

ESCUELA POLITÉCNICA NACIONAL

FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA Y AGROINDUSTRIA

DETERMINACIÓN DEL POTENCIAL NUTRITIVO Y FUNCIONAL DE
GUAYABA (*Psidium guajava* L.),
COCONA (*Solanum sessiliflorum* Dunal)
y CAMU CAMU (*Myrciaria dubia* Vaugh).

PROYECTO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE INGENIERA
AGROINDUSTRIAL

VERÓNICA IRENE TORRES FLORES

veritorres@hotmail.com

DIRECTORA: ING. BEATRIZ BRITO GRANDES

bbrito@uio.satnet.net

CODIRECTOR: ING. OSWALDO ACUÑA

oswaldoa@server.epn.edu.ec

Quito, Febrero del 2010

DECLARACIÓN

Yo, Verónica Irene Torres Flores, declaro bajo juramento que el trabajo aquí escrito es de mi autoría; que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional; y que he consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

A través de la presente declaración cedo mis derechos de propiedad intelectual correspondientes a este trabajo, a la Escuela Politécnica Nacional y al Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, por su reglamento y por la normatividad institucional vigente.

Verónica Irene Torres Flores

CERTIFICACIÓN

Certifico que el presente trabajo fue desarrollado por la Srta. Verónica Irene Torres Flores, bajo mi supervisión.

Ing. Beatriz Brito Grandes

DIRECTOR DE PROYECTO

Ing. Oswaldo Acuña.

CODIRECTOR DE PROYECTO

AGRADECIMIENTO

A Dios por permitirme estar viva.

A mis padres, por su apoyo incondicional y su confianza durante mi formación profesional.

A mis hermanos, por brindarme siempre su cariño y apoyo.

A la Escuela Politécnica Nacional, por haber constituido la base de mi formación profesional, que con sus profesores tan capacitados me ofrecieron la mejor educación que podría recibir para posteriormente poder desarrollarme en el campo laboral.

Al Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias INIAP, Estación Experimental Santa Catalina, Departamento de Nutrición y Calidad el cual me permitió desarrollar mi Proyecto de Titulación.

A la Secretaría Nacional de Ciencia y Tecnología SENACYT, a través del Proyecto 21.00.047.001: Programa Ecoregional de Investigación y Desarrollo de cadenas productivas y manejo sostenible de bosques en la amazonía ecuatoriana, por el financiamiento otorgado para esta actividad de investigación.

A la Ing. Ms. Beatriz Brito Grandes, por haber hecho posible el desarrollo y culminación de este proyecto de investigación y por brindarme siempre sus sabios consejos, amistad, apoyo y confianza.

Al Dr. Jorge Grijalva líder del Programa de Forestería del INIAP, por haberme brindado la oportunidad y la confianza para realizar esta tesis.

Al Ing. Oswaldo Acuña, codirector de la tesis, por su apoyo, sabios consejos y

aportes técnicos para el desarrollo de esta investigación.

Al Dr. Patricio Castillo, miembro del tribunal examinador, por sus aportes en la revisión para la culminación de esta tesis.

A la Quím. Ms. Susana Espín, al Dr. Iván Samaniego, al Dr. Armando Rubio, a la Ing. Marisol Rodríguez, al Sr Bladimir Ortiz, a la Sra. Carmita Rosales, a la Sra. Rocío Suntaxi y a la Srta. Cristina Carrillo, por su amistad y ayuda en el desarrollo de esta investigación.

A mis amigos y compañeros, Salomé, Narcisa, Daniel, Jorge, Daniela, Sthephanie, Pato, Romel, Anita, Adriana, Priscila, Yaris, por su apoyo desinteresado y por haber hecho de mi permanencia en el INIAP una experiencia inolvidable.

DEDICATORIA

A MIS PADRES
A MIS HERMANOS
A MIS AMIGOS

ÍNDICE DE CONTENIDOS

| | PÁGINA |
|--|-----------|
| RESUMEN | i |
| INTRODUCCIÓN | ii |
| 1 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA | 1 |
| 1.1 Camu Camu (<i>Myrciaria dubia</i> Vaugh) | 1 |
| 1.1.1 Origen y distribución | 1 |
| 1.1.2 Clasificación taxonómica | 2 |
| 1.1.3 Ecología y adaptación | 2 |
| 1.1.4 Morfología general | 2 |
| 1.1.5 Manejo del cultivo y cuidados culturales | 3 |
| 1.1.6 Cosecha y Poscosecha | 5 |
| 1.1.7 Producción | 5 |
| 1.1.8 Composición química | 6 |
| 1.1.9 Usos | 6 |
| 1.2 Cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) | 7 |
| 1.2.1 Origen y taxonomía | 8 |
| 1.2.2 Ecología y adaptación | 8 |
| 1.2.3 Morfología general | 9 |
| 1.2.4 Manejo del cultivo y cuidados culturales | 9 |
| 1.2.5 Cosecha | 10 |
| 1.2.6 Manejo poscosecha | 11 |
| 1.2.7 Producción | 11 |
| 1.2.8 Composición química | 12 |
| 1.2.9 Usos | 12 |
| 1.2.10 Zonas de producción de la cocona | 12 |
| 1.3 Guayaba (<i>Psidium guajava</i> L.) | 13 |
| 1.3.1 Origen y taxonomía | 13 |
| 1.3.2 Morfología general | 14 |
| 1.3.3 Ecología y adaptación | 14 |
| 1.3.4 Manejo del cultivo | 15 |
| 1.3.5 Cosecha y poscosecha | 16 |
| 1.3.6 Composición química | 16 |
| 1.3.7 Producción | 16 |
| 1.3.8 Usos | 17 |
| 1.3.9 Zonas de producción de la guayaba | 17 |
| 1.4 La pared celular de las frutas | 17 |
| 1.4.1 Descripción general | 17 |
| 1.4.2 Componentes de la pared celular | 19 |
| 1.5 Aporte nutricional y funcional de las frutas | 24 |

| | | |
|----------|--|-----------|
| 1.5.1 | Aspectos generales | 24 |
| 1.5.2 | Composición de las frutas | 24 |
| 1.5.3 | Importancia de las frutas en la dieta humana | 26 |
| 2 | METODOLOGÍA | 29 |
| 2.1 | Materiales | 29 |
| 2.1.1 | Materia prima | 29 |
| 2.1.2 | Equipos y accesorios | 32 |
| 2.2 | Métodos | 33 |
| 2.2.1 | Caracterización física, química, nutricional y funcional de las pulpas de camu camu, cocona y guayaba | 33 |
| 2.2.2 | Selección de la mejor accesión que muestre las mejores características nutricionales y funcionales de cada especie | 34 |
| 2.2.3 | Extracción, purificación y caracterización de la pared celular de una accesión seleccionada de cada especie | 35 |
| 3 | RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 36 |
| 3.1 | Estudio del Camu camu (<i>Myrciaria dubia</i> Vaugh) | 36 |
| 3.1.1 | Caracterización física del camu camu (<i>Myrciaria dubia</i> Vaugh) | 36 |
| 3.1.2 | Caracterización química del camu camu (<i>Myrciaria dubia</i> Vaugh) | 38 |
| 3.2 | Estudio de la Cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) | 42 |
| 3.2.1 | Caracterización física de la cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) | 42 |
| 3.2.2 | Caracterización química de la cocona (<i>Solanum sessiliflorum</i> Dunal) | 45 |
| 3.3 | Estudio de la Guayaba (<i>Psidium guajava</i> L.) | 54 |
| 3.3.1 | Caracterización física de la guayaba (<i>Psidium guajava</i> L.) | 54 |
| 3.3.2 | Caracterización química de la guayaba (<i>Psidium guajava</i> L.) | 58 |
| 3.4 | Selección de la mejor accesión por sus características nutricionales y funcionales | 66 |
| 3.5 | Extracción, purificación y caracterización de la pared celular de una accesión seleccionada de cada especie | 67 |
| 3.5.1 | Extracción y purificación de la pared celular de camu camu, cocona y guayaba | 67 |
| 3.5.2 | Caracterización química de la pared celular de camu camu, cocona y guayaba | 68 |
| 3.5.3 | Caracterización química de la pectina soluble en agua | 69 |
| 4 | CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES | 70 |

| | | |
|---------------------|-----------------|-----------|
| 4.1 | Conclusiones | 70 |
| 4.2 | Recomendaciones | 72 |
| BIBLIOGRAFÍA | | 73 |
| ANEXOS | | 79 |

ÍNDICE DE TABLAS

| | PÁGINA |
|---|---------------|
| Tabla 1. Contenido de vitamina C (mg/100 g) en la pulpa de algunas frutas | 6 |
| Tabla 2. Caracterización física de la accesión 001 de camu camu | 36 |
| Tabla 3. Color interno y externo de la accesión 001 de camu camu | 37 |
| Tabla 4. Caracterización química de la pulpa de camu camu | 38 |
| Tabla 5. Caracterización física de las accesiones 001 y 002 de cocona | 43 |
| Tabla 6. Color externo e interno de dos accesiones de cocona | 45 |
| Tabla 7. Caracterización química de la pulpa de dos accesiones de cocona | 46 |
| Tabla 8. Relación de sabor de las dos accesiones de cocona | 49 |
| Tabla 9. Datos promedios del peso, largo, diámetro, relación L/D y firmeza de las cuatro accesiones de guayaba | 54 |
| Tabla 10. Color externo e interno en las cuatro accesiones de guayaba | 57 |
| Tabla 11. Caracterización química de cuatro accesiones de pulpa de guayaba | 58 |
| Tabla 12. Relación de sabor en las cuatro accesiones de guayaba | 60 |
| Tabla 13. Rendimientos de pulpa a fruta, de MIA a pulpa, de MIAA a MIA y de PSA a MIA en camu camu, cocona y guayaba | 67 |
| Tabla 14. Caracterización química de la pared celular purificada de camu camu, cocona y guayaba, en base seca | 68 |
| Tabla 15. Análisis del Grado de Esterificación en la Pectina Soluble en Agua de camu camu, cocona y guayaba | 69 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | PÁGINA |
|---|---------------|
| Figura 1. Planta y fruto de camu camu | 1 |
| Figura 2. Frutos de camu camu a diferentes estados de madurez | 5 |
| Figura 3. Planta y fruto de cocona | 7 |
| Figura 4. Planta y fruto de guayaba | 13 |
| Figura 5. Azúcares componentes de los polisacáridos insolubles de la pared celular | 20 |
| Figura 6. Estructura química de la celulosa | 21 |
| Figura 7. Estructura química de la hemicelulosa | 21 |
| Figura 8. Estructura química de la pectina | 22 |
| Figura 9. Accesoión 001 de camu camu | 29 |
| Figura 10. Accesoión 001 de cocona | 30 |
| Figura 11. Accesoión 002 de cocona | 30 |
| Figura 12. Accesoión 001 de guayaba | 30 |
| Figura 13. Accesoión 002 de guayaba | 31 |
| Figura 14. Accesoión 006 de guayaba | 31 |
| Figura 15. Accesoión de guayaba por clasificar | 31 |
| Figura 16. Rendimiento de pulpa, semilla y cáscara en la accesoión 001 de camu camu | 37 |
| Figura 17. Valor promedio del pH y la acidez titulable en la accesoión 001 de camu camu | 39 |
| Figura 18. Contenido de sólidos solubles, azúcares totales y reductores en la accesoión 001 de camu camu, en base fresca | 40 |
| Figura 19. Contenido de macroelementos en la accesoión 001 de camu camu, en base seca | 41 |
| Figura 20. Contenido de microelementos, en la accesoión 001 de camu camu, en base seca | 42 |

| | |
|---|----|
| Figura 21. Rendimiento de pulpa, semilla y cáscara de la accesión 001 de cocona | 44 |
| Figura 22. Rendimiento de pulpa, semilla y cáscara de la accesión 002 de cocona | 44 |
| Figura 23. Valor promedio del pH y la acidez titulable de las dos accesiones de cocona | 48 |
| Figura 24. Contenido de sólidos solubles en las dos accesiones de cocona | 48 |
| Figura 25. Contenido de azúcares totales, azúcares reductores y de sacarosa en dos accesiones de cocona | 49 |
| Figura 26. Contenido de vitamina C de las dos accesiones de cocona | 50 |
| Figura 27. Contenido de polifenoles totales, en las dos accesiones de cocona, en base seca | 51 |
| Figura 28. Contenido de carotenoides totales en base seca en las dos accesiones de cocona | 52 |
| Figura 29. Contenido de macroelementos, en base seca, de las dos accesiones de cocona | 52 |
| Figura 30. Contenido de microelementos, en base seca, de las dos accesiones de cocona | 53 |
| Figura 31. Datos promedio del peso de las cuatro accesiones de guayaba | 55 |
| Figura 32. Firmeza de la fruta en las cuatro accesiones de guayaba | 55 |
| Figura 33. Rendimiento en pulpa, semilla y cáscara de la accesión 001 de guayaba | 56 |
| Figura 34. Rendimiento en pulpa, semilla y cáscara de la accesión 002 de guayaba | 56 |
| Figura 35. Rendimiento en pulpa, semilla y cáscara de la accesión 006 de guayaba | 56 |
| Figura 36. Rendimiento en pulpa, semilla y cáscara de la accesión por clasificar de guayaba | 56 |
| Figura 37. Datos promedio del pH y de la acidez titulable en cuatro accesiones de guayaba | 59 |
| Figura 38. Contenido de sólidos solubles en cuatro accesiones de guayaba | 60 |

| | |
|---|----|
| Figura 39. Porcentaje de azúcares totales, reductores y sacarosa, en las cuatro accesiones de guayaba, base fresca | 61 |
| Figura 40. Contenido de vitamina C en las cuatro accesiones de guayaba, en base fresca | 62 |
| Figura 41. Contenido de polifenoles totales en cuatro accesiones de guayaba, en base seca | 63 |
| Figura 42. Contenido de carotenoides totales en cuatro accesiones de guayaba, en base seca | 63 |
| Figura 43. Datos promedio del contenido de macroelementos en cuatro accesiones de guayaba, en base seca | 64 |
| Figura 44. Contenido de microelementos en cuatro accesiones de guayaba, en base seca | 65 |
| Figura 45. Contenido de cadmio, plomo y selenio en cuatro accesiones de guayaba, en base seca | 66 |

ÍNDICE DE ANEXOS

| | PÁGINA |
|--|---------------|
| ANEXO A Métodos de análisis de laboratorio | 79 |
| ANEXO B Estadístico t- student para las variables físicas y químicas de dos accesiones de cocona | 117 |
| ANEXO C Análisis de varianza para las variables físicas y químicas de cuatro accesiones de guayaba | 119 |

RESUMEN

El desarrollo de este proyecto consistió en la caracterización física-química-nutricional y funcional de cuatro accesiones de guayaba (*Psidium guajava* L), dos de cocona (*Solanum sessiflorum* Dunal) y una accesión de camu camu (*Myrciaria dubia* Vaugh). Estos frutales, son cultivados, bajo sistemas agroforestales, en la Estación Experimental de la Amazonia y en las fincas de productores de la provincia de Orellana. Se seleccionaron las accesiones que presentaron las mejores características de calidad y su mayor capacidad antioxidante, posteriormente se realizaron la extracción, purificación y caracterización química de la pared celular de la pulpa de las frutas.

Se realizó una completa caracterización en la accesión 001 de camu camu; 001 y 002 de cocona y 001, 002 ,006 y una accesión que se encuentra en proceso de clasificación de guayaba. Los resultados obtenidos en la investigación señalan que existen cambios en algunos de los componentes nutricionales y funcionales entre las diferentes accesiones de las frutas, información básica que servirá para agregar valor, ya sea como fruta fresca o procesada, y su posterior explotación comercial.

Las accesiones que presentaron las mejores características para cada una de las frutas, dentro de la calidad física y química, fueron la 001 de cocona y la 006 de guayaba. Se realizó la caracterización química de la pared celular en estas dos frutas y en la accesión 001 de camu camu. Esta es una información relevante desde el punto de vista científico, ya que en la bibliografía revisada no se han encontrado resultados al respecto. Estos resultados sirven, para orientar la línea de procesamiento que serviría para cada una de las accesiones de las frutas, seleccionar las preparaciones enzimáticas comerciales que deberían utilizarse para mejorar el rendimiento de las pulpas y jugos, entre otras.

La información obtenida tiene gran relevancia, ya que se tiene el conocimiento de las propiedades nutricionales y funcionales de estas tres frutas, cuya difusión entre los productores, industriales y consumidores es de suma importancia.

INTRODUCCIÓN

La riqueza de la biodiversidad ecuatoriana tiene una de sus expresiones en la amplia gama de especies y variedades de frutas que se producen de forma silvestre y se consumen en todas las provincias amazónicas, por lo que, en un mercado internacional dinamizado por los recientes descubrimientos sobre el efecto saludable de su consumo, el interés por las frutas bio-diversas sub-utilizadas es grande, y en este campo las frutas amazónicas tienen un alto potencial (Ruiz, 2003).

Para desarrollar en forma sostenible la fruticultura, como componente de los sistemas agroforestales de la región amazónica del Ecuador, es de suma importancia caracterizar el contenido nutricional y funcional de algunas frutas que son consideradas dentro de la farmacopea de los indígenas. Los análisis de esta índole, en materiales nativos ecuatorianos, no han sido publicados todavía en la literatura científica; sin embargo, el reconocimiento científico de la capacidad antioxidante de algunas frutas amazónicas es esencial para confirmar su estatus de promisorias y transformar en una realidad su explotación comercial, razonada en beneficio de los pequeños agricultores de la región (Kaur y Kapoor, 2001).

El Proyecto “Programa Ecoregional de Investigación y Desarrollo de cadenas productivas y manejo sostenible de bosques en la amazonía ecuatoriana” (INIAP 2006), tiene como uno de sus objetivos el de generar y difundir tecnologías limpias para potenciar el aprovechamiento de las cadenas de valor de frutales amazónicos, en sistemas agroforestales relevantes para las provincias de Orellana y Sucumbíos. Para el presente estudio se seleccionaron algunas accesiones de guayaba, cocona y camu-camu, que se destacan por sus características de adaptación y potencial económico.

Las estadísticas del último Censo Agropecuario del Ecuador, publicadas en el año 2002, señalan que la superficie cosechada de guayaba fue de 490 ha. La pulpa de guayaba que se exportó en el 2006 fue de 2.410,651 t y de puré 26,70 t, mientras que en el 2007 fueron 2.665,77 t de pulpa de guayaba y no se registran

datos de puré. Para el camu camu y la cocona todavía no existen datos estadísticos sobre su producción, ya que por ahora se los encuentra en forma silvestre y en pequeñas huertas de las fincas de productores en la amazonia ecuatoriana.

La guayaba, cocona y camu camu son frutas que contienen sustancias que actúan como antioxidantes; en esta investigación se realizó la caracterización física y química en las diferentes accesiones que fueron objeto de este estudio, ya que son características de interés para los mercados nacionales e internacionales. Además, al ser consideradas como exóticas, con sabores y colores agradables y característicos, son altamente productivas y adaptables, lo que favorecería su comercialización a mayor escala.

