0.91
X ₁₅													1.00	0.20
														0.65
X ₁₆														1.00

X₁=Diámetro radial (mm); X₂=Diámetro polar; X₃=% Cáscara; X₄=%Pulpa; X₅=Receptáculo (%); X₆=Semilla (%); X₇=Índice de semilla; X₈= Almidón (%); X₉= Sólidos solubles totales (°Bx); X₁₀= Azúcares no reductores (%); X₁₁=Peso fresco (g); X₁₂= pH; X₁₃= Peso seco (%); X₁₄=Azúcares reductores (%); X₁₅= Azúcares totales (%); X₁₆= Peso específico (g/cm³)

3. Correlación entre variables durante el crecimiento del cv Concha Lisa

	X ₁	X ₂	X ₃	X ₄	X ₅	X ₆	X ₇	X ₈	X ₉	X ₁₀	X ₁₁	X ₁₂	X ₁₃	X ₁₄	X ₁₅	X ₁₆
X ₁	1.00	0.99	0.76	0.97	0.90	0.56	0.43	0.88	0.90	0.87	0.87	0.40	0.83	0.91	0.88	0.94
		<.00	0.04	0.00	0.00	0.18	0.33	0.00	0.00	0.01	0.01	0.36	0.02	0.00	0.00	0.00

X ₂	1.00	0.75	0.97	0.91	0.56	0.43	0.89	0.90	0.88	0.87	0.41	0.83	0.91	0.88	0.94		
		0.04	0.00	0.00	0.19	0.33	0.00	0.00	0.00	0.01	0.34	0.01	0.00	0.00	0.00		
X ₃		1.00	0.81	0.78	0.92	0.84	0.59	0.54	0.45	0.37	0.65	0.59	0.49	0.46	0.86		
			0.02	0.03	0.00	0.01	0.15	0.20	0.30	0.40	0.10	0.16	0.25	0.29	0.01		
X ₄			1.00	0.88	0.69	0.58	0.82	0.82	0.75	0.79	0.37	0.80	0.83	0.76	0.91		
				0.01	0.08	0.16	0.02	0.02	0.04	0.03	0.40	0.02	0.01	0.04	0.00		
X ₅				1.00	0.57	0.45	0.87	0.81	0.82	0.68	0.67	0.82	0.75	0.82	0.97		
					0.17	0.30	0.01	0.02	0.02	0.09	0.09	0.02	0.05	0.02	0.00		
X ₆					1.00	0.97	0.35	0.27	0.13	0.13	0.53	0.40	0.23	0.14	0.65		
						0.00	0.43	0.54	0.76	0.77	0.22	0.36	0.61	0.76	0.11		
X ₇							1.00	0.22	0.15	0.01	0.00	0.42	0.31	0.10	0.01		
								0.62	0.73	0.96	0.99	0.34	0.49	0.82	0.97	0.21	
X ₈								1.00	0.94	0.87	0.82	0.42	0.97	0.87	0.87	0.86	
									0.00	0.01	0.02	0.34	0.00	0.01	0.01	0.01	
X ₉									1.00	0.91	0.91	0.22	0.91	0.96	0.92	0.83	
										0.00	0.00	0.62	0.00	0.00	0.00	0.01	
X ₁₀										1.00	0.91	0.35	0.76	0.93	0.99	0.81	
											0.00	0.43	0.04	0.00	<.00	0.02	
X ₁₁											1.00	0.03	0.74	0.98	0.92	0.69	
												0.93	0.05	<.00	0.00	0.08	
X ₁₂												1.00	0.35	0.13	0.34	0.63	
													0.43	0.77	0.44	0.12	
X ₁₃													1.00	0.80	0.76	0.82	
														0.02	0.04	0.02	
X ₁₄														1.00	0.94	0.79	
															0.00	0.03	
X ₁₅															1.00	0.81	
																0.02	
X ₁₆																	1.00

X₁=Diámetro radial (mm); X₂=Diámetro polar; X₃=% Cáscara; X₄=%Pulpa; X₅=Receptáculo (%); X₆=Semilla (%); X₇=Índice de semilla; X₈= Almidón (%); X₉= Sólidos solubles totales (°Bx); X₁₀= Azúcares no reductores (%); X₁₁=Peso fresco (g); X₁₂= pH; X₁₃= Peso seco (%); X₁₄=Azúcares reductores (%); X₁₅= Azúcares totales (%); X₁₆= Peso específico (g/cm³)