De esta manera, es de prioridad potenciarlas durante el procesamiento, ya que son la base para el desarrollo y la aplicación de tecnologías innovadoras que permitan la búsqueda de nuevas formas de consumo de los productos derivados de ellas, a fin de satisfacer las exigencias de los mercados.

Para estudiar la composición física y química de la parte comestible, así como de su pared celular, en las accesiones seleccionadas de estos tres frutales, se establecieron los siguientes objetivos:

- Caracterizar física, química, nutricional y funcionalmente la pulpa de cuatro accesiones de guayaba, dos de cocona y uno de camu camu.
- Seleccionar la accesión que presente las mejores características nutricionales y funcionales de cada especie.
- Extraer, purificar y caracterizar la pared celular de una accesión seleccionada de cada especie

ABREVIATURAS

| | |
|---------|--|
| AGU: | Acido galacturónico |
| C: | Cromaticidad |
| CAF: | Corporación Andina de Fomento |
| DCA: | Diseño completamente al azar |
| EESC: | Estación Experimental Santa Catalina |
| GE: | Grado de esterificación |
| INIAP: | Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias |
| IO: | Índice de oscurecimiento |
| L/D: | Relación largo sobre diámetro |
| L: | Luminosidad |
| P.C.: | Por clasificar |
| MIA: | Materia insoluble en alcohol |
| MIAA: | Materia insoluble en alcohol y agua |
| mm/año: | milímetros al año |
| msnm: | Metros sobre el nivel del mar |
| PCB: | Pared celular bruta |
| PCP: | Pared celular purificada |
| PSA: | Pectina soluble en agua |
| SICA: | Sistema de Información del Censo Agropecuario |
| SS/AT: | Relación sólidos solubles sobre acidez titulable |

1. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1 CAMU CAMU (*Myrciaria dubia* Vaugh)



Figura 2. Planta y fruto de camu camu

1.1.1 ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN

El camu camu es una especie originaria de la región amazónica, crece naturalmente en las orillas de los ríos, pequeños charcos y cursos menores de agua en esta región. Se encuentra en estado silvestre en forma de rodales naturales en Perú, Brasil, Colombia, Venezuela y Ecuador (Correa, 2001).

Su mayor concentración y diversidad se encuentra en la amazonía peruana. La región de Loreto, ubicada en el Perú, presenta las condiciones medio ambientales ideales para el crecimiento y desarrollo de este frutal, es así que las mayores poblaciones naturales de camu camu encontradas, se ubican en esta región (Correa y Aldana, 2007).

1.1.2 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

La clasificación taxonómica es la siguiente (Correa y Aldana, 2007):

| | |
|----------|---------------------------|
| Clase: | Dicotiledóneas |
| Orden: | Myrtales |
| Familia: | Myrtaceae |
| Género: | <i>Myrciaria</i> |
| Especie: | <i>Dubia</i> HBK Mc Vaugh |

La especie *Myrciaria dubia* H.B.K. Mc Vaugh es conocida con los siguientes nombres comunes: camu camu en Ecuador y Perú; camo camo, cacari y arazá de agua en Brasil (Taira, 2006).

1.1.3 ECOLOGÍA Y ADAPTACIÓN

El camu camu es tolerante a la inundación y puede quedar totalmente sumergido en el agua cuatro a cinco meses. En estas zonas la precipitación pluvial está entre 1.700 a 4.000 mm/año, la temperatura promedio en 25° C o más, con mínimas medias anuales superiores a 20° C (Mendoza, 2006).

Sin embargo, se adapta a suelos con buen drenaje y regímenes hídricos con sequías de hasta dos meses. Tolera bien los suelos ácidos de baja fertilidad, aunque sus rendimientos son mayores cuando la distribución de las lluvias y la fertilidad del suelo son mejores (FAO y AGRONET, 2004).

1.1.4 MORFOLOGÍA GENERAL

El camu camu es una planta arbustiva arborescente perenne de crecimiento indeterminado. Por su arquitectura se distinguen tres tipos de plantas: tipo columnar que se caracteriza por tener poca o nula ramificación; tipo intermedio, cuya ramificación está a una altura de 50 a 70 cm del nivel del suelo; y, el tipo copa abierta o cónica, que es la planta ideal, tiene muchas ramificaciones desde el nivel del suelo que forman una gran copa, con muchas ramas fructíferas (Correa y Aldana, 2007).

Las hojas varían entre 4,5 y 12,0 cm de longitud y el ancho entre 1,5 y 4,5 cm; tienen el ápice muy puntiagudo y la base redondeada, a menudo algo asimétrica. Las inflorescencias son axilares, varias de ellas emergen del mismo punto, con cuatro flores subsésiles, dispuestas en dos pares. Las bractéolas son anchamente aovadas y de ápice redondeado. Los pétalos están en número de cuatro, son de color blanco, de 3 a 4 mm de largo, aovados, cóncavos, glandulosos y ciliados (Mendoza, 2006).

Los frutos son bayas de color rosado hasta granate oscuro, presentan cuatro estados de maduración, verde (0 % de color granate), verde pintón (25 a 50 % de coloración granate), pintón (50 a 75 % de coloración granate) y el estado maduro (mayor de 75 % de coloración granate). El peso del fruto varía en rangos que van desde 2 a 4 gramos. Las semillas son de color marrón, aplanadas cubiertas por fibrillas de color blanco (James y Penn, 2006).

1.1.5 MANEJO DEL CULTIVO Y CUIDADOS CULTURALES

El éxito de la plantación se inicia con el empleo de una buena semilla, para lo cual seleccionan plantas con buenas características agronómicas: arquitectura de la planta tipo copa o cónica, libre de enfermedades y de alto potencial de rendimiento (Correa, 2001).

Las semillas se encuentran en número de uno a tres en cada fruto y tienen viabilidad mayor a 90 % cuando recién se separan del fruto. Los frutos que van a ser utilizados para obtener semillas deben presentar el estado de maduración de fruto maduro (100 % de coloración rojiza en la cáscara) (Correa y Aldana, 2007; Mendoza, 2006).

Para separar la semilla del fruto se estruja o se parte con los dedos. La pulpa adherida a la semilla debe ser lavada con abundante agua. Las semillas lavadas se ponen a orear en la sombra por una hora, luego se clasifican en grandes y medianas; se eliminan las semillas pequeñas y las picadas (FAO y AGRONET,

2004).

Según los parámetros señalados, la semilla está apta para iniciar su proceso de germinación, que se puede realizar con el empleo del método de embolsado o por el método estratificado con aserrín como substrato (Correa, 2001).

La semilla seleccionada se lleva a una cama germinadora en campo, diseñada para tal fin. Se necesita una superficie de 2 m², para colocar 1 kg de semillas (1.300) semillas; con esta cantidad de semilla se obtiene el número de plántones necesarios para transplantar 1 hectárea en campo (Rubio, 2000).

Cuando las plántulas alcanzan 20 cm de altura (2 meses de edad aproximadamente), son extraídas para ser transplantadas a camas de almácigo. Las plántulas se siembran a 10 cm entre hileras y 10 cm entre plantas. Las plantas alcanzan 70 cm de altura entre los seis a ocho meses, después de lo cual son llevadas a la injertera (Correa y Aldana, 2007).

En la injertera, las plantas se siembran a 60 cm entre hileras y 40 cm entre plantas. Las plantas estarán listas para injertarse a los cuatro meses del trasplante, después de los cuales deben quedar en la injertera durante seis a ocho meses, hasta tener la poda de formación y quedar aptas para el trasplante al campo definitivo. El injerto que se utiliza es el de astilla, las yemas se toman de las plantas seleccionadas por su alta productividad, que se encuentra en 25 kg fruta/planta/año (Rubio, 2000).

El distanciamiento de siembra recomendado para el campo definitivo es de 4 m entre hilera y 3 m entre plantas. El trasplante se realiza a raíz desnuda, las plantas injertadas deben recibir la primera poda de formación en el vivero y la segunda en campo definitivo, durante el primer año de plantación. Las malezas deben ser eliminadas periódicamente, se recomienda el uso de coberturas como el *Arachis pintoi*, en los suelos no inundables (FAO y AGRONET, 2004).

1.1.6 COSECHA Y POSCOSECHA

La cosecha de los frutos se realiza de forma manual. Si los frutos son destinados a la comercialización, deben alcanzar el estado de maduración de “pintón” (50 a 75 % de coloración granate); si los frutos son destinados para la obtención de semilla para propagación deben estar completamente maduros (100 % de coloración granate) (Correa y Aldana, 2007).



Figura 2. Frutos de camu camu en diferentes estados de madurez

Inmediatamente después de cosechados los frutos, se debe proceder al embalaje, se debe utilizar recipientes con una capacidad no mayor a 10 kg para evitar el deterioro. El fruto cosechado es bastante perecedero, por lo que se debe proteger del sol y de la lluvia, de lo contrario la pulpa se deshace y la cáscara pierde su color granate debido al proceso de oxidación (Rubio, 2000).

1.1.7 PRODUCCIÓN

En plantaciones establecidas, el camu camu inicia su producción a los tres años, cuando se utiliza plantas injertadas el periodo se acorta de uno y medio a dos años después del trasplante. Los rendimientos son del orden de 100 a 300 kg/ha (Correa, 2001).

1.1.8 COMPOSICIÓN QUÍMICA

La composición química del camu camu en 100 g de pulpa es la siguiente: agua 94,4 g, proteína 0,5 g, carbohidratos 4,7 g, grasa 0,1 g, ceniza 0,2 g, fibra 0,6 g, fósforo 17,0 mg, calcio 27,0 mg, hierro 0,5 mg, tiamina 0,001 mg, riboflavina 0,04 mg, niacina 0,062 mg, ácido ascórbico total 2.994 mg (FAO Y AGRONET, 2004).

La principal característica de esta fruta es su alto contenido de ácido ascórbico o vitamina C, según reporta la bibliografía es la más alta con relación a otras frutas conocidas en el planeta. Comparada con la naranja, proporciona 30 veces más vitamina C, 10 veces más hierro, 3 veces más niacina, dos veces más riboflavina, y cincuenta veces más fósforo (Alimentación Sana, 2000).

En la Tabla 1 se presenta el contenido de vitamina C en algunas frutas.

Tabla 1. Contenido de vitamina C (mg/100 g) en la pulpa de algunas frutas

| Fruta | Ácido ascórbico |
|--------------|------------------------|
| Piña | 20 |
| Maracuyá | 22 |
| Fresa | 42 |
| Limón | 44 |
| Guayaba | 60 |
| Naranja | 92 |
| Casho | 108 |
| Acerola | 1.300 |
| Camu camu | 2.780 |

Fuente: Alimentación Sana, 2000

1.1.9 USOS

La industrialización a pequeña escala se realiza en la fabricación de mermeladas, helados y refrescos. La pulpa y el néctar sufren cambios en el color, el olor y el sabor cuando son enlatados y conservados al medio ambiente, por lo que se recomienda contar con un sistema de congelamiento (FAO y AGRONET, 2004).

El congelamiento de la pulpa con o sin refinación, se debe realizar a -18°C , ya que permite conservarla por períodos prolongados. La comercialización de la pulpa puede hacerse en bolsas de polietileno, llenadas al vacío, congelada y con indicaciones de la cantidad de azúcar y agua por agregar (Rubio, 2000).

Debido a su alta acidez, la pulpa no es apropiada para preparar mermeladas puras, sino que se debe mezclar con otras frutas. Se elaboran vinos y vinagres, así como en la línea de confitería. Su mayor importancia radica en constituir materia prima para la industria farmacéutica y cosmetología, ya que sus frutos tienen alto contenido de vitamina C (FAO y AGRONET, 2004; Correa, 2001).

Por su alto contenido de ácido ascórbico, tiene múltiples aplicaciones en la industria de la medicina, es indispensable para la elaboración y mantenimiento del colágeno, ayuda en la cicatrización de heridas, quemaduras y encías sangrantes; favorece la absorción y almacenamiento de hierro; es antioxidante; disminuye la posibilidad de formación de trombos en los vasos sanguíneos; ayuda a combatir las enfermedades virales y bacterianas; tiene un papel relevante en el metabolismo del calcio; evita la formación de agentes cancerígenos y favorece la disminución de colesterol en la sangre, entre otros (Taira, 2006).

1.2 COCONA (*Solanum sessiliflorum* Dunal)



Figura 3. Planta y fruto de cocona

1.2.1 ORIGEN Y TAXONOMÍA

La cocona se originó en el Amazonas Occidental, más específicamente, en el alto río Orinoco donde fue primitivamente cultivada por los amerindios precolombinos. Actualmente, está distribuida en la región amazónica de Brasil, Perú, Ecuador, Colombia y Venezuela, como también en la región andina del Ecuador y Colombia hasta 1000 msnm, en los valles interandinos en Colombia y en el litoral Pacífico del Ecuador y Colombia (da Silva, 1998).

La clasificación taxonómica es la siguiente (CORPEI, 2005):

| | |
|----------|----------------------------|
| Clase: | Dicotiledónea |
| Orden: | Tubiflorales |
| Familia: | Solanaceae |
| Género: | <i>Solanum</i> |
| Especie: | <i>sessiliflorum</i> Dunal |

Su nombre común varía según el país: cocona en Ecuador, Colombia y Perú; topiro en Venezuela; cubil en Brasil y peach tomato en Estados Unidos (FAO y AGRONET, 2004).

1.2.2 ECOLOGÍA Y ADAPTACIÓN

Crece en zonas con temperaturas medias entre 18 y 30° C, sin presencia de heladas, y con una precipitación pluvial entre 1.500 y 4.500 mm por año. Aparentemente, se beneficia de una sombra ligera durante sus primeros estados de desarrollo (AGRONET, 2008).

Está adaptada tanto a suelos ácidos de baja fertilidad, como a suelos neutros y alcalinos de buena fertilidad, con textura desde arcillosa hasta arenosa. Se encuentra cultivada en zonas con altitudes desde el nivel del mar hasta los 1.500 msnm (FAO y AGRONET, 2004).

1.2.3 MORFOLOGÍA GENERAL

La cocona es un arbusto herbáceo de 1 a 2 m de altura, erecto, ramificado, que puede vivir hasta tres años en condiciones muy favorables. Las raíces laterales de las plantas pueden extenderse hasta 1,4 m del tronco. Es una planta andromonoica, de tallos semileñosos y muy pubescentes. Las hojas son simples, alternas y con estípulas y sus flores son bisexuales y estaminadas (IICA, 2006).

El fruto es una baya, subglobulosa, que mide de 3 a 12 cm de diámetro y presenta coloraciones amarillentas, anaranjadas o rojas en la madurez. Está cubierto de vellos cortos, que caen fácilmente al frotarlos, la cáscara es gruesa y coriácea. El mesocarpio es de grosor variable, carnoso y de color cremoso a amarillo y contiene muchas semillas planas y redondas, envueltas en un mucílago transparente, de sabor ácido y aroma agradable (CORPEI, 2005).

1.2.4 MANEJO DEL CULTIVO Y CUIDADOS CULTURALES

La cocona se propaga generalmente por semilla. El proceso, desde la siembra hasta la plantación definitiva, se hace del mismo modo como se cultiva el tomate, pimentón y la berenjena. La siembra se hace en cualquier época del año (da Silva, 1998).

Las semillas se extraen de frutos maduros procedentes de plantas sanas de alta producción. Después deben ser lavadas cuidadosamente y oreadas a la sombra, para luego sembrarlas en almácigos, bajo sombra (CORPEI, 2005).

La siembra se hace en lugares sombríos o con poca intensidad solar. Una luminosidad de hasta un 50 % de luz es ideal. A medida que las plántulas se desarrollan, deben ser expuestas a mayores cantidades de luz, hasta que estén completamente aclimatadas en el momento del plantío definitivo (AGRONET, 2008).

La germinación ocurre entre los 15 a 30 días después de la siembra. Cuando las plántulas han desarrollado cuatro hojas, están listas para ser colocadas directamente en fundas de plástico, que contienen tierra negra, arena y materia orgánica (FAO y AGRONET, 2004).

La propagación asexual o vegetativa se realiza por estacas e injertos. En el primer método se utilizan estacas semi-leñosas de 1 cm de diámetro por 30 cm de largo, y consiste en colocar las estacas lo más inclinadas posibles en el sustrato de aserrín húmedo descompuesto y desinfectado, a fin de asegurar el enraizamiento rápido y el brotamiento efectivo (CORPEI, 2005).

La plantación definitiva se hace 60 días después de la siembra, etapa en que las plantas presentan cuatro o más hojas definitivas y 15 cm de alto. El trasplante se hace al inicio de la época de lluvia, en un día nublado, en caso que no se vaya a regar (da Silva, 1998).

La siembra en campo definitivo se puede hacer a distanciamientos variables. Comúnmente, en sistemas agrícolas de baja intensidad, en suelos ácidos de poca fertilidad, se siembran las plantas a 2 por 1 m, pero algunas pruebas preliminares indican que los mejores rendimientos se obtienen con altas densidades comprendidas de 1 m entre hileras y 0,5 m entre filas (IICA, 2006).

1.2.5 COSECHA

La cosecha se realiza manualmente, aproximadamente a los seis meses después del trasplante y es continua durante todo el año. La práctica y la recomendación de los agricultores es que se debe cosechar hasta los 12 meses y luego realizar la renovación del cultivo (CORPEI, 2005).

La frecuencia de la cosecha en los dos primeros meses es semanal, ya que existe una mayor cantidad de frutos maduros y luego se reduce gradualmente a partir del tercer mes. La renovación anual de las plantas cultivadas es económicamente

justificable, debido a una baja en la producción a partir del final del tercer mes de cosecha (da Silva, 1998).

Los frutos deben estar pintones o completamente amarillos, pero en ningún caso sobremaduros, para que puedan resistir el transporte y la manipulación. Para una mejor conservación y resistencia a la manipulación y transporte, los frutos deben ser cosechados con su pedúnculo (AGRONET, 2008).

1.2.6 MANEJO POSCOSECHA

Después de retirados de la planta, los frutos deben ser colocados en bandejas de fibras vegetales, cajas de madera o de plástico agujereadas, con capacidad máxima de 25 a 30 kg para evitar que los frutos colocados por debajo se deterioren. Para su comercialización, los frutos generalmente son acomodados en bolsas de nylon agujereadas, que contienen 500 g ó 1 kg. Los frutos de la cocona recolectados en el estado de madurez ideal (color amarillo) son menos perecibles que los frutos de otras solanáceas (da Silva, 1998).

Los frutos pueden conservarse a temperatura ambiente entre 27 a 30° C, a la sombra y con buena ventilación, sin que se deterioren por un período de cinco a siete días. En refrigeradores de uso doméstico, el período de conservación puede alcanzar hasta 30 días, sin que se altere el sabor natural (AGRONET, 2008).

1.2.7 PRODUCCIÓN

La producción empieza a los seis meses del trasplante, con fructificación continúa durante uno a dos años. En la misma planta se encuentran flores y frutos en todos los estados de maduración, pero la productividad disminuye fuertemente después de seis a ocho meses de cosecha (FAO y AGRONET, 2004).

La práctica y la recomendación de los agricultores es el aprovechamiento de hasta 12 meses y la renovación anual del cultivo. Los registros de producción señalan 62.700 – 187.850 frutos por hectárea en monocultivos que totalizan rendimientos de 6 a 16,7 toneladas por hectárea (FAO y AGRONET, 2004).

1.2.8 COMPOSICIÓN QUÍMICA

El contenido nutricional de la cocona en 100 gramos de pulpa es el siguiente: humedad 88,52 g, extracto etéreo 1,21 g, proteína 0,78 g, fibra dietética (fracción soluble) 1,22 g, fibra dietética (fracción insoluble) 2,59 g, ceniza 0,61g, carbohidratos totales 8,88g, calcio 0,0124 mg, fósforo 0,26 mg, hierro 0,1293 mg, pro vitamina A (Beta carotenos) 0,06 mg, vitamina B1 0,03 mg, vitamina C 58,7 mg, azúcares totales 2.087 mg, glucosa 1.273 mg, fructosa 578 mg, sacarosa 236 mg (CORPEI, 2005).

1.2.9 USOS

Debido a la baja relación de los sólidos solubles y la acidez, que relaciona el sabor de la fruta, la cocona presenta poco grado de dulzor. Por esto, el fruto es raramente consumido al natural, excepto como complemento de bebidas alcohólicas, Los frutos se usan en jugos, néctar, dulces, mermeladas y compotas, pero también tiene un alto potencial en la elaboración con ají y se emplea como ensalada o como complemento a comidas típicas (Hernández y Barrera, 2004; IICA, 2006).

1.2.10 ZONAS DE PRODUCCIÓN DE LA COCONA

Las zonas de producción se encuentran en la región norte de la Amazonia ecuatoriana comprendida en los cantones de Cascales, Lago Agrio y Coca. (CORPEI, 2005).

1.3 GUAYABA (*Psidium guajava* L.)



Figura 4. Planta y fruto de guayaba

1.3.1 ORIGEN Y TAXONOMÍA

Su origen es incierto pero se le ubica en Mesoamérica. Actualmente se extiende desde México y Centroamérica, hasta Sudamérica, se encuentra en más de 50 países, con clima tropical (Aguilera, 2001).

La clasificación botánica de la especie es la siguiente (CAF, 1992):

| | |
|--------------------|---------------------------|
| Clase: | Dicotiledóneas |
| Familia: | Myrtaceae |
| Genero: | Psidium |
| Especies: | guajava L |
| Nombre científico: | <i>Psidium guajava</i> L. |

La guayaba es conocida con los siguientes nombres comunes: guayaba (Latinoamerica), goyane (Francia), guyaba (Holanda), goiaba (Brasil y Portugal) (Morton, 1987).

1.3.2 MORFOLOGÍA GENERAL

La guayaba es un arbusto de ramas extendidas, que tiene de 3 a 10 m de altura. El árbol es fácilmente reconocible debido a que la corteza de su tronco es suave y delgada, de color café rojizo (Yadaba, 1996).

Las hojas son ovaladas, elípticas u oblongas, de 10 a 15 cm, son simples y opuestas, de color verde agua. El tamaño de las flores va de 25 a 30 mm de diámetro, con cuatro pétalos blancos y un caliz largo de estambres blancos, con anteras amarillas (Morton, 1987).

El fruto de la guayaba es una baya de olor fragante, comúnmente redonda. Se pueden encontrar otras variedades con formas ovaladas o aplanadas. La pulpa es carnosa de sabor agridulce y contiene numerosas semillas pequeñas de color amarilloso. El peso promedio de los frutos va desde 20 a 500 g. El color de la fruta madura va comúnmente de verde agua a amarillo, mientras que el color de la pulpa es usualmente rosado, rojo, crema o blanco (Salunkhe y Kadam, 1995).

1.3.3 ECOLOGÍA Y ADAPTACIÓN

Se le encuentra desde el nivel del mar hasta cerca de los 2.000 m, pero más comúnmente entre 0 y 1.200 msnm, a temperaturas medias de 20 - 30° C. En general, requiere plena exposición solar y prefiere sitios con estaciones secas bien definidas, ya que en sitios donde llueve a lo largo de todo el año se ve más afectada por enfermedades (SICA, 2002).

La producción comercial demanda precipitaciones anuales de 1.000 a 3.000 mm, temperaturas de hasta 45° C, con altitudes entre 200 a 1.000 msnm. Soporta períodos prolongados de sequía, de hasta seis meses (CORPEI, 2005).

Se adapta a una gama amplia de suelos, desde arenosos hasta arcillosos, compactos e infértiles; aunque, los mejores son sueltos, fértiles y ricos en materia

orgánica. Puede tolerar inundaciones periódicas. Se adapta a un pH entre 5 y 7 y por lo general no crece bien en suelos calizos (Fundación de Desarrollo Agropecuario INC., 1992).

1.3.4 MANEJO DEL CULTIVO

La propagación por semilla botánica es el método más difundido. Las semillas de los frutos maduros procedentes de plantas selectas se dejan fermentar en la pulpa por 72 horas, luego se lavan y se secan al sol. Antes de sembrar, se ponen al remojo en agua fría, por algunas horas, o cinco minutos en agua hirviendo, para acelerar la germinación y luego se siembran en almácigos (SICA, 2002).

Cuando las plántulas alcanzan 2,5 cm de altura y desarrollan tres hojas verdaderas, se trasplantan directamente a bolsas plásticas. El trasplante al campo definitivo ocurre cuando las plantas alcanzan 30 cm de altura. Este método de propagación no es recomendable para la producción comercial, las variedades no conservan sus cualidades y generalmente producen frutos de calidad inferior (CORPEI, 2005).

Existen varios métodos de propagación vegetativa: por acodos, injertos, estacas, hijuelos y estacas de raíces. El método más utilizado es por acodo, las ramas deben tener uno o más centímetros de diámetro. Luego de 3 a 5 semanas se inicia el enraizado y después de 12 meses, cuando las raíces están bien desarrolladas, se corta el acodo y se coloca en una bolsa plástica, a la sombra (Fundación de Desarrollo Agropecuario INC., 1992).

Los árboles se plantan a distancias de 4 a 8 m, más comúnmente a 5 x 5 ó 4 x 6, en hoyos grandes. Se recomienda aplicar materia orgánica junto a superfosfato y un fertilizante nitrogenado. Se debe mantener un estricto control de malezas en todo momento, sobre todo en plantaciones comerciales con variedades mejoradas (SICA, 2002).

1.3.5 COSECHA Y POSCOSECHA

La cosecha se inicia a los tres o cuatro años después del trasplante y es continua durante todo el año. Los frutos de guayaba, son cosechados cuando presentan un 50 % de color amarillo, los frutos sobremaduros son fácilmente susceptibles a daños físicos durante la cosecha y el transporte. Las actividades de cosecha y poscosecha deben realizarse por la mañana, ya que los frutos calientes se deterioran rápidamente. Los frutos deben ser colocados en cajas o gavetas plásticas de 17 a 20 kg de capacidad, para ser transportados (CORPEI, 2005; Salunkhe y Kadam, 1995).

Cuando el fruto de guayaba madura, se produce un distintivo cambio en el color y el aroma; para un mejor aroma se deja que el fruto madure en el árbol. También se pueden cosechar frutos inmaduros, para dejarlos madurar en cuartos fríos de dos a cinco semanas a una temperatura de 8° C y una humedad relativa de 85 a 90 % (García, 2002).

1.3.6 COMPOSICIÓN QUÍMICA

La composición química de la guayaba varía significativamente con la variedad, el estado de madurez y la estación climática. La guayaba ecotipo de pulpa rosada, presenta un contenido en 100 gramos de fruta entera correspondiente a: humedad 76,84 g, ceniza 0,70 g, vitamina C 177,77 mg, acidez titulable 0,76 mg de ácido cítrico, pH 3,95, taninos 3,87 mg, sólidos solubles 10,07° Brix, azúcares totales 4,37 g, azúcares reductores 3,86 g (Rodríguez, 2002).

1.3.7 PRODUCCIÓN

Comienza a producir frutos a los cuatro años sembrada la planta y la producción declina a los 15 años. El cultivo puede rejuvenecerse mediante una poda drástica. La producción promedio anual por árbol es de 63 kg y se llegan a obtener tres

cosechas por año. Según el clima, puede haber una o dos cosechas por año, pero en variedades mejoradas y sobre todo con irrigación, se produce cosecha a lo largo de todo el año (García, 2002).

1.3.8 USOS

El fruto maduro es comestible en estado natural, en su totalidad o sólo la pulpa. Tiene un aroma agradable y el sabor que varía de muy ácido a dulce. Se utiliza en la fabricación casera o industrial de conservas del fruto en almíbar, puré, mermeladas y néctares. Es muy apreciada como saborizante de yogurt, gelatinas y helados. Los frutos de segunda calidad se utilizan en la alimentación de vacunos, porcinos, aves y peces. Es rico en vitamina C, en cantidades superiores a la naranja y es una buena fuente de energía (Marquina *et al.*, 2007).

El INIAP ha generado la tecnología para la producción de elaborados de guayaba con fines de consumo nacional y para exportación, como jugos clarificados, mieles, licores, conservas, mermeladas y jaleas (DICIT, 2009).

1.3.9 ZONAS DE PRODUCCIÓN DE GUAYABA

En la amazonia ecuatoriana se pueden encontrar en los lugares de Archidona, Tena, Mera, Puyo, Palora, Macas, Sucúa y Logroño. También se la puede encontrar en la costa ecuatoriana y en la sierra norte (CORPEI, 2005).

1.4 LA PARED CELULAR DE LAS FRUTAS

1.4.1 DESCRIPCION GENERAL

La pared celular de los vegetales constituye una envoltura resistente y extensible que rodea al plasma. Es una estructura dinámica que permite el desarrollo de las células jóvenes, y determina su tamaño y forma (Brito, 2003; Jaramillo, 2004).

Constituye un sistema tampón entre el medio exterior y el contenido protoplasmático. Es un compartimiento permeable al agua y a los metabolitos auxiliares del cual el citoplasma toma los elementos necesarios para su metabolismo y retorna componentes que ella elabora (secreciones y desperdicios), además ella asegura la rigidez y la cohesión de las células en oposición a los choques osmóticos. La pared celular vegetal evoluciona en función del grado de madurez de la célula; en la pared se distinguen tres niveles de organización (Roland, 1980).

1.4.1.1 *La laminilla media*

Se forma a partir de la mitosis, esta constituye el cemento intercelular que asegura la cohesión entre la célula y está formada principalmente de pectinas. (Roland, 1980).

1.4.1.2 *La pared primaria*

Está constituida por células meristemáticas en proceso de crecimiento. Está formada esencialmente de polisacáridos (alrededor del 90 %) y de proteínas (alrededor del 10 %). Esta es una estructura bastante hidratada constituida de una trama suelta de micro fibrillas de celulosa intercaladas en una matriz amorfa compuesta de sustancias pécticas, hemicelulosa y proteínas (Albersheim, 1978).

1.4.1.3 *La pared secundaria*

Es una estructura inextensible, rígida y débilmente hidratada (20 % o menos de agua). Está constituida de micro fibrillas de celulosa cristalina, arregladas en estratos concéntricos, dispuestos paralelamente entre ellos y de hemicelulosas diversas. La orientación de las fibrillas de celulosa, en relación con el eje de la

célula, es variable de un estrato a otro, lo que conduce a distinguir habitualmente tres regiones visibles a la luz polarizada (Roland, 1980).

1.4.2 COMPONENTES DE LA PARED CELULAR

La pared celular de los vegetales está constituida esencialmente de polisacáridos y lignina, una pequeña cantidad de proteínas, compuestos fenólicos, pigmentos, lípidos y minerales (Aguirre *et al.*, 2000).

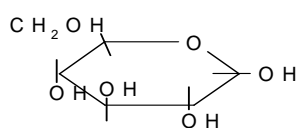
Los polisacáridos que forman parte de la pared celular pueden ser homo o heteropolímeros, constituidos por encadenamientos lineales o ramificados de azúcares neutros de seis átomos de carbono (hexosas o metil-pentosas), de cinco átomos de carbono (pentosas) y azúcares ácidos de seis átomos de carbono (ácidos urónicos) (Roland, 1980).

Los polisacáridos parietales son usualmente repartidos en tres grupos: celulosa, que constituye el armazón de la pared celular y es insoluble en ácidos o en bases; hemicelulosa, que constituye uno de los componentes más importantes de la pared celular y es soluble en bases diluidas; y, las sustancias pécticas, que se encuentran en la lamela media y constituyen un pegamento que mantiene compacta a la pared celular, pueden ser extraídas por el agua o los agentes quelantes como el calcio. Una fracción de las sustancias pécticas es soluble en ácidos o bases diluidas, la cual constituye la protopectina (Aguirre *et al.*, 2000).

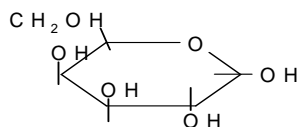
En la Figura 5 se presenta los azúcares componentes de los polisacáridos insolubles de la pared celular:

Azúcares de 6 átomos de carbono

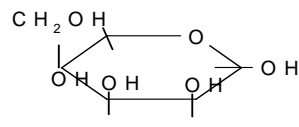
Hexosas



D-glucosa

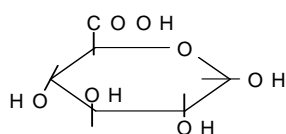


D-galactosa

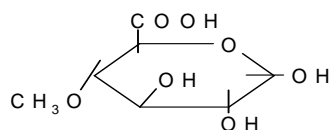


D-mannosa

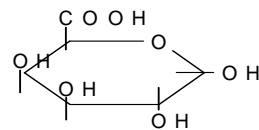
Ácidos Urónicos



Ácido D-glucurónico

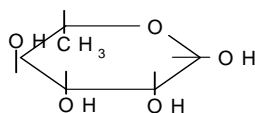


Ácido 4-O-metil-D-glucurónico

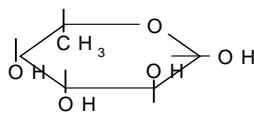


Ácido D-galacturónico

Desoxi-6-hexosas

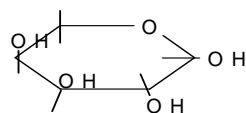


L-ramnosa

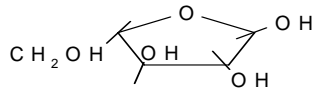


L-fructosa

Azúcares de 5 átomos de carbono



D-xilosa



L-arabinosa

Figura 5. Azúcares componentes de los polisacáridos insolubles de la pared celular

1.4.2.1 Celulosa

La celulosa representa el polisacárido más difundido en la naturaleza, este polímero es particularmente abundante en paredes secundarias y representa del 20 al 30 % de la materia seca en la mayoría de las paredes primarias. Consta de moléculas lineales de un mínimo de 3.000 unidades de glucopiranosas, unidas por enlaces β -(1-4), para formar estructuras finas y largas llamadas microfibrillas, que son ordenadas de forma paralela en la celulosa nativa (Marcelin, 1992).

La celulosa purificada contiene siempre cantidades menores de azúcares, diferentes de la glucosa. Es posible que se integren en cadenas de β -glucanos para formar regiones para-cristalinas en las microfibrillas, ellos pueden también constituir impurezas, tales como las hemicelulosas y una cierta cantidad de lignina durante la maduración de las frutas (Marcelin, 1992).

En la figura 6 se muestra la estructura química de la celulosa:

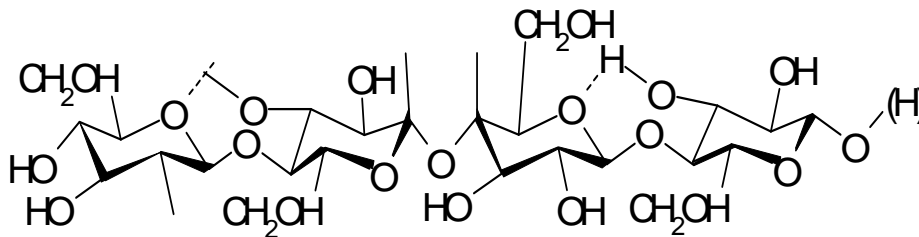


Figura 6. Estructura química de la celulosa

1.4.2.2 Hemicelulosa

En la Figura 7 se muestra la estructura química de la hemicelulosa:

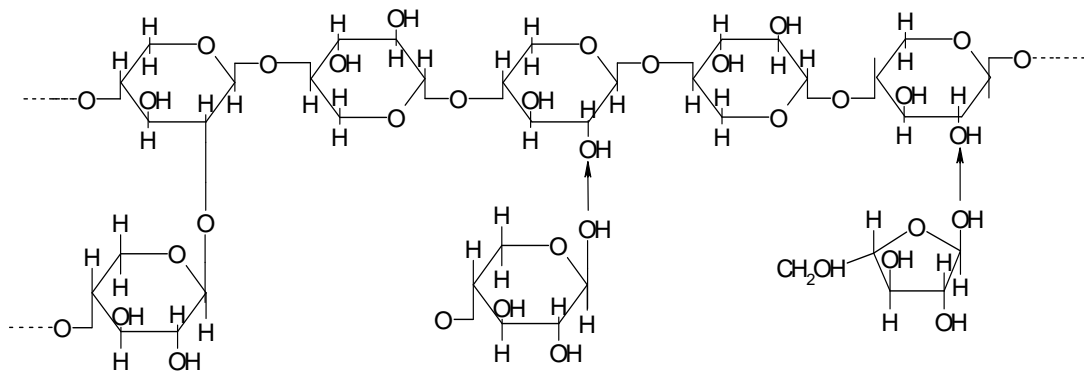


Figura 7. Estructura química de la hemicelulosa

La hemicelulosa es una mezcla compleja de polisacáridos cuya composición y frecuencia, al parecer, varía entre los tejidos de la planta, las especies vegetales y con la etapa de desarrollo de la planta. Son un componente importante de la pared celular primaria y también pueden constituir una cierta proporción de la lamela media y de la pared celular secundaria. Las hemicelulosas se unen a los

extremos de los polisacáridos pécticos y en varios puntos de las fibrillas de celulosa (Saeman *et al*, 1954).

1.4.2.3 Pectina

La pectina es el constituyente mayoritario de la lámina intermedia de los tejidos de las plantas y también se encuentra en la pared celular primaria. Incluye una parte importante del material estructural de los tejidos blandos, como el parénquima de las frutas tiernas (Saeman *et al*, 1954).

Las pectinas son polímeros lineales de ácido α -D-poligalacturónico unidos por enlaces (1 \rightarrow 4), con una determinada proporción de sus grupos carboxilo esterificados con metanol (Coulate, 1984).