4. Correlación entre variables durante el crecimiento del cv Bays

	X ₁	X ₂	X ₃	X ₄	X ₅	X ₆	X ₇	X ₈	X ₉	X ₁₀	X ₁₁	X ₁₂	X ₁₃	X ₁₄	X ₁₅	X ₁₆
X ₁	1.00	0.99	0.75	0.98	0.94	0.69	0.52	0.79	0.81	0.80	0.90	0.31	0.85	0.74	0.80	0.81
		<.00	0.05	<.00	0.00	0.08	0.22	0.03	0.02	0.02	0.00	0.49	0.01	0.05	0.02	0.02

X ₂	1.00	0.72	0.97	0.95	0.69	0.50	0.81	0.80	0.82	0.91	0.33	0.87	0.74	0.82	0.83	
		0.06	0.00	0.00	0.08	0.24	0.02	0.02	0.02	0.00	0.45	0.01	0.05	0.02	0.02	
X ₃		1.00	0.72	0.80	0.93	0.94	0.38	0.33	0.28	0.40	0.51	0.53	0.20	0.27	0.49	
			0.06	0.02	0.00	0.00	0.38	0.45	0.54	0.36	0.23	0.21	0.65	0.54	0.26	
X ₄			1.00	0.89	0.62	0.46	0.77	0.83	0.81	0.90	0.22	0.84	0.77	0.81	0.80	
				0.00	0.13	0.28	0.04	0.01	0.02	0.00	0.63	0.01	0.04	0.02	0.02	
X ₅				1.00	0.83	0.66	0.76	0.67	0.74	0.78	0.47	0.82	0.60	0.73	0.78	
					0.01	0.10	0.04	0.09	0.05	0.03	0.28	0.02	0.15	0.05	0.03	
X ₆					1.00	0.95	0.45	0.22	0.29	0.35	0.71	0.55	0.10	0.28	0.50	
						0.00	0.30	0.62	0.52	0.43	0.07	0.19	0.82	0.53	0.25	
X ₇						1.00	0.22	0.03	0.03	0.12	0.66	0.35	-0.10	0.02	0.30	
							0.63	0.93	0.93	0.79	0.10	0.43	0.82	0.94	0.50	
X ₈							1.00	0.75	0.84	0.82	0.40	0.97	0.65	0.83	0.95	
								0.05	0.01	0.02	0.36	0.00	0.11	0.01	0.00	
X ₉								1.00	0.87	0.92	-0.17	0.81	0.95	0.88	0.84	
									0.01	0.00	0.70	0.02	0.00	0.00	0.01	
X ₁₀									1.00	0.91	0.00	0.81	0.90	0.99	0.81	
										0.00	0.99	0.02	0.00	<.00	0.02	
X ₁₁										1.00	0.08	0.84	0.90	0.91	0.81	
											0.86	0.01	0.00	0.00	0.02	
X ₁₂											1.00	0.38	-0.31	-0.01	0.27	
												0.40	0.48	0.98	0.54	
X ₁₃												1.00	0.67	0.81	0.98	
													0.09	0.02	<.00	
X ₁₄													1.00	0.91	0.70	
														0.00	0.07	
X ₁₅														1.00	0.81	
															0.02	
X ₁₆																1.00

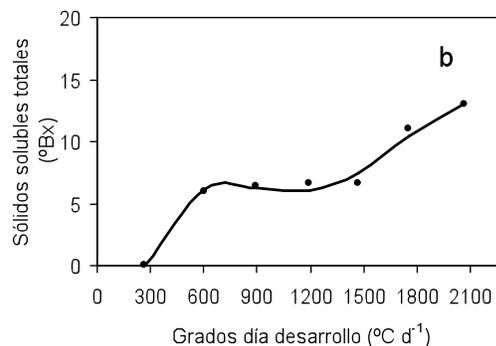
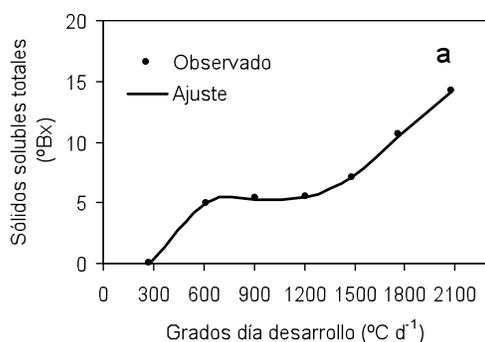
X₁=Diámetro radial (mm); X₂=Diámetro polar; X₃=% Cáscara; X₄=%Pulpa; X₅=Receptáculo (%); X₆=Semilla (%); X₇=Índice de semilla; X₈= Almidón (%); X₉= Sólidos solubles totales (°Bx); X₁₀= Azúcares no reductores (%); X₁₁=Peso fresco (g); X₁₂= pH; X₁₃= Peso seco (%); X₁₄=Azúcares reductores (%); X₁₅= Azúcares totales (%); X₁₆= Peso específico (g/cm³)

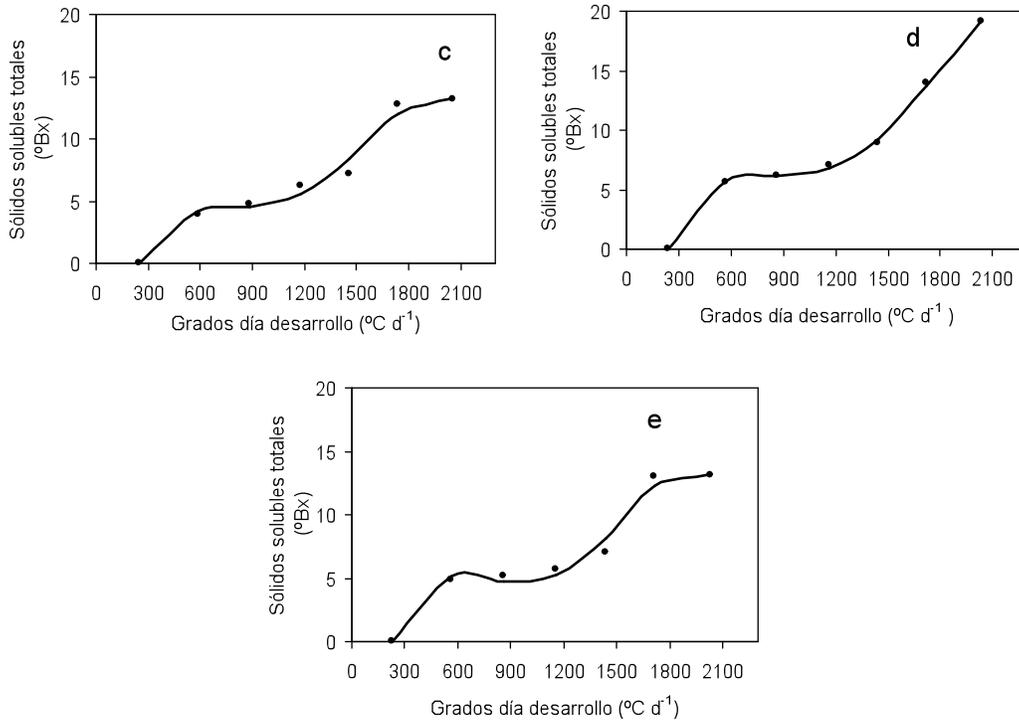
5. Correlación entre variables durante el crecimiento de la selección Selene

	X ₁	X ₂	X ₃	X ₄	X ₅	X ₆	X ₇	X ₈	X ₉	X ₁₀	X ₁₁	X ₁₂	X ₁₃	X ₁₄	X ₁₅	X ₁₆
X ₁	1.00	0.99	0.50	0.97	0.92	0.57	0.56	0.87	0.87	0.86	0.87	-0.11	0.76	0.85	0.86	0.73
		<.00	0.24	0.00	0.00	0.17	0.18	0.00	0.01	0.01	0.01	0.81	0.04	0.01	0.01	0.05