A continuación en la Figura 8 se presenta la estructura química de la pectina:

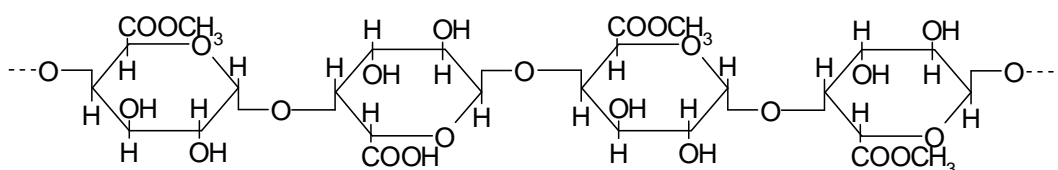


Figura 8. Estructura química de la pectina

Cerca de un 20 % de los azúcares de una pectina, pueden ser azúcares neutros como L-ramnosa, L-arabinosa, D-glucosa, D-galactosa y D-xilosa. El ácido péctico está en un estado casi puro, coloidal y el ácido poligalacturónico es prácticamente libre de grupos metil. El ácido péctico normal o sales ácidas del ácido péctico son llamadas pectatos. El ácido pectínico es un ácido poligalacturónico coloidal conteniendo más de una porción de grupos metil ester. Los pectinatos son los ácidos pectínicos normales o sales de ácido pectínico (Saeman *et al.*, 1954).

La pectina es una mezcla de ácido pectínico soluble en agua. El grado de metilación permite clasificar las sustancias pécticas en tres categorías tomando en cuenta si el grado de metilación es inferior al 5 % es ácido péctico, si el grado

de metilación es inferior a 50 %, a las pectinas se conocen como débilmente metiladas, si el grado de metilación es superior al 50 % se conoce como pectinas altamente metiladas. Las pectinas altamente metiladas forman geles irreversibles en medio ácido y en presencia de azúcares, son utilizadas en la fabricación de confituras y gelatinas. Las pectinas débilmente metiladas son tecnológicamente importantes porque pueden formar geles-termo reversibles, en presencia de ciertos iones metálicos divalentes como el calcio (Coulter, 1984).

1.4.2.4 *Lignina*

La lignina es un polímero tridimensional que proviene de la copolimerización de tres alcoholes derivados del alcohol fenil propenoico: alcohol cumarílico, alcohol coniferílico, alcohol sinafílico; la polimerización de estos alcoholes se realiza por condensación oxidativa (formación de enlaces C - C y C - O) entre unidades de fenil propano sustituidas (Olle, 1997).

Al ser un polímero amorfo tridimensional, su composición y propiedades difieren de los carbohidratos y las proteínas. La unidad estructural básica más común en la lignina es un fenilpropano, en el que uno o varios de sus carbonos tienen cualquiera de los siguientes grupos: - OH, - CH₃, C = O. La lignina se forma por condensación oxidativa (formación de enlaces C - C y C - O) entre dichas unidades de fenilpropano sustituidas. El polímero de lignina es quizá el más resistente a la degradación enzimática (Saeman *et al.*, 1954).

El proceso de lignificación en los vegetales se produce al final del crecimiento de las células y no se realiza de manera uniforme en las diferentes capas de la pared celular. Además, permite aumentar la resistencia mecánica de las paredes y disminuir la permeabilidad de los canales conductores (Olle, 1997).

1.4.2.5 *Componentes menores*

Las células vegetales contienen una gran variedad de proteínas, que funcionan como catalizadores de las reacciones que se efectúan en las células (es el caso

de las enzimas), o como componente estructural de ellas (en el lado de las membranas). El almidón es el principal polisacárido de reserva, que se encuentra en la célula vegetal, es un polímero de glucosa que existe en dos formas: la amilosa, una molécula esencialmente lineal, y la amilopectina, una molécula muy ramificada, que posee una cadena de mucha longitud (Marcelin, 1992).

1.5 APORTE NUTRICIONAL Y FUNCIONAL DE LAS FRUTAS

1.5.1 ASPECTOS GENERALES

Las frutas contienen múltiples compuestos, así como una composición y una estructura muy variable. Están constituidas por tejidos vivos, provistos de una actividad metabólica y que constantemente cambian de composición. Tanto la velocidad, como la magnitud de estos cambios dependen del papel fisiológico y del estado de madurez de la fruta (Arthey y Ashurst, 1997).

Aunque las frutas juegan un papel importante en la nutrición humana, su composición no las hace recomendables como única fuente de nutrientes. Sin embargo, pueden suplir importantes cantidades de carbohidratos y energía en alimentos deficientes de estos componentes (Salunkhe y Kadam, 1995).

1.5.2 COMPOSICIÓN DE LAS FRUTAS

Los componentes más importantes de las frutas pueden agruparse en agua, proteínas, hidratos de carbono, grasas, minerales y vitaminas. La mayor parte de estos compuestos son nutrientes esenciales, necesarios para el organismo humano (Madrid, 2001).

La cantidad de estos nutrientes, que el organismo necesita, depende de factores tales como la edad, el peso, el sexo, el estado de salud y la actividad física del individuo considerado (Arthey y Ashurst, 1997).

El agua es el componente más abundante de las frutas, (más del 80 %). Las proteínas suelen representar menos del 1 % del peso fresco de las frutas; están compuestas de aminoácidos, diez de los cuales se clasifican como esenciales para la dieta humana. El contenido de los hidratos de carbono varía notablemente durante la maduración, los azúcares abundan en la fruta plenamente madura (Coultate, 1984).

El contenido en fibra dietética de las frutas frescas se encuentra ordinariamente entre 0,7 y 4,7 %. Las frutas con menor contenido en agua, o cuya porción comestible contienen semillas, ofrece valores de fibra dietética elevado (Coultate, 1984).

El contenido lipídico de las frutas suele hallarse por debajo del 1 % y varía con el producto. Su valor nutritivo no deriva sólo de que las grasas (aceites) constituyen una fuente energética, sino también del hecho de que el organismo requiere pequeñas cantidades de ácidos grasos insaturados (Salunkhe y Kadam, 1995).

Las frutas aportan una proporción relativamente importante de vitaminas C y A de la dieta. También contienen otras vitaminas, pero su distribución a la dieta es pequeña. El contenido de vitaminas de las distintas especies de frutas es muy variable, y son bastante grandes las diferencias entre variedades. La vitamina A es liposoluble y no se encuentran como tal en las frutas, aunque algunos carotenoides de las mismas pueden convertirse en vitamina A en el organismo humano, se hace referencia a ellos en términos de provitamina A (Yúfera, 1987; Salunkhe y Kadam, 1995).

Las frutas contienen diversos elementos minerales esenciales, el más abundante en ellas es el potasio y se halla combinado con varios ácidos orgánicos. El pH de los tejidos de las frutas está controlado por el equilibrio potasio/ácidos orgánicos, y las elevadas concentraciones de potasio pueden contribuir a la presión sanguínea en los humanos (Arthey y Ashurst, 1997).

La riqueza en otros nutrientes es mínima, pero algunos componentes juegan un

papel importante en el aspecto, el color, el sabor y el aroma de las frutas, así por ejemplo los ácidos orgánicos desempeñan un papel muy importante en el sabor, en gran medida condicionado por la relación azúcar/ácido. Los principales ácidos orgánicos de las frutas son el cítrico y el málico (Arthey y Ashurst, 1997).

El aroma es un factor clave en la calidad y en las características de identidad de las mismas. Los principales compuestos químicos relacionados con el aroma son los ésteres de alcoholes alifáticos y los ácidos grasos de cadena corta (Yúfera, 1987).

Clorofilas, carotenoides y antocianos son los pigmentos responsables del color de las frutas. La clorofila les proporciona el color verde y los carotenoides, especialmente el α -caroteno y el licopeno, el color amarillo y el naranja. Los antocianos son los responsables de los colores rojo, azul y púrpura. Las antocianinas son frágiles a la luz, el calor, la oxidación, son de color rojo en medio ácido ($\text{pH} < 5,5$) y azul en medio alcalino. El contenido en los vegetales por 100 g es de 400 mg en arandano, grosella negra y frambuesa; en vino rojo de 50 a 100 mg; en frutilla, uvas y ciruelas rojas de 30 a 50 mg. Las antocianinas extraídas de las frutas y legumbres son comúnmente utilizadas como colorantes E 163 (Arthey y Ashurst, 1997; Vierling, 2008).

Las enzimas tienen interés en las frutas en virtud de los cambios químicos que catalizan. Las fenoloxidasas son responsables del pardeamiento de las superficies de corte, cuando se expone al aire. La pectinesterasa y la poligalacturonasa son responsables del ablandamiento durante la maduración (Arthey y Ashurst, 1997).

1.5.3 IMPORTANCIA DE LAS FRUTAS EN LA DIETA HUMANA

Los nutrientes que con frecuencia se consumen en cantidades sub óptimas son las proteínas, el calcio, el hierro, la vitamina A, la tiamina (vitamina B₁), la riboflavina (vitamina B₂) y la vitamina C (ácido ascórbico). Los componentes de

este grupo se conocen frecuentemente como nutrientes críticos. Por tanto, las frutas juegan un papel muy importante en el equilibrio de la dieta humana, especialmente porque la composición de las frutas difiere de un modo evidente de la de otros alimentos, de origen animal o vegetal (Coulter, 1987).

La contribución de la fruta a las necesidades proteínicas es mínima; no constituyen tampoco fuentes ricas en calcio, tiamina o riboflavina. Sin embargo, algunas frutas son particularmente ricas en hierro, en caroteno y en ácido ascórbico; la ausencia de fruta en la dieta suele producir una carencia en vitamina C y β -caroteno. Los dietistas suelen recurrir a las frutas en el diseño de dietas de bajo contenido calórico (Coulter, 1987; Arthey y Ashurst, 1997).

La inclusión de las frutas en la dieta es esencial para el aprovisionamiento de fibra dietética, cuya composición forma parte de la pared celular de las frutas. Proporciona una matriz no digestible que estimula la actividad intestinal y ayuda a mantener los músculos intestinales en forma. Un incremento en el consumo de frutas frescas alivia el estreñimiento crónico. Cualquiera que sea el mecanismo implicado, la fibra dietética juega un papel en la reducción del colesterol sanguíneo. Durante los últimos años, se ha demostrado que la deficiencia de fibra en la dieta proporciona el cáncer de colon en los seres humanos (Yúfera, 1987).

En recientes estudios se ha observado que la presencia de ciertos compuestos de flavonoides procedentes en las frutas influye en la circulación sanguínea, aumenta la permeabilidad y la elasticidad de los capilares, protege contra las infecciones del sistema respiratorio, desgraciadamente, se descompone con facilidad en el organismo, de tal modo que es imposible mantener concentraciones suficientemente elevadas en la sangre (Arthey y Ashurst, 1997).

Las frutas resultan particularmente apetitosas, aunque contienen glucosa, fructosa y sacarosa en proporciones diversas. Numerosos fármacos utilizados por la medicina moderna se encuentran en los extractos vegetales. No es, por tanto, sorprendente que ciertos componentes de las frutas ejerzan efectos farmacológicos o terapéuticos. En los frutos cítricos como las naranjas, los

limones y los pomelos se encuentran la limonina y la nomilina (y otros limonoides). Estos compuestos inhiben el desarrollo de ciertas formas de cáncer. Las ciruelas contienen derivados de la hidroxifenilxantina, que estimula a los músculos lisos del colon, lo que explica su uso tradicional como laxantes (Coultate, 1987).

Las frutas contienen diversos compuestos con actividad antioxidante natural, entre ellos cabe citar el ácido ascórbico, los tocoferoles, el β -caroteno y los flavonoides. La vitamina C ejerce funciones fisiológicas específicas que no dependen de sus propiedades antioxidantes. El β -caroteno es activo principalmente como amortiguador del oxígeno, que puede inducir cambios precancerosos en las células (Yúfera, 1987; Coultate, 1987).

2. METODOLOGÍA

2.1 MATERIALES

2.1.1 MATERIA PRIMA

La investigación se realizó con frutas muestreadas en la Granja San Carlos de la Estación Experimental Central de la Amazonía y de las fincas de algunos productores en la Provincia de Francisco de Orellana.

La accesión 001 de camu camu (*Myrciaria dubia* Vaugh) está en la Granja San Carlos y la propiedad del Sr. Leider Tinoco, la que se muestra en la Figura 9.



Figura 9. Accesión 001 de camu camu

En la cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) se usaron las accesiones 001 de la finca de la Sra. María García y la accesión 002 del Sr. Julio Quinatoa, las que se presentan en las Figuras 10 y 11.



Figura 10. Accesoión 001 de cocona



Figura 11. Accesoión 002 de cocona

Para la guayaba, se usó la accesoión 006 de la Granja San Carlos, las accesoiones 001, 002 y la accesoión que está por clasificarse de la finca de la Sra. María García, como se muestran en las Figuras 12, 13, 14 y 15.

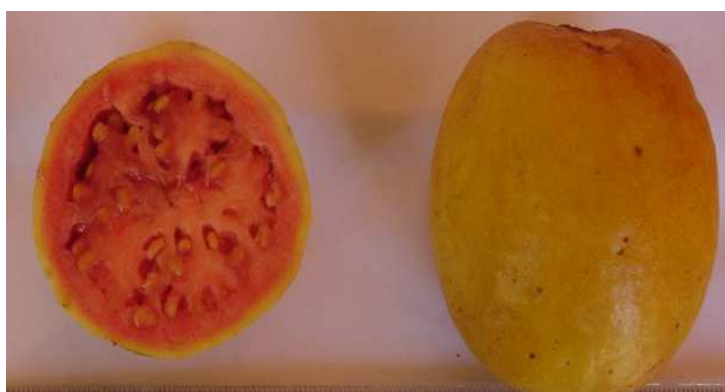


Figura 12. Accesoión 001 de guayaba



Figura 13. Accesión 002 de guayaba



Figura 14. Accesión 006 de guayaba



Figura 15. Accesión de guayaba por clasificar

Las accesiones de cada fruta fueron cosechadas en el estado de madurez comestible, a partir de las cuales se realizó la caracterización física y química en la fruta entera y la pulpa, además de la extracción y caracterización química de la pared celular de estas frutas.

2.1.2 EQUIPOS Y ACCESORIOS

- Aparato de digestión y destilación micro Kjeldahl, Labconco
- Balanzas UWE Geniweigher de 2 kg, y BOECO de 500 g
- Centrífuga, International Equipment
- Colorímetro, COLOR TEC PCM/PSM
- Consistómetro, Bostwick
- Cronómetro THOMAS SCIENTIFIC
- Cuarto de conservación y congelación, Cora
- Destilador Millie-Q Academic y Seradest SR 1400
- Incubador – agitador, Precision Scientific
- Espectrofotómetros UV VIS y de A A, Shimadzu
- Mufla y Estufa, Termolyne
- Liofilizador, Labconco
- Nonio o calibrador digital, Mitutoyo
- pH metro, HANNA
- Penetrómetro manual, Gullimex
- Placa agitadora, Variomag telesistem
- Plancha calentadora, Termolyne
- Reflectómetro, Merck RQ Flex 16970
- Refractómetro, ATAGO de 0 – 32° Brix
- Rotavapor, Buchi
- Termómetro digital, Traceable Control Compri
- Titulador automático, Lab Con Co
- Agitador de tubos Maxi Mix II, hermolyne
- Licuadora y asistente de cocina, Oster
- Mesa de corte de acero inoxidable de construcción nacional
- Balones volumétricos Kimax y Kjeldahl, de vidrio
- Bureta, tubos de ensayo, probetas, cajas petri, erlenmeyer, Kimax
- Vasos de precipitación de plástico y vidrio de varias capacidades
- Pipetas graduadas, embudos simples y de separación, Kimax
- Tubos para centrifuga con tapa rosca, puntas plásticas desechables

- Mortero y crisoles de porcelana
- Agitadores magnéticos, desecador, cartuchos OASIS
- Espátulas, gradillas metálicas, latas de aluminio
- Membranas de diálisis, micropipetas eppendorf
- Papel filtro cualitativo y cuantitativo, Macherey-nagel
- Papel parafilm, aluminio y adsorbentes
- Picetas plásticas, pinzas metálicas, porta embudos
- Envolturas herméticas estériles, cuchillos de acero inoxidable

2.2 MÉTODOS

2.2.1 CARACTERIZACIÓN FÍSICA, QUÍMICA, NUTRICIONAL Y FUNCIONAL DE LAS PULPAS DE CAMU CAMU, COCONA Y GUAYABA

2.2.1.1 Factores de estudio

Los factores en estudio constituyeron una accesión de camu camu, dos de cocona y cuatro de guayaba.

2.2.1.2 Unidad experimental

La unidad experimental estuvo constituida por un kilogramo de cada una de las accesiones de las tres frutas.

2.2.1.3 Análisis estadístico

Para el estudio del camu camu no se utilizó análisis estadístico, ya que se realizó con una accesión, para los resultados se usó los valores promedios de las repeticiones. En las dos accesiones de cocona se utilizó el estadístico “t Student”, con un nivel de probabilidad del 5 % y con (n - 1) grados de libertad, reportándose

con el Coeficiente de Variación en porcentaje. El estudio de las cuatro accesiones de guayaba se realizó con un Diseño Completamente al Azar (DCA) y los resultados se analizaron estadísticamente con la prueba de significación de Tukey al 5 %.

2.2.1.4 Manejo específico del experimento

La caracterización incluyó determinaciones físicas en la fruta entera, y químicas en la pulpa fresca y en la secada por liofilización. Los análisis se realizaron en el Laboratorio de Servicio de Análisis e Investigación en Alimentos y en el Área de Procesamiento de Frutas del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

2.2.1.5 Procedimiento

Las determinaciones físicas que se realizaron en la fruta entera fueron: color externo (luminosidad, a, b), longitud, diámetro, firmeza, peso, así como el porcentaje de pulpa, semilla y cáscara obtenido manualmente.

Las determinaciones físicas y químicas que se realizaron en la pulpa fresca y liofilizada de la fruta fueron: color interno (luminosidad, a, b), acidez titulable, sólidos solubles, relación de sabor, consistencia, pH, contenido de azúcares totales y reductores, cenizas, humedad, macro y micro elementos, plomo, cadmio, selenio, carotenoides totales, polifenoles totales, antocianinas y vitamina C. La capacidad antioxidante se analizó con base al aporte de los carotenoides, polifenoles y vitamina C, según la investigación realizada por Garder *et al.*, 2000.

En el Anexo A se presentan los métodos de laboratorio para las diferentes determinaciones físicas y químicas.

2.2.2 SELECCIÓN DE LA ACCESIÓN QUE MUESTRE LAS MEJORES CARACTERÍSTICAS NUTRICIONALES Y FUNCIONALES DE CADA ESPECIE

La selección de la accesión en las tres frutas, se realizó de acuerdo con los resultados obtenidos con prioridad en el rendimiento de la pulpa, el sabor cuantificado con la relación de los sólidos solubles y la acidez, el índice de oscurecimiento calculado con los parámetros L, a, b de la medición del color, el contenido de carotenoides totales, polifenoles totales y vitamina C.