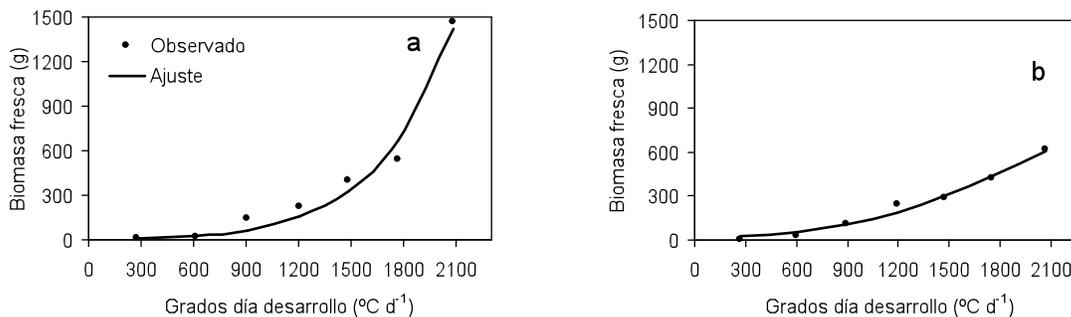
X ₂	1.00	0.45	0.98	0.90	0.52	0.51	0.86	0.89	0.88	0.89	-0.16	0.76	0.86	0.88	0.74	
		0.30	<.00	0.00	0.22	0.23	0.01	0.00	0.01	0.01	0.71	0.04	0.01	0.00	0.05	
X ₃		1.00	0.53	0.59	0.93	0.93	0.54	0.18	0.01	0.06	0.47	0.30	0.09	0.01	-0.03	
			0.21	0.15	0.00	0.00	0.20	0.68	0.97	0.88	0.27	0.50	0.84	0.96	0.94	
X ₄			1.00	0.89	0.58	0.59	0.89	0.87	0.80	0.81	-0.09	0.78	0.76	0.80	0.65	
				0.00	0.16	0.15	0.00	0.01	0.02	0.02	0.83	0.03	0.04	0.02	0.11	
X ₅				1.00	0.75	0.73	0.94	0.69	0.74	0.68	0.21	0.78	0.68	0.74	0.72	
					0.05	0.05	0.00	0.08	0.05	0.08	0.63	0.03	0.09	0.05	0.06	
X ₆					1.00	0.99	0.71	0.24	0.13	0.10	0.65	0.48	0.11	0.13	0.19	
						<.00	0.07	0.60	0.77	0.81	0.10	0.27	0.80	0.77	0.68	
X ₇						1.00	0.71	0.24	0.11	0.09	0.64	0.48	0.09	0.11	0.15	
							0.06	0.59	0.80	0.84	0.11	0.26	0.84	0.80	0.73	
X ₈							1.00	0.75	0.70	0.63	0.23	0.90	0.59	0.69	0.61	
								0.04	0.07	0.12	0.61	0.00	0.15	0.08	0.14	
X ₉								1.00	0.86	0.88	-0.33	0.84	0.83	0.86	0.60	
									0.01	0.01	0.46	0.01	0.01	0.01	0.14	
X ₁₀									1.00	0.97	-0.40	0.68	0.95	0.99	0.87	
										0.00	0.36	0.08	0.00	<.00	0.00	
X ₁₁										1.00	-0.52	0.62	0.98	0.97	0.79	
											0.22	0.13	<.00	0.00	0.03	
X ₁₂											1.00	0.14	-0.51	-0.41	-0.14	
												0.75	0.23	0.35	0.75	
X ₁₃												1.00	0.57	0.68	0.51	
													0.17	0.08	0.23	
X ₁₄													1.00	0.96	0.77	
														0.00	0.04	
X ₁₅														1.00	0.87	
															0.01	
X ₁₆																1.00