2.2.3 EXTRACCIÓN, PURIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE LA PARED CELULAR DE UNA ACCESIÓN SELECCIONADA DE CADA ESPECIE

La extracción de la pared celular bruta (PCB) o materia insoluble en alcohol (MIA) se realizó en la pulpa fresca de las frutas, con alcohol etílico al 95 % a 60° C. Se filtró a través de la tela muselina, equivalente a un tamiz de 32 mesh. Se realizaron constantes lavados con etanol caliente al 80 %, hasta que la prueba cualitativa de azúcares, con antrona, resultó negativo en las soluciones de lavado.

Posteriormente, se realizaron algunos lavados con agua destilada a 4° C, se centrifugó y se separó el sobrenadante, que correspondió a la pectina soluble en agua (PSA). El residuo se lavó varias veces con agua destilada fría, se centrifugó y todos los sobrenadantes se unieron.

Este residuo se liofilizó y se molió hasta un tamaño de partícula menor de 0,5 mm constituyéndose en la materia insoluble en alcohol y agua, en la que se analizó el contenido de proteína y almidón. En estas muestras se realizó una proteólisis con papaína y una amilolisis con alfa amilasa y amiloglucosidasa, con el objeto de purificarla, con lo cual se obtuvo la pared celular purificada (PCP), denominada la Materia Insoluble en Alcohol y Agua (MIAA).

Para caracterizar la MIAA se realizó la determinación del contenido de almidón, proteína, ceniza, celulosa, hemicelulosa y lignina. En la PSA se determinó el contenido de ácido galacturónico y de ésteres metílicos, obteniéndose el grado de esterificación de la pectina. En el Anexo A se presentan los métodos de laboratorio para las diferentes determinaciones químicas en la pared celular.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 ESTUDIO DEL CAMU CAMU (*Myrciaria dubia* Vaugh)

3.1.1 CARACTERIZACIÓN FÍSICA DEL CAMU CAMU (*Myrciaria dubia* Vaugh)

El análisis físico comprendió la determinación del peso, largo, diámetro, relación largo/diámetro, firmeza, color externo e interno, rendimiento de la pulpa, semilla y cáscara.

Los resultados de la caracterización física se reporta en la Tabla 2, Tabla 3 y Figura 16.

Tabla 2. Caracterización física de la accesión 001 de camu camu

| *Accesión | Peso (g) | Largo (cm) | Diámetro (cm) | Relación L/D | Firmeza fruta (gf) |
|-----------|-------------|-------------|---------------|--------------|--------------------|
| 001 | 8,52 ± 1,91 | 2,32 ± 0,17 | 2,50 ± 0,22 | 0,93 ± 0,03 | 295,69 ± 83,05 |

* Desviación estándar de 140 repeticiones

Con base en los datos presentados en la Tabla 2, se puede observar que el camu camu es una fruta pequeña y redonda, ya que presenta una relación L/D de 0,93, resultados similares a los obtenidos por Correa y Aldana en el año 2007. La firmeza de la fruta fue de 295,69 gramos fuerza, esto se debe a su tamaño y a la textura de su cáscara cuando alcanza la madurez comestible.

De acuerdo a los datos del rendimiento de la pulpa, semilla y cáscara, con relación a la accesión 001 de camu camu; la suma del porcentaje de cáscara con 24,34 % y semilla con 20,31 % se encuentra distribuido proporcionalmente con relación al porcentaje de pulpa en la fruta.

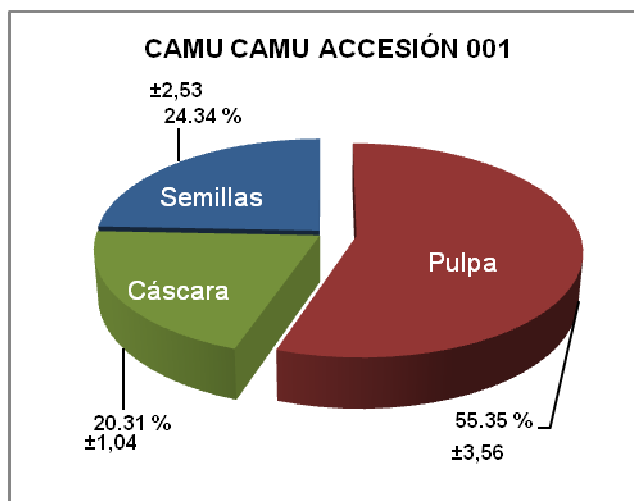


Figura 16. Rendimiento de pulpa, semilla y cáscara en la accesión 001 de camu camu

Se determinó el color externo de la fruta, con los valores medios obtenidos en el medidor de color correspondiente a la luminosidad de 12,46; el parámetro a, es de +9,40, cuya tendencia es hacia el color rojo; el parámetro b, es de +1,97 cuya tendencia es mínima hacia el color amarillo. El ángulo Hue (H), la cromaticidad (C) y el índice de oscurecimiento (IO), se presentan en la Tabla 3.

Tabla 3. Color interno y externo de la accesión 001 de camu camu

| *ANÁLISIS | COLOR EXTERNO | | | | | |
|--------------|---------------|--------|--------|--------|--------|--------|
| | L | a | b | °H | C | IO |
| ACCESIÓN 001 | 12,46 | 9,40 | 1,97 | 11,88 | 9,62 | 65,78 |
| | ± 0,16 | ± 0,11 | ± 0,08 | ± 0,50 | ± 0,14 | ± 1,75 |
| *ANÁLISIS | COLOR INTERNO | | | | | |
| | L | a | b | °H | C | IO |
| ACCESIÓN 001 | 41,40 | 2,23 | -0,83 | 19,25 | 2,39 | 1,88 |
| | ± 0,33 | ± 0,08 | ± 0,06 | ± 1,16 | ± 0,09 | ± 0,14 |

* Desviación estándar de 4 repeticiones

El color interno en la pulpa del camu camu, correspondiente a la luminosidad es de 41,40; el parámetro a reportado es de +2,23, valor menor, cuya tendencia es del color rojo hacia el verde, el parámetro b es de -0,83, correspondiente al color

ligeramente azulado. El Índice de oscurecimiento de la pulpa es menor que el obtenido para la piel, lo que se comprueba cuantitativamente, ya que la piel es de color vino oscuro en contraste con el verde brillante de la pulpa.

3.1.2 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA EN CAMU CAMU (*Myrciaria dubia* Vaugh)

La caracterización química del camu camu se muestra en la Tabla 4.

Tabla 4. Caracterización química de la pulpa del camu camu

| ANÁLISIS | | CAMU CAMU Accesión 001 |
|---|------------------|---------------------------|
| Humedad (%) | | 93,78 ± 0,23 |
| Cenizas (%) | | 0,27 ± 0,01 |
| pH | | 2,26 ± 0,00 |
| Acidez titulable (% ácido cítrico) | | 3,21 ± 0,04 |
| Sólidos solubles (°Brix)* | | 8,31 ± 0,35 |
| Azúcares totales (%) | | 2,24 ± 0,02 |
| Azúcares reductores (%) | | 1,74 ± 0,08 |
| Vitamina C (mg/100 g) | | 1.733,33 ± 34,24 |
| Polifenoles totales (mg/100 g) | | 1,67 ± 0,17 |
| Carotenoides totales (mg/100 g) | | 0,34 ± 0,00 |
| Antocianinas (mg/100 g) | | 0,85 ± 0,17 |
| Capacidad antioxidante (mg/100 g) | | 1.735,34 |
| Minerales (µg/g) | Calcio | 889 |
| | Magnesio | 112 |
| | Fósforo | ND |
| | Potasio | 417 |
| | Sodio | 554 |
| | Hierro | 30 |
| | Zinc | 11 |
| | Manganeso | 2 |
| | Cobre | 2 |
| Minerales (µg/kg) | Selenio | 0,02 |
| | Cadmio | 4 |
| | Plomo | 44 |

En base fresca ± desviación estándar de 3 repeticiones ND: no detectado

* En base fresca ± desviación estándar de 140 repeticiones

- **Contenido de humedad y cenizas**

Con respecto a los datos mostrados en la Tabla 4, se determinó que el camu camu es una fruta con alto porcentaje de humedad, del 93,78 %. Las cenizas reflejan el contenido mineral de la muestra, con valores de 0,27 % en fresco, similares a los obtenidos en las frutas y reportados por Coultate, 1987.

- **pH y acidez titulable**

En la Figura 17 se presenta el pH con un valor de 2,26 correspondiente a rangos de acidez elevado y reportado como ácido cítrico con un valor de 3,21 %, información corroborada en la literatura (Arevalo y Kieckbusch, 2003).

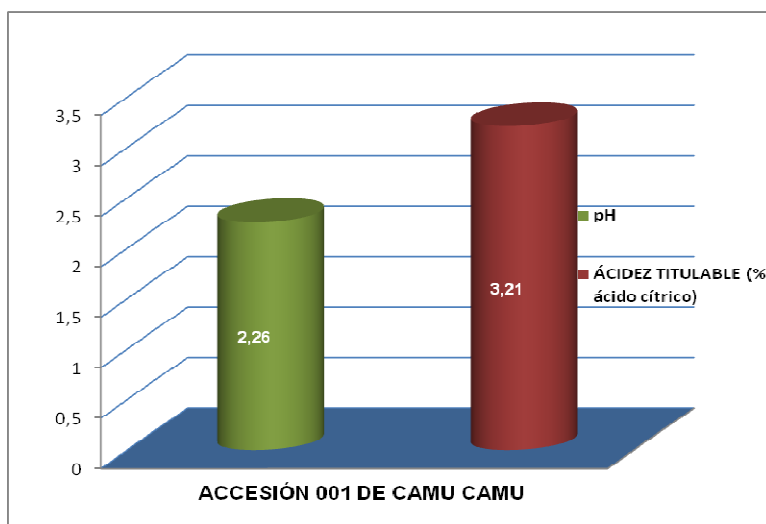


Figura 17. Valor promedio del pH y la acidez titulable en la accesión 001 de camu camu

- **Contenido de sólidos solubles, azúcares totales y reductores**

Se determinó que el contenido de sólidos solubles con 8,31° Brix y la acidez titulable, relaciona el sabor de la fruta, obteniéndose para el camu camu el valor de 2,59 para el estado de madurez comestible, dato similar al obtenido por Arévalo y Kieckbusch en el 2003.

Los azúcares totales, correspondientes principalmente al contenido de glucosa, fructosa y sacarosa, es del 2,24 % y los reductores, con el 1,74 %, representan a la glucosa y fructosa, por lo que se obtiene para esta fruta un valor del 0,50 % de sacarosa, los que se muestran en la Figura 18.

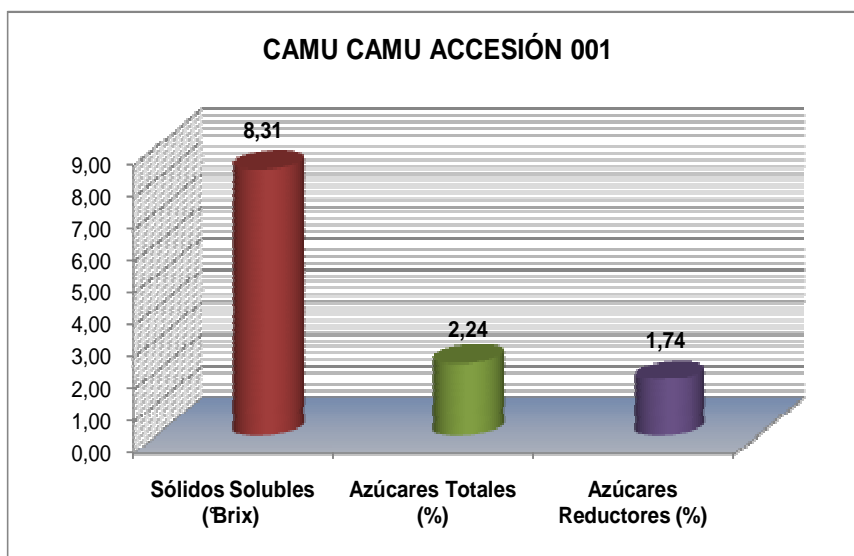


Figura 18. Contenido de sólidos solubles, azúcares totales y reductores en la accesión 001 de camu camu, en base fresca

- **Contenido de vitamina C, polifenoles totales y carotenoides totales**

El contenido de vitamina C en el camu camu es alto con respecto a otras frutas, según lo señalado en la Tabla 1, para la accesión 001 se encontró 1.733,33 mg/100 g. Los valores encontrados para polifenoles y carotenoides totales se encuentran en los rangos normales para las frutas, con 1,67 y 0,39 mg/100 g, respectivamente.

- **Contenido de antocianinas**

El contenido de antocianinas es de 0,85 mg/100 g en fruta fresca, para la accesión 001 de camu camu, valores bajos con relación a los señalados en la revisión bibliográfica y reportados para las frutillas, grosellas negras, uvas y ciruelas rojas.

- **Capacidad antioxidante total**

La capacidad antioxidante total se calculó por la sumatoria de los analitos de la vitamina C, los compuestos fenólicos y los carotenoides, por ser compuestos con capacidad antioxidante.

De acuerdo con la Tabla 4, el resultado de la sumatoria entre estas tres determinaciones, es de 1.735,34 mg/100 g de camu camu fresco, valor alto en comparación con los reportados para otras frutas, debido principalmente al aporte de vitamina C en esta fruta.

- **Contenido de macroelementos minerales**

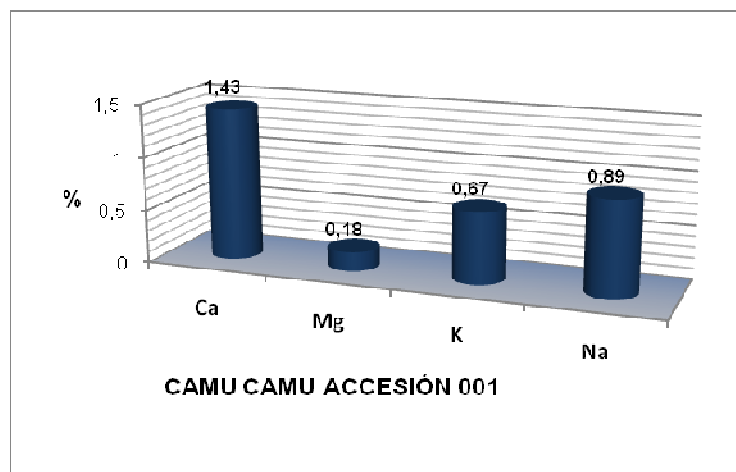


Figura 19. Contenido de macroelementos en la accesión 001 de camu camu, en base seca

De acuerdo con los valores de la Figura 19, los que se presentan en base seca, no se encontró cantidades detectables de fósforo, mientras que el calcio es el macroelemento representativo con el 1,43 %, con relación a otras frutas donde sobresale el potasio, que para el camu camu fue del 0,67 %.

- **Contenido de microelementos minerales**

Con base en los datos expuestos en la Figura 20, sobresale el hierro con 481 ppm y el zinc con 178 ppm. Se encontraron cantidades similares para el cobre y manganeso, con 36 ppm.

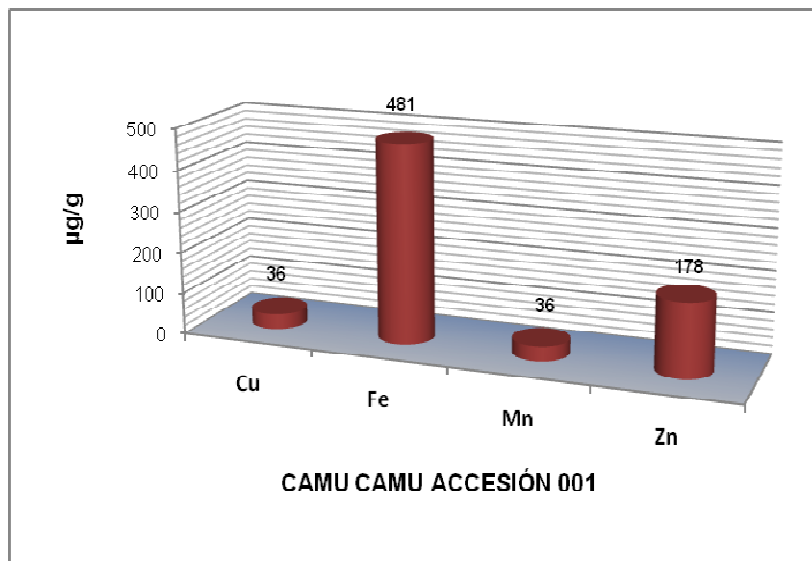


Figura 20. Contenido de microelementos, en la accesión 001 de camu camu, en base seca

- **Contenido de plomo, cadmio y selenio**

Los valores obtenidos en base fresca y presentada en la Tabla 4, el plomo con 44 µg/kg registró una cantidad superior con relación al cadmio con 4 µg/kg y el selenio con 0,02 µg/kg. Los valores reportados por Toledo, en el 2010, para arazá y borjón, se encuentran en el rango obtenido para el camu camu.

3.2 ESTUDIO DE LA COCONA (*Solanum sessiliflorum* Dunal)

3.2.1 CARACTERIZACIÓN FÍSICA DE LA COCONA (*Solanum sessiliflorum* Dunal)

El análisis físico de la fruta comprendió las siguientes determinaciones: peso, largo, diámetro, relación largo/diámetro, firmeza de la pulpa, rendimiento de la pulpa, cáscara y semilla, color interno y externo.

En el Anexo B se presentan los valores para la prueba t – student ($\alpha=0,05$), para determinar si existieron diferencias significativas entre los datos de las variables

de la caracterización física, correspondientes a las dos accesiones de cocona estudiadas.

Los resultados de la caracterización física de la fruta se muestran en la Tabla 5, Tabla 6, Figuras 21 y 22.

Tabla 5. Caracterización física de las accesiones 001 y 002 de cocona

| Accesión | Peso (g) | Largo (cm) | Diámetro (cm) | Relación L/D | Firmeza pulpa (kgf) |
|-----------------|------------------|-------------------|----------------------|---------------------|----------------------------|
| 001 | 91,09 ± 30,65 | 5,05 ± 1,30 | 6,12 ± 1,30 | 0,85 ± 0,13 | 7,68 ± 2,68 |
| 002 | 44,51 ± 7,67 | 4,57 ± 0,32 | 4,04 ± 0,32 | 1,14 ± 0,06 | 4,78 ± 1,00 |

Desviación estándar de 30 repeticiones

De acuerdo con los resultados obtenidos en la prueba t – student, se encontraron diferencias significativas ($\alpha=0,05$) entre los valores medios de los pesos correspondientes a las dos accesiones de cocona. La accesión 001 de cocona con 91,09 g es la que presentó el peso promedio más alto, valores similares a los reportados en la literatura por da Silva en 1998.

Según los resultados de la relación entre el largo y el diámetro, la accesión 001 con un valor de 0,85 refleja cuantitativamente que tiene una forma ensanchada y la accesión 002, que presenta una forma alargada, con 1,14.

Con base en los resultados obtenidos en la prueba t – student, se determinó que si existió diferencia altamente significativa ($\alpha=0,05$), entre las medias de las relaciones largo/diámetro de las dos accesiones de cocona.

En la Tabla 7 se puede apreciar que la accesión con mayor firmeza de la pulpa corresponde a la 001 con 7,68 kg-f, Se encontró una diferencia estadísticamente

significativa ($\alpha=0,05$) entre las medias de la firmeza de la pulpa para las dos accesiones de cocona.

Con base en los datos mostrados en las Figuras 21 y 22, la accesión 001 presentó el mayor rendimiento, con 57,51 % de pulpa, 19,01 % de cáscara y 23,48 % de semillas. El rendimiento de pulpa, para las dos accesiones de cocona presenta resultados parecidos a los publicados por el Laboratorio de Nutrición y Análisis de Alimentos Uniamazonia-SINCHI en el año 2000.

La prueba t – student determinó que existe una diferencia estadísticamente significativa ($\alpha=0,05$), al comparar el rendimiento del contenido de semillas de las dos accesiones de cocona.

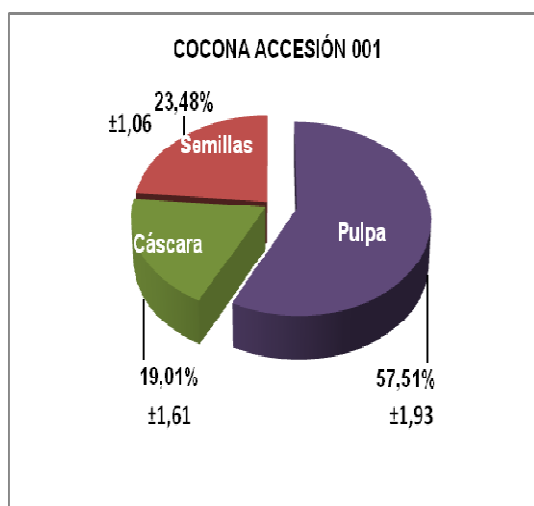


Figura 21. Rendimiento de pulpa, semilla y cáscara de la accesión 001 de cocona

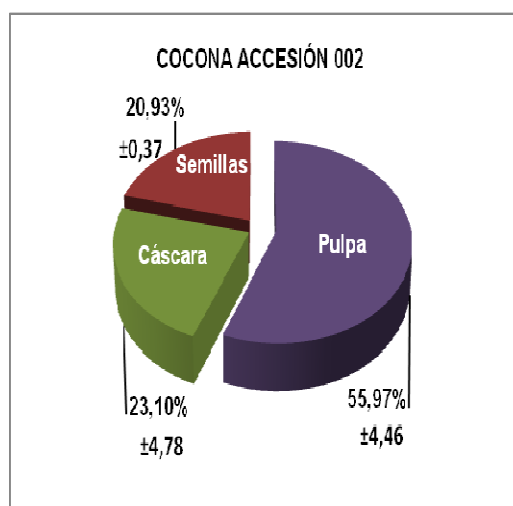


Figura 22. Rendimiento de pulpa, semilla y cáscara de la accesión 002 de cocona

Los resultados determinados para el color externo de la fruta y el color interno en la pulpa de la cocona se presentan en la Tabla 6.

Con base en los resultados obtenidos en la prueba t – student, se determinó que existió diferencia altamente significativa ($\alpha=0,05$), entre las medias del ° H y C; mientras que, para el IO no hubo una diferencia estadísticamente significativa para el color externo de las dos accesiones de cocona. Con respecto al color

interno, se determino que no hubo una diferencia estadísticamente significativa ($\alpha=0,05$) entre todas las medias del °H, C e IO, para el color interno de las dos accesiones de cocona.

Tabla 6. Color externo e interno de dos accesiones de cocona

| ANÁLISIS | COLOR EXTERNO | | | | | |
|--------------|---------------|--------|--------|--------|--------|---------|
| | L | a | b | °H | C | IO |
| ACCESIÓN 001 | 64,66 | 10,92 | 68,74 | 80,86 | 69,63 | 255,40 |
| | ± 0,55 | ± 0,88 | ± 1,74 | ± 0,86 | ± 1,72 | ± 10,41 |
| ACCESIÓN 002 | 55,68 | 18,64 | 57,22 | 71,78 | 60,22 | 247,33 |
| | ± 0,35 | ± 0,74 | ± 1,09 | ± 0,43 | ± 1,24 | ± 32,28 |
| ANÁLISIS | COLOR INTERNO | | | | | |
| | L | a | b | °H | C | IO |
| ACCESIÓN 001 | 55,57 | -2,83 | 27,73 | 84,16 | 27,88 | 61,30 |
| | ± 0,75 | ± 0,00 | ± 0,32 | ± 0,06 | ± 0,32 | ± 1,01 |
| ACCESIÓN 002 | 57,97 | -2,93 | 28,69 | 84,17 | 28,84 | 60,61 |
| | ± 0,17 | ± 0,05 | ± 0,37 | ± 0,03 | ± 0,38 | ± 0,77 |

Desviación estándar de 4 repeticiones

3.2.2 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LA COCONA (*Solanum sessiliflorum* Dunal)

Los resultados de la caracterización química en la pulpa de la cocona, se muestran en la Tabla 7.

En el Anexo B se presentan los valores para la prueba t – student ($\alpha=0,05$), para determinar si existieron diferencias significativas entre los datos de las variables de la caracterización química correspondientes a las dos accesiones de cocona estudiadas.

Tabla 7. Caracterización química de la pulpa de dos accesiones de cocona

| ANÁLISIS | | COCONA Accesión 001 | COCONA Accesión 002 |
|--|------------------|--------------------------------|--------------------------------|
| Humedad (%) | | 92,13 ± 0,02 | 92,37 ± 0,16 |
| Cenizas (%) | | 0,34 ± 0,01 | 0,49 ± 0,02 |
| pH | | 3,54 ± 0,10 | 3,41 ± 0,10 |
| Acidez titulable (% ác. cítrico) | | 2,37 ± 0,10 | 2,70 ± 0,20 |
| Sólidos solubles (°Brix)* | | 6,09 ± 0,50 | 6,04 ± 0,23 |
| Azúcares totales (%) | | 1,10 ± 0,00 | 0,61 ± 0,04 |
| Azúcares reductores (%) | | 0,79 ± 0,03 | 0,41 ± 0,01 |
| Vitamina C (mg/100 g) | | 14,50 ± 0,33 | 12,58 ± 0,76 |
| Polifenoles totales (mg/100 g) | | 0,59 ± 0,04 | 0,48 ± 0,03 |
| Carotenoides totales (mg/100 g) | | 0,35 ± 0,00 | 0,30 ± 0,01 |
| Antocianinas (mg/100 g) | | ND | ND |
| Capacidad antioxidante (mg/100 g) | | 15,44 | 13,36 |
| Minerales (µg/g) | Calcio | 401 | 458 |
| | Magnesio | 236 | 229 |
| | Fósforo | 24 | 69 |
| | Potasio | 454 | 282 |
| | Sodio | 488 | 382 |
| | Hierro | 16 | 13 |
| | Zinc | 3 | 4 |
| | Manganeso | 1 | ND |
| | Cobre | 1 | 2 |
| Minerales (µg/kg) | Selenio | 0,02 | 0,02 |
| | Cadmio | 2 | 3 |
| | Plomo | 10 | 10 |

En base fresca ± desviación estándar de 3 repeticiones

*En base fresca ± desviación estándar de 30 repeticiones

ND: no detectado

- **Humedad y Cenizas**

Al comparar los resultados de la prueba estadística t-student, se estableció que el porcentaje de humedad obtenido para cada uno de las accesiones de cocona no presentó una variación significativa ($\alpha=0,05$).

En relación con los resultados presentados en la Tabla 7, se puede observar que la accesión 001 y la accesión 002 de cocona mostraron un porcentaje de cenizas de 0,34 y 0,49 %, respectivamente. Estos valores son inferiores a los presentados por la CORPEI en el 2005, los que se encuentran en un rango de 0,60 %.

Al comparar los resultados de la prueba estadística t-student, se estableció que el porcentaje de cenizas obtenido para cada uno de las accesiones de cocona presentó una variación altamente significativa ($\alpha=0,05$).

- **pH y acidez titulable**

De los datos expuestos en la Tabla 7 se puede observar que las accesiones presentan valores similares de pH, de acuerdo con la prueba estadística t – student, no existen diferencias significativas.

En la Figura 23, se presentan los valores encontrados para el pH y la acidez titulable para las dos accesiones de cocona. La a accesión 002 tiene una mayor acidez, con 2,70 %. Estas accesiones tienen valores superiores a los reportados por la CORPEI en el 2005, los que se encuentran alrededor de 1,78 %.

Los resultados de la prueba estadística t-student, se determinó que existe diferencia significativa ($\alpha=0,05$) entre la acidez de las dos accesiones de cocona.

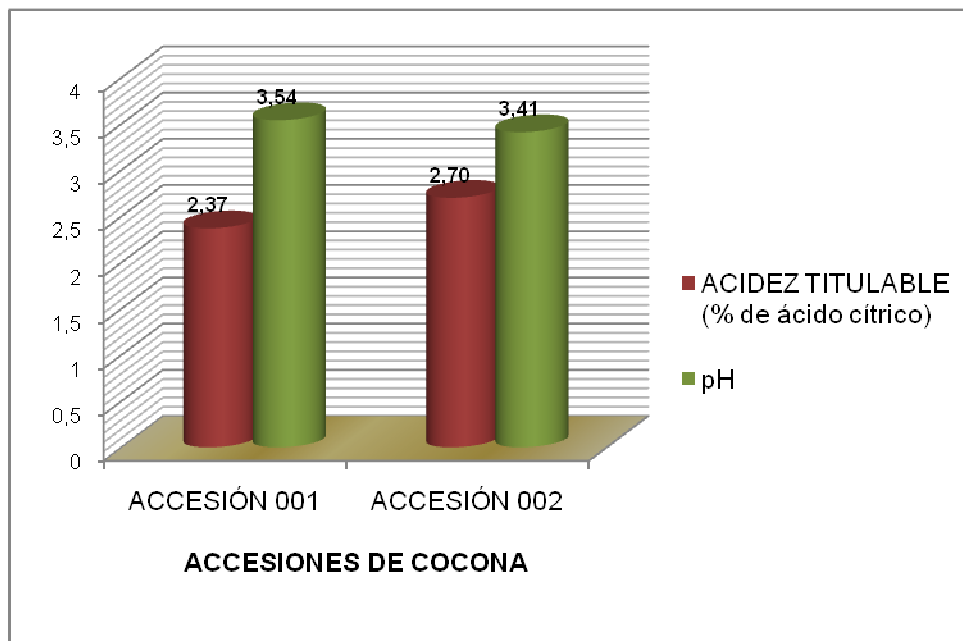


Figura 23. Valor promedio del pH y la acidez titulable de las dos accesiones de cocona

- **Contenido de sólidos solubles**

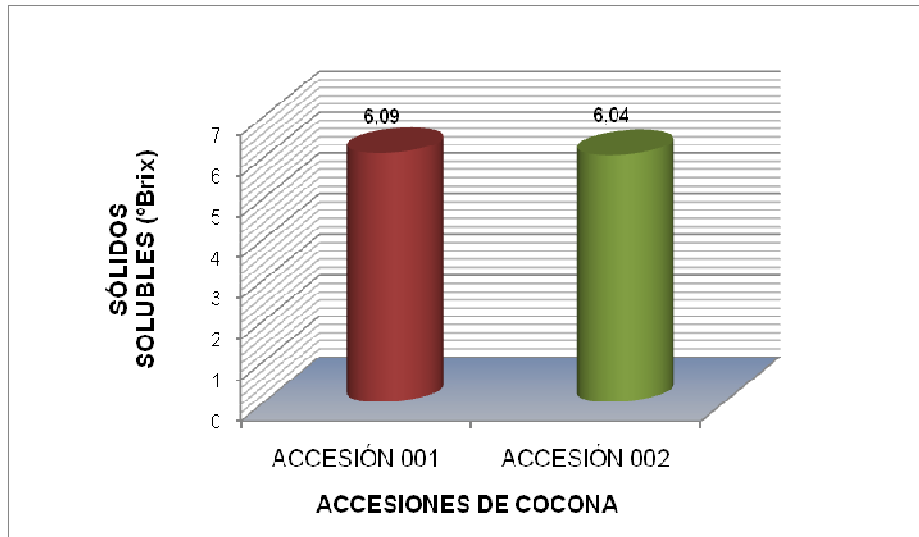


Figura 24. Contenido de sólidos solubles en las dos accesiones de cocona

En la Figura 24, se presenta el contenido de los sólidos solubles, que no presentaron diferencia significativa. Estos valores se encuentran alrededor de los valores reportados por el Laboratorio de Nutrición y Análisis de Alimentos Uniamazonia-SINCHI (2000), los que se encuentran en un rango de 6 a 7° Brix.

- **Relación de sabor**

Los datos presentados en la Tabla 8 señalan que esta fruta no es dulce. Los valores son inferiores a los encontrados por Andrade *et al*; en 1996, que se encuentra en 5,93. Por lo general, el sabor se relaciona con el manejo agronómico, las variedades y el ecosistema en el cual se desarrolla el cultivo, que para el caso de esta investigación se desarrollo bajo sistemas agroforestales y en condiciones amigables con el medio ambiente.

Tabla 8. Relación de sabor de las dos accesiones de cocona

| ANÁLISIS | ACCESIÓN 001 | ACCESIÓN 002 |
|--|--------------|--------------|
| Relación de Sabor (Sólidos Solubles/Acidez) | 2,57 | 2,23 |

- **Contenido de azúcares totales y reductores**

En la figura 25 se muestra el contenido de azúcares totales, azúcares reductores y de sacarosa.

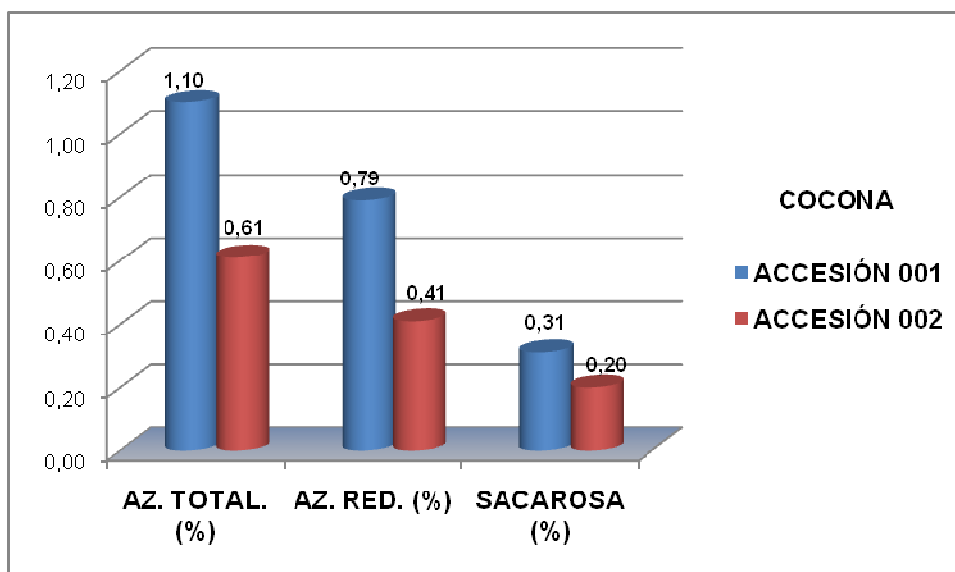


Figura 25. Contenido de azúcares totales, azúcares reductores y de sacarosa en dos accesiones de cocona

El porcentaje de azúcares totales y reductores obtenido para cada una de las accesiones de cocona presentó una variación altamente significativa ($\alpha=0,05$). El contenido de sacarosa se obtuvo al restar del contenido de azúcares totales el contenido de azúcares reductores y corresponde a 0,31 % para la accesión 001 y de 0,20 % para la accesión 002.

- **Contenido de vitamina C**

Entre las accesiones 001 y 002 de cocona los datos que presentaron fueron de 14,50 y 12,58 mg/100 g de vitamina C, respectivamente, valores expuestos en la Tabla 7 y en la Figura 26, los cuales concuerdan con los publicados por el Laboratorio de Nutrición y Análisis de Alimentos Uniamazonia-SINCHI en el 2000.

Se determinó que existe diferencia significativa ($\alpha=0,05$) en el contenido de vitamina C de las dos accesiones de cocona.

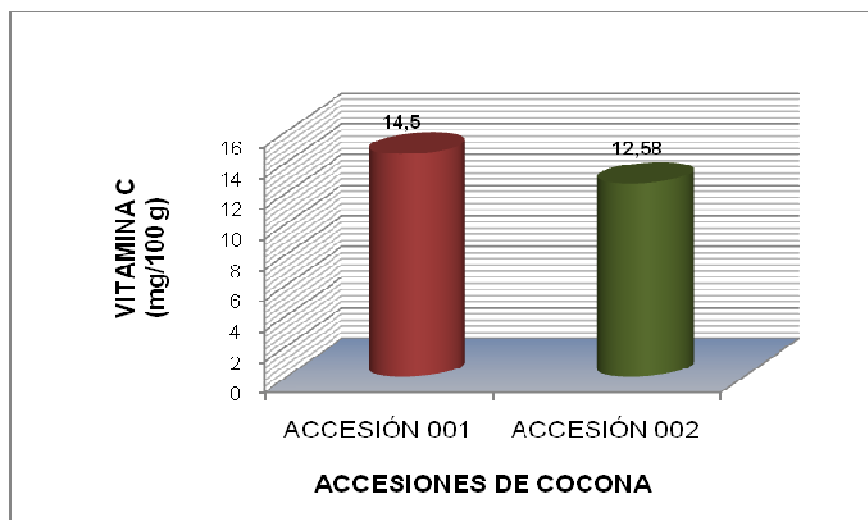


Figura 26. Contenido de vitamina C de las dos accesiones de cocona

- **Contenido de polifenoles totales**

En la Figura 27 se presentan los datos obtenidos del contenido de polifenoles totales, los que se muestran en base seca para facilitar su comparación. La

accesión 001 fue la que mayor contenido presentó con 7,03 mg/100 g con relación a la 002 con 5,58 mg/100 g.

Se determinó que estadísticamente existe diferencia significativa ($\alpha=0,05$) entre las dos accesiones de cocona.