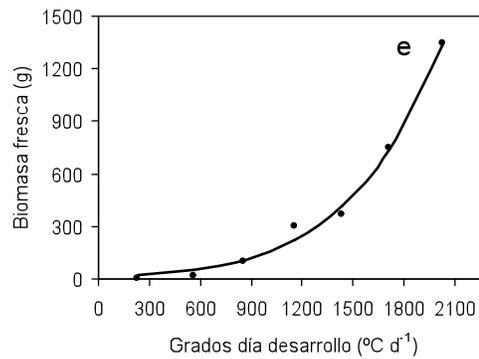
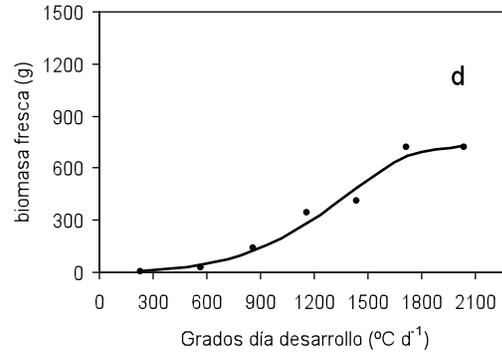
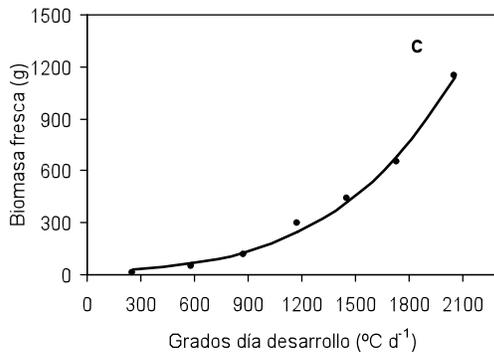
X₁=Diámetro radial (mm); X₂=Diámetro polar; X₃=% Cáscara; X₄=%Pulpa; X₅=Receptáculo (%); X₆=Semilla (%); X₇=Índice de semilla; X₈= Almidón (%); X₉= Sólidos solubles totales (°Bx); X₁₀= Azúcares no reductores (%); X₁₁=Peso fresco (g); X₁₂= pH; X₁₃= Peso seco (%); X₁₄=Azúcares reductores (%); X₁₅= Azúcares totales (%); X₁₆= Peso específico (g/cm³)



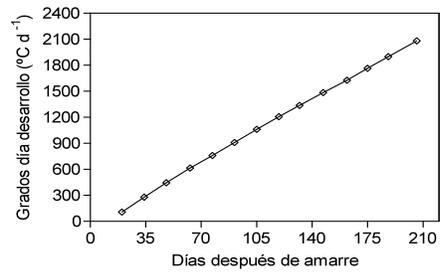


6. Contenido de sólidos solubles totales en cinco genotipos de chirimoya. Modelos polinomiales para
 (a) Cultivar Campas; $y = -9.8576627e-12x^4 + 5.3138737e-08x^3 - 9.5630065e-05x^2 + 0.071019018x - 13.479808$ ($n=3$, $P=0.05$, $R^2=0.99$)
 (b) Cultivar White; $y = -1.2400467e-11x^4 + 6.5355456e-08x^3 - 0.00011679113x^2 + 0.085643182x - 15.745824$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.98$)
 (c) Cultivar Concha Lisa; $y = -1.3249518e-11x^4 + 6.2660073e-08x^3 - 9.8843881e-05x^2 + 0.065434917x - 11.261848$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.98$)
 (d) Cultivar Bays; $y = -1.0979032e-11x^4 + 5.788094e-08x^3 - 9.9779229e-05x^2 + 0.071205378x - 12.056621$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.99$)
 y (e) Selección Selene; $y = -1.8618098e-11x^4 + 8.6963528e-08x^3 - 0.00013519335x^2 + 0.084968352x - 13.447742$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.98$).





7. Biomasa fresca de cinco genotipos de chirimoya. Modelos tipo Gauss (a) Cultivar Campas; $y=123065.48 \cdot \exp\left(\frac{-(5995.0244-x)^2}{(2 \cdot 1310.1678^2)}\right)$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.97$) (b) Cultivar White; $y=838.87421 \cdot \exp\left(\frac{-(2848.4771-x)^2}{(2 \cdot 959.84048^2)}\right)$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.98$) (c) Cultivar Concha Lisa; $y=7400.4276 \cdot \exp\left(\frac{-(4561.8474-x)^2}{(2 \cdot 1295.3526^2)}\right)$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.99$) (d) Cultivar Bays; $y=734.16866 \cdot \exp\left(\frac{-(1979.9963-x)^2}{(2 \cdot 592.98478^2)}\right)$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.97$) (e) Selección Selene; $y=15342.614 \cdot \exp\left(\frac{-(4784.889-x)^2}{(2 \cdot 1246.8544^2)}\right)$ ($n=7$, $P=0.05$, $R^2=0.99$).



Fase 8. Grados día desarrollo acumulados desde el amarre de fruto hasta la cosecha.