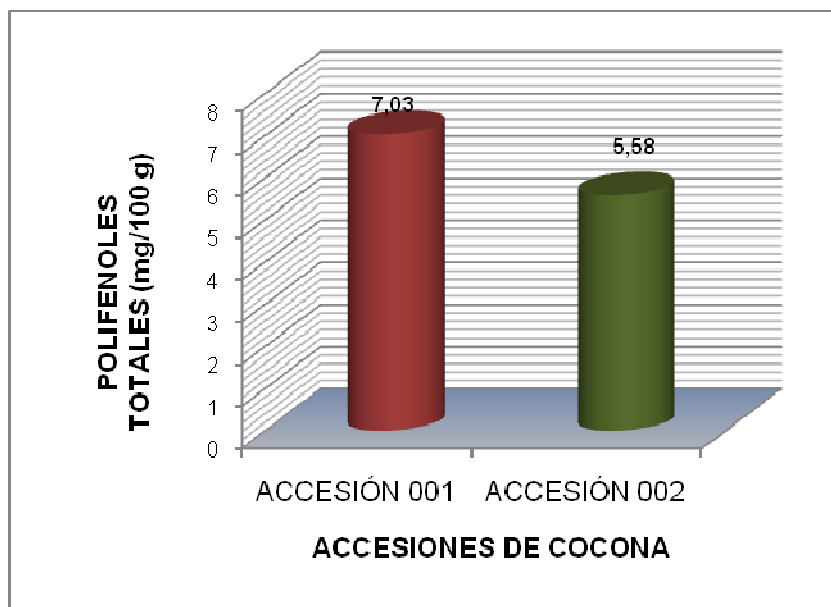


Figura 27. Contenido de polifenoles totales, en las dos accesiones de cocona, en base seca

- **Contenido de carotenoides totales**

De acuerdo a los datos presentados en la Figura 28 se determinó que existe diferencias altamente significativas ($\alpha=0,05$) en el contenido de carotenoides totales. La accesión 001 tiene el mayor valor con 41,3 ug/mg en base seca equivalente a 0,35 mg/100 g en fresco.

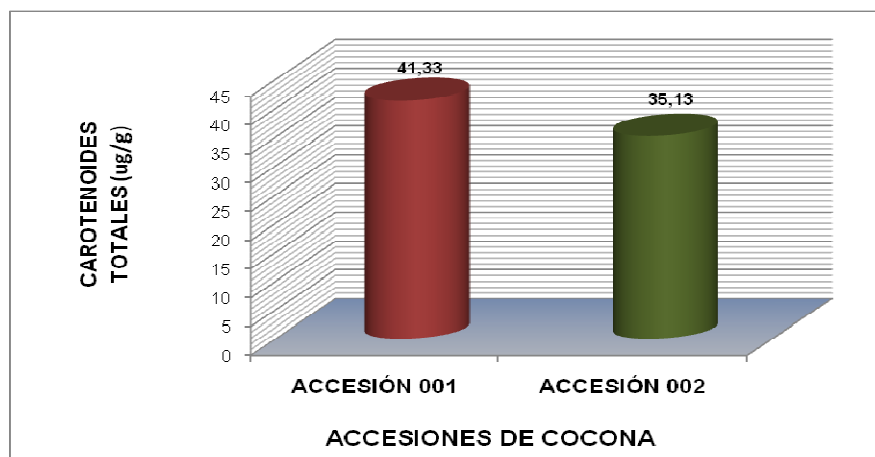


Figura 28. Contenido de carotenoides totales en base seca en las dos accesiones de cocona

- **Capacidad antioxidante total**

Los resultados presentados en la Tabla 7 relacionados con la capacidad antioxidante, estadísticamente se encontró una variación significativa ($\alpha=0,05$) entre las dos accesiones de cocona. La accesión 001 presentó el mayor contenido con 15,44 mg/100 g de fruta fresca, frente a 13,36 mg/100 g de la accesión 002.

- **Contenido de macro y micro elementos**

Los resultados de los macro y micro elementos se muestran en las Figuras 29 y 30.

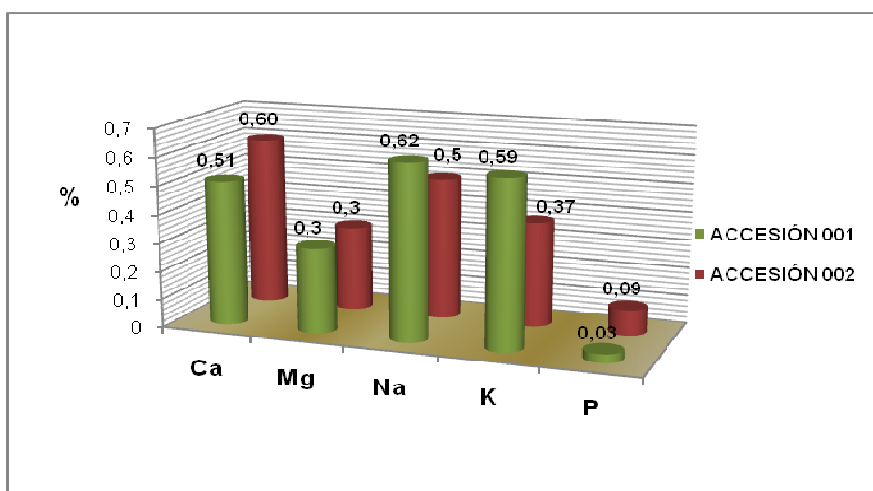


Figura 29. Contenido de macroelementos, en base seca, de las dos accesiones de cocona

Los datos de la Figura 29, para facilidad en la comparación de los resultados se presentan en base seca. La accesión 002 tiene un contenido mayor de calcio con 0,60 %, mientras que la accesión 001 presentó valores mayores para sodio y potasio con 0,62 % y 0,59 %, respectivamente.

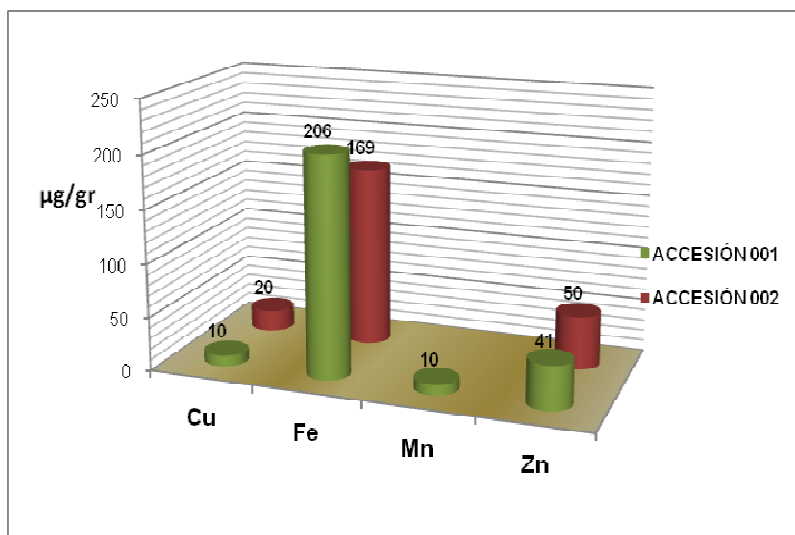


Figura 30. Contenido de microelementos, en base seca, de las dos accesiones de cocona

Respecto a los microelementos, se pudo establecer que el hierro con 206 y 169 µg/g se encuentra en mayor cantidad, en la accesión 001 y 002, respectivamente, con relación a los otros elementos.

- **Contenido de selenio, cadmio y plomo**

De acuerdo con la Tabla 7, el selenio, plomo y cadmio se encontró en igual cantidad en las dos accesiones de cocona.

Los valores obtenidos para estos metales se encuentran dentro de los contenidos permitidos para las frutas, por la Unión Europea (contenido máximo mg/kg peso fresco: 0,05 Cd, 0,10 Pb).

Esta fruta no representa un gran aporte de Selenio, ya que los requerimientos nutricionales diarios para este metal, considerado un oligoelemento, es de 50 a 75 µg/día en peso fresco.

3.3 ESTUDIO DE LA GUAYABA (*Psidium guajava* L.)

3.3.1 CARACTERIZACIÓN FÍSICA DE LA GUAYABA (*Psidium guajava* L.)

Se caracterizó la fruta en su estado de madurez comestible y los resultados de la caracterización física de la guayaba se muestran en las Tablas 9, 10 y en la Figuras 31, 32, 33, 34, 35 y 36.

En el Anexo C, se presentan los valores obtenidos del análisis físicos de comparación de múltiples muestras Anova ($\alpha=0,05$), para determinar si existió diferencias significativas entre los datos de las variables de la caracterización física, correspondientes a las cuatro accesiones de guayaba, estudiadas

Tabla 9. Datos promedios del peso, largo, diámetro, relación L/D y firmeza de las cuatro accesiones de guayaba

| GUAYABA | Peso (g) | Largo (cm) | Diámetro (cm) | Relación L/D | Firmeza fruta (kg-f) |
|----------------------------|---------------------|-----------------------|--------------------------|-------------------------|---------------------------------|
| ACCESIÓN 001 | 57,19 ± 22,56 | 5,05 ± 0,74 | 4,68 ± 0,82 | 1,08 ± 0,06 | 2,11 ± 0,07 |
| ACCESIÓN 002 | 73,53 ± 31,75 | 5,75 ± 0,99 | 4,94 ± 0,71 | 1,15 ± 0,06 | 2,73 ± 1,47 |
| ACCESIÓN 006 | 32,71 ± 11,91 | 3,97 ± 0,51 | 3,81 ± 0,48 | 1,04 ± 0,07 | 1,62 ± 0,52 |
| ACCESIÓN Por clasificar | 65,35 ± 21,64 | 5,40 ± 0,69 | 4,81 ± 0,54 | 1,12 ± 0,05 | 2,36 ± 0,62 |

Desviación estándar de 20 repeticiones

Los valores presentados en la Tabla 9 y en la Figura 31, señalan que la accesión 002 presentó el peso promedio mayor con 73,53 g; mientras que la accesión 006 presentó el menor valor con 32,71 g, información que concuerda con lo reportado por Salunkhe y Kadam, en 1995, quienes encontraron los pesos de guayaba en un rango de 20 a 150 gramos.

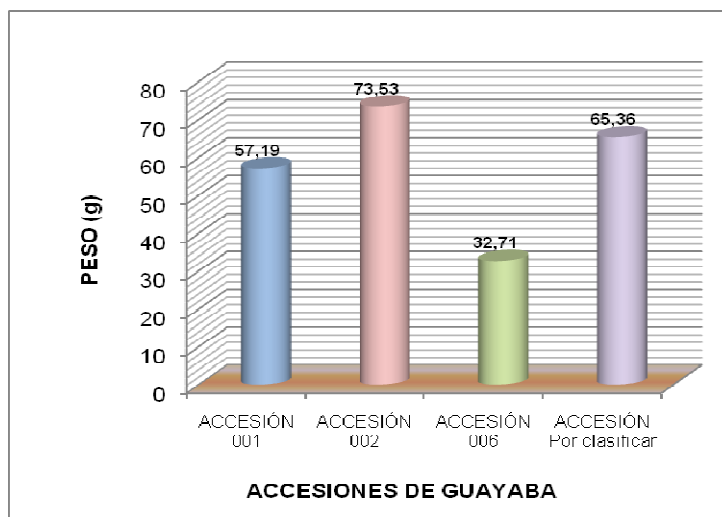


Figura 31. Datos promedio del peso de las cuatro accesiones de guayaba

El análisis estadístico de comparación de múltiples muestras para el peso, señala que existió una diferencia significativa ($\alpha=0,05$) entre la accesión 006 con respecto a las otras accesiones.

Se encontró que no existió diferencia estadísticamente significativa ($\alpha=0,05$) entre las medias de la relación largo/diámetro de la accesión 001 y la accesión 006 de guayaba. Esta relación para las cuatro accesiones de guayaba es mayor que el valor de uno, lo cual indica que esta fruta es ligeramente alargada en las accesiones 001 y 006, y alargada en las accesiones 002 y Por clasificar.

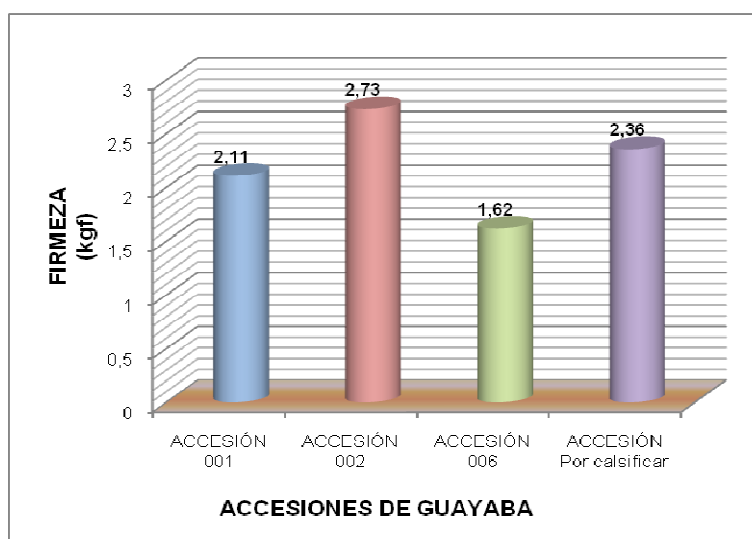


Figura 32. Firmeza de la fruta en las cuatro accesiones de guayaba

En la Figura 32 se puede observar que la accesión 002 fue la más firme con 2,73 kgf y la accesión más suave fue la accesión 006 con 1,62 kgf, en el análisis de comparación de múltiples muestras ($\alpha=0,05$) se encontraron diferencias significativas entre la accesión 006 con respecto a las otras accesiones.

En relación con los porcentajes presentados en las Figuras 33, 34, 35 y 36, la accesión con mayor rendimiento de pulpa fue la 006 con 66,34 % y con menor rendimiento de semillas con 7,01%; mientras que la accesión que presentó el menor rendimiento fue la 001 con 55,97 % y el mayor rendimiento de semillas con 15,34 %.

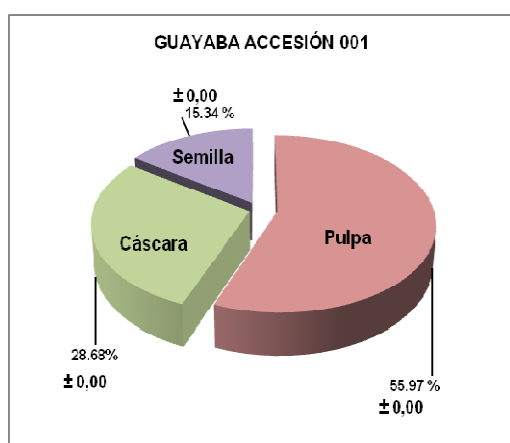


Figura 33. Rendimiento en pulpa, semilla y cáscara de la accesión 001 de guayaba

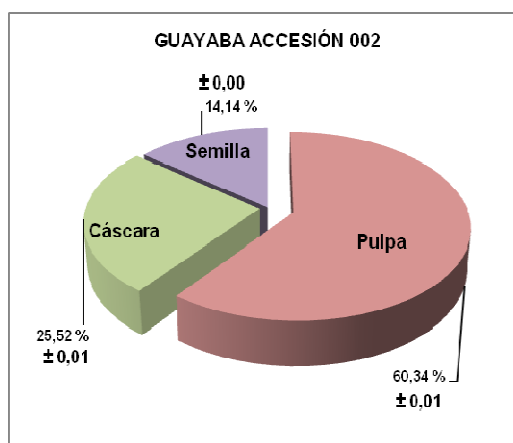


Figura 34. Rendimiento en pulpa, semilla y cáscara de la accesión 002 de guayaba

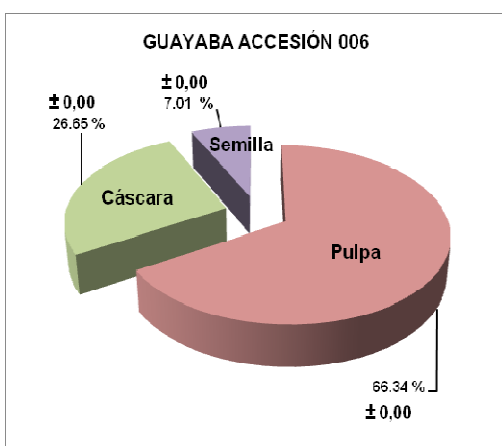


Figura 35. Rendimiento en pulpa, semilla y cáscara de la accesión 006 de guayaba

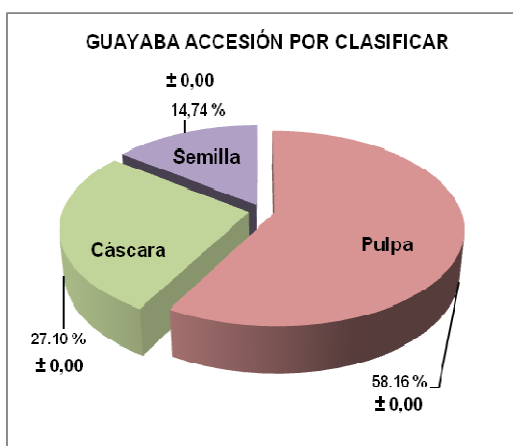


Figura 36. Rendimiento en pulpa, semilla y cáscara de la accesión por clasificar

En el análisis estadístico de comparación de muestras múltiples, se determinó que hubo diferencia significativa ($\alpha=0,05$) entre todas las accesiones de guayaba, con respecto al rendimiento en pulpa, semilla y cáscara.

Los resultados obtenidos en la medición de color (L, a, b) y los calculados (\bar{H} , C, IO) de las cuatro accesiones de guayaba se presentan en la Tabla 10.

Tabla 10. Color externo e interno en las cuatro accesiones de guayaba

| ANÁLISIS | Variable | ACCESIÓN 001 Pulpa roja | ACCESIÓN 002 Pulpa rosada | ACCESIÓN 006 Pulpa blanca | ACCESIÓN Por clasificar Pulpa rosada |
|--------------------------|----------|-------------------------------|---------------------------------|---------------------------------|--|
| COLOR EXTERNO | L | 49,69 ± 3,79 | 65,32 ± 2,68 | 73,25 ± 0,44 | 57,51 ± 3,23 |
| | a | -5,75 ± 0,40 | -4,61 ± 0,23 | -5,70 ± 0,39 | -5,18 ± 0,31 |
| | b | 47,23 ± 2,25 | 51,27 ± 4,76 | 46,37 ± 2,79 | 49,26 ± 3,50 |
| | ° H | 82,91 ± 0,56 | 84,62 ± 0,48 | 82,91 ± 0,64 | 83,89 ± 0,52 |
| | C | 47,59 ± 2,22 | 51,50 ± 4,78 | 47,59 ± 2,22 | 49,02 ± 0,73 |
| | IO | 189,17 ± 44,08 | 134,24 ± 67,05 | 89,50 ± 8,21 | 145,43 ± 11,06 |
| COLOR INTERNO | L | 42,05 ± 0,15 | 40,70 ± 0,26 | 56,34 ± 0,49 | 41,37 ± 0,20 |
| | a | 9,74 ± 0,34 | 12,51 ± 0,04 | 3,60 ± 0,13 | 11,13 ± 0,19 |
| | b | 12,67 ± 0,51 | 9,15 ± 0,43 | 13,62 ± 0,37 | 10,91 ± 0,47 |
| | ° H | 52,23 ± 2,23 | 36,13 ± 1,57 | 74,91 ± 0,33 | 44,33 ± 1,68 |
| | C | 16,02 ± 0,34 | 15,52 ± 0,14 | 13,80 ± 0,41 | 15,60 ± 0,17 |
| | IO | 51,63 ± 1,34 | 46,56 ± 1,17 | 21,10 ± 0,42 | 49,05 ± 0,84 |

Desviación estándar de 3 repeticiones

El análisis estadístico del color externo determinó que no existen diferencias significativas ($\alpha=0,05$), entre las medias del valor de \bar{H} , para la a ccesión 002 con respecto a las accesiones 001 y 006 de guayaba. En el color interno, se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre todas las accesiones.

En la cromaticidad del color externo, se estableció que no existió variación estadísticamente significativa ($\alpha=0,05$) entre las medias de las cuatro accesiones

de guayaba; para el color interno se determinó que existió variación significativa ($\alpha=0,05$) entre la media de la accesión 006 con respecto a las otras accesiones.

El índice de oscurecimiento para el color externo, se encontró diferencia estadísticamente significativa ($\alpha=0,05$) entre la accesión 006 con respecto a las otras accesiones. En el color interno, se estableció que existe diferencias significativa ($\alpha=0,05$) entre todas las accesiones de guayaba.

3.3.2 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LA GUAYABA (*Psidium guajava* L.)

En la Tabla 11 se presenta los resultados de la caracterización química en la pulpa de cuatro accesiones de guayaba.

Tabla 11. Caracterización química de cuatro accesiones de pulpa de guayaba

| ANÁLISIS | | GUAYABA Accesión 001 | GUAYABA Accesión 002 | GUAYABA Accesión 006 | GUAYABA Accesión Por clasificar |
|-----------------------------------|-----------|-------------------------|-------------------------|-------------------------|---------------------------------------|
| Humedad (%) | | 82,77 ± 0,92 | 88,13 ± 0,13 | 86,65 ± 0,20 | 87,61 ± 0,02 |
| Cenizas (%) | | 0,39 ± 0,11 | 0,31 ± 0,01 | 0,54 ± 0,02 | 0,31 ± 0,04 |
| pH | | 3,45 ± 0,05 | 3,45 ± 0,08 | 4,13 ± 0,01 | 3,47 ± 0,02 |
| Acidez titulable (% ác. cítrico) | | 0,95 ± 0,00 | 0,97 ± 0,03 | 0,44 ± 0,02 | 0,96 ± 0,01 |
| Sólidos solubles (°Brix)* | | 9,36 ± 1,18 | 8,63 ± 1,34 | 9,37 ± 0,79 | 8,99 ± 0,23 |
| Azúcares totales (%) | | 4,54 ± 0,00 | 1,91 ± 0,05 | 3,46 ± 0,30 | 2,38 ± 0,04 |
| Azúcares reductores (%) | | 2,43 ± 0,12 | 1,10 ± 0,01 | 2,94 ± 0,06 | 1,55 ± 0,03 |
| Vitamina C (mg/100g) | | 71,72 ± 4,94 | 81,73 ± 0,94 | 124,44 ± 2,69 | 99,33 ± 5,76 |
| Polifenoles totales (mg/100 g) | | 2,74 ± 0,14 | 1,19 ± 0,19 | 0,49 ± 0,01 | 1,81 ± 0,04 |
| Carotenoides totales (mg/100 g) | | 1,88 ± 0,00 | 1,10 ± 0,05 | 0,30 ± 0,01 | 1,74 ± 0,04 |
| Antocianinas (mg/100g) | | ND | ND | ND | ND |
| Capacidad antioxidante (mg/100 g) | | 76,34 | 84,02 | 125,23 | 102,88 |
| Minerales (µg/g) | Calcio | 879 | 499 | 601 | 632 |
| | Magnesio | 241 | 202 | 200 | 211 |
| | Fósforo | 17 | ND | ND | ND |
| | Potasio | 2.222 | 926 | 1.034 | 1.486 |
| | Sodio | 689 | 499 | 401 | 743 |
| | Hierro | 31 | 21 | 22 | 31 |
| | Zinc | 6 | 4 | 5 | 5 |
| | Manganeso | ND | ND | ND | ND |
| Minerales (µg/kg) | Cobre | 1 | 1 | 2 | 1 |
| | Selenio | 0,03 | 0,03 | 0,03 | 0,03 |
| | Cadmio | 10 | 6 | 8 | 6 |
| | Plomo | 24 | 17 | 19 | 17 |

En base fresca ± desviación estándar de 3 repeticiones

ND: no detectado

*En base fresca ± desviación estándar de 20 repeticiones

- **Contenido de humedad y cenizas**

En relación con los datos presentados en la Tabla 11 se encontró diferencia estadísticamente significativa ($\alpha=0,05$) entre la accesión que se encuentra por clasificar y la 002, con respecto a las accesiones 001 y 006 para el contenido de humedad. Con relación al contenido de cenizas la accesión 006 tiene diferencia significativa con relación a las otras tres accesiones.

- **pH y acidez titulable**

La accesión 006 de guayaba presentó un pH superior, con 4,13, respecto a las accesiones 001, 002 y la por clasificar. El contenido de ácido cítrico con 0,44 % fue menor en la accesión 006; mientras que, para las otras accesiones fue similar, alrededor de 0,96 %.

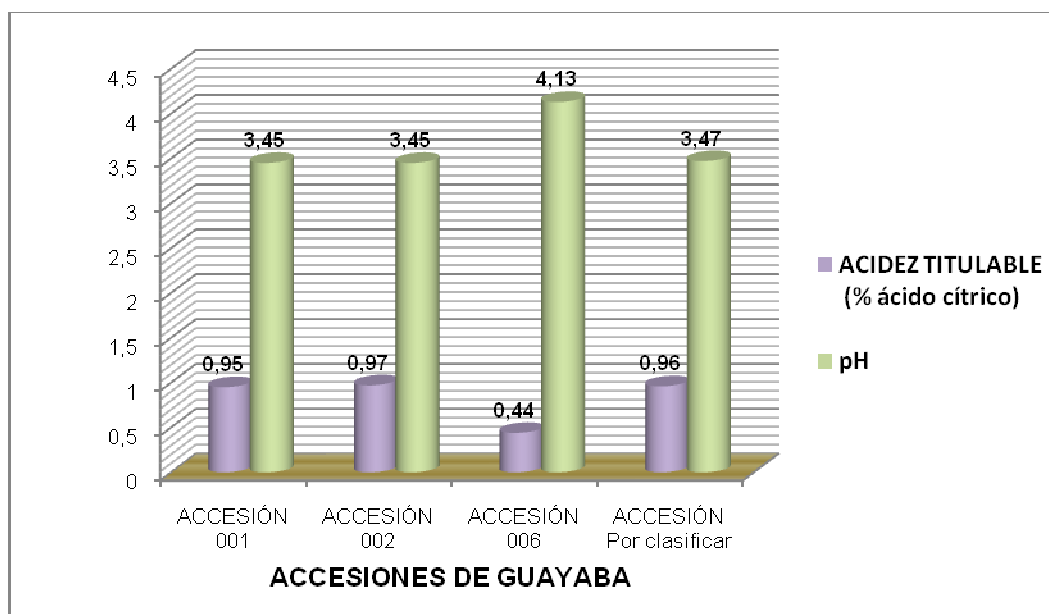


Figura 37. Datos promedio del pH y de la acidez titulable en cuatro accesiones de guayaba

Según el análisis estadístico de comparación de múltiples muestras, se determinó que no existió variación ($\alpha=0,05$) para el pH y la acidez entre la accesión 001, 002 y P.C., mientras que si hubo una variación estadísticamente significativa entre la accesión 006, con respecto a las otras accesiones de guayaba.

- **Contenido de sólidos solubles**

En la Tabla 11 y en la Figura 38 se puede observar que las accesión 001 y 006 presentaron mayor contenido de sólidos solubles. Según el análisis estadístico existe variación significativa ($\alpha=0,05$) entre la accesiones 002 con 8,63° Brix con relación a las accesiones 001 y 006 con 9,36 y 9,42° Brix, respectivamente.

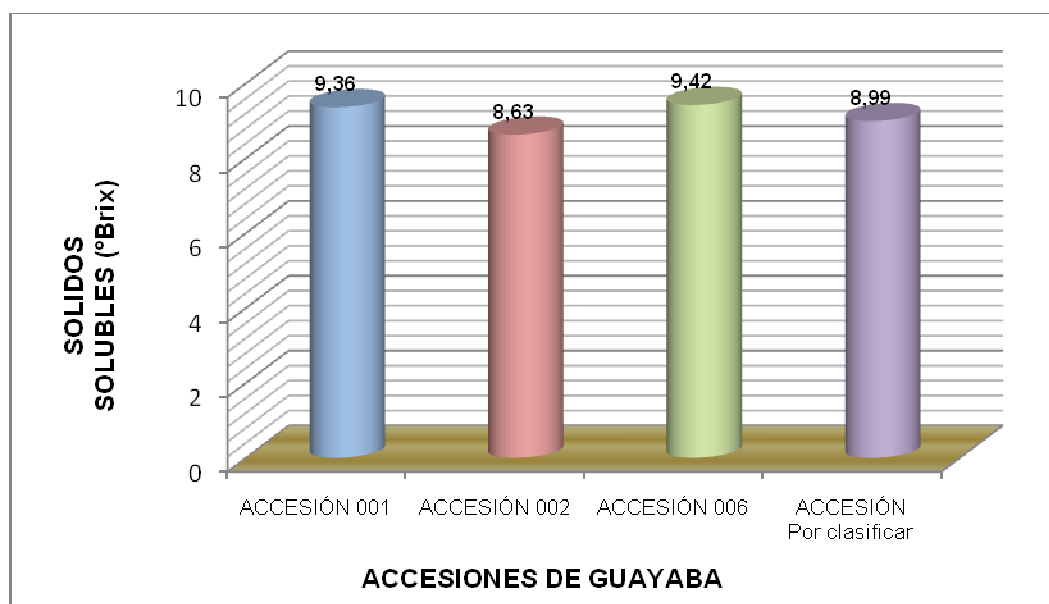


Figura 38. Contenido de sólidos solubles en cuatro accesiones de guayaba

- **Relación de sabor**

Según los datos presentados en la Tabla 11, del contenido de sólidos solubles y de la acidez titulable, se obtiene la relación de sabor para las cuatro accesiones de guayaba, información que se presenta en la Tabla 12. La accesión 006 presentó el valor más alto con 21,31.

Tabla 12. Relación de sabor en las cuatro accesiones de guayaba

| ANÁLISIS | ACCESIÓN 001 | ACCESIÓN 002 | ACCESIÓN 006 | ACCESIÓN P.C. |
|--|--------------|--------------|--------------|---------------|
| Relación de Sabor Sól. Solubles/Acidez | 9,85 | 8,90 | 21,31 | 9,36 |

- **Contenido de azúcares totales y reductores**

En la Figura 39 y en la Tabla 11 se muestran los contenidos de azúcares totales y reductores y sacarosa.

En cuanto al contenido de azucares totales, se determinó que existe diferencias estadísticamente significativas ($\alpha=0,05$) entre la accesión 001 con relación a las tres accesiones de guayaba.

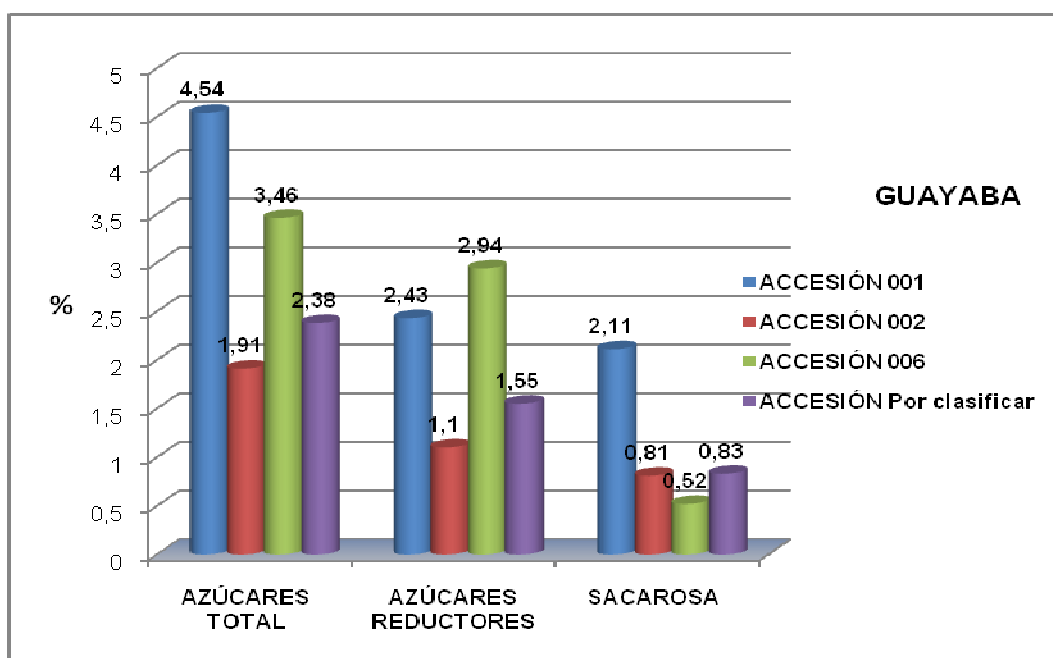


Figura 39. Porcentaje de azúcares totales, reductores y sacarosa, en las cuatro accesiones de guayaba, base fresca

Según el análisis estadístico de comparación de muestras múltiples, se determinó que existen diferencias significativas ($\alpha=0,05$) en el contenido de azúcares reductores entre las cuatro accesiones de guayaba.

Las accesiones que presentan el mayor contenido de azúcares totales y reductores en fruta fresca son la 001 con un valor de 4,54 % y la 006 con 2,94 %, respectivamente.

- **Contenido de vitamina C**

En relación a los datos presentados en la Figura 40 se pudo observar que la accesión 006 tiene el mayor contenido de vitamina C con 124,44 mg/100 g, mientras que la accesión 001 fue la que presentó el menor contenido con 71,72 mg/100 g. Se encontró una diferencia estadísticamente significativa ($\alpha=0,05$) con respecto al contenido de vitamina C entre las cuatro accesiones de guayaba.

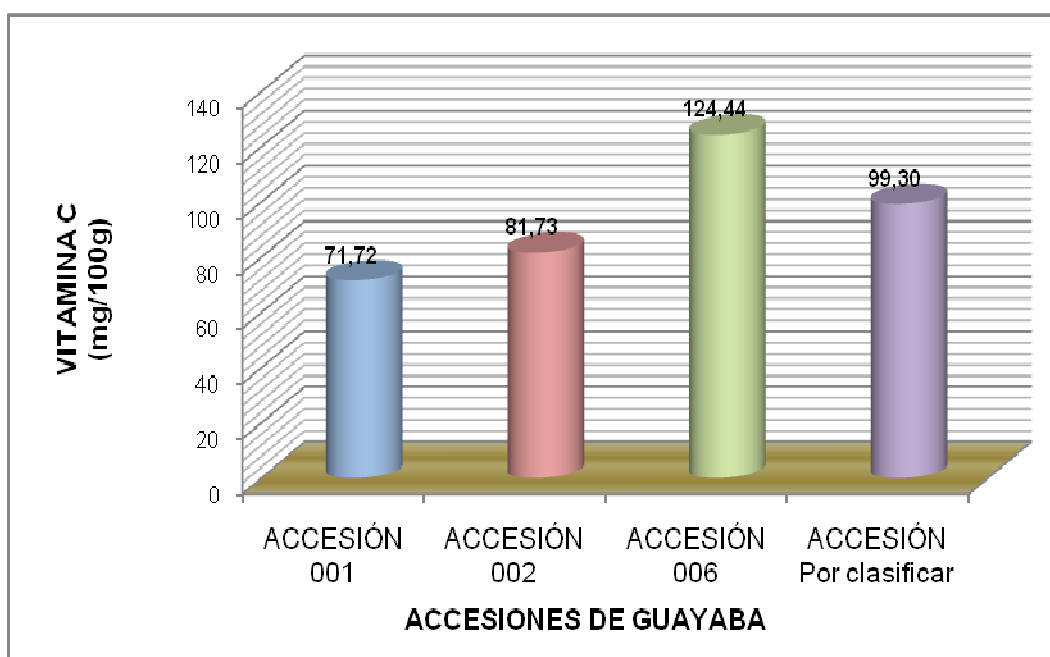


Figura 40. Contenido de vitamina C en las cuatro accesiones de guayaba, en base fresca

- **Polifenoles totales**

En la Figura 41 se visualiza el contenido de polifenoles en las cuatro accesiones, resultados que se presentan en base seca para facilitar la interpretación. La accesión que presentó el mayor valor fue la 001, con 20,61 mg/100 g y el menor valor la 006 con 3,91 mg /100 g.

El análisis estadístico estableció que existen diferencias significativas ($\alpha=0,05$) entre las cuatro accesiones de guayaba.

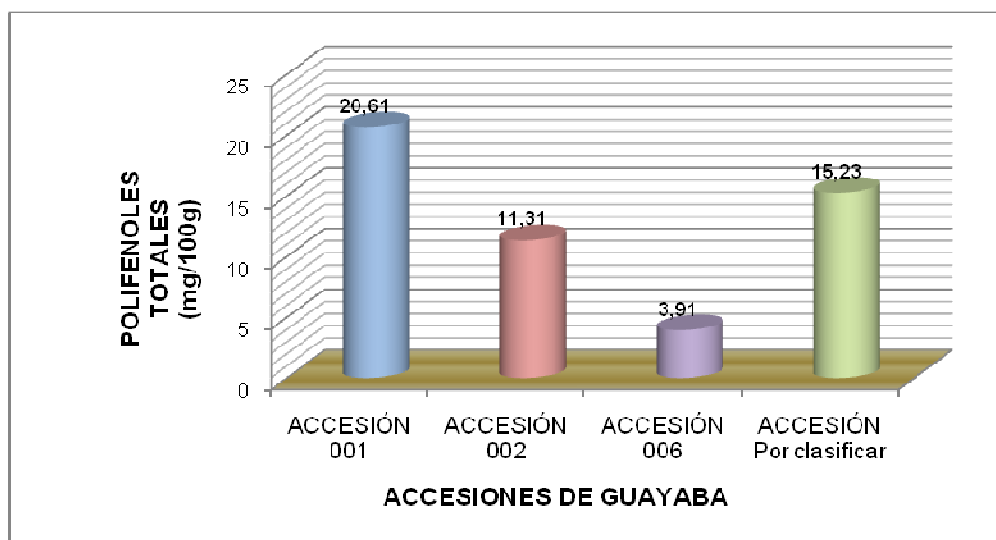


Figura 41. Contenido de polifenoles totales en cuatro accesiones de guayaba, en base seca

- **Contenido de carotenoides totales**

Los resultados expuestos en la Figura 42, señalan que la accesión con mayor contenido de carotenoides es la 001 con 141,45 mg/100 g, mientras que la accesión 006 presentó el menor valor con 23,49 mg/100 g, información calculada en base seca por fines comparativos.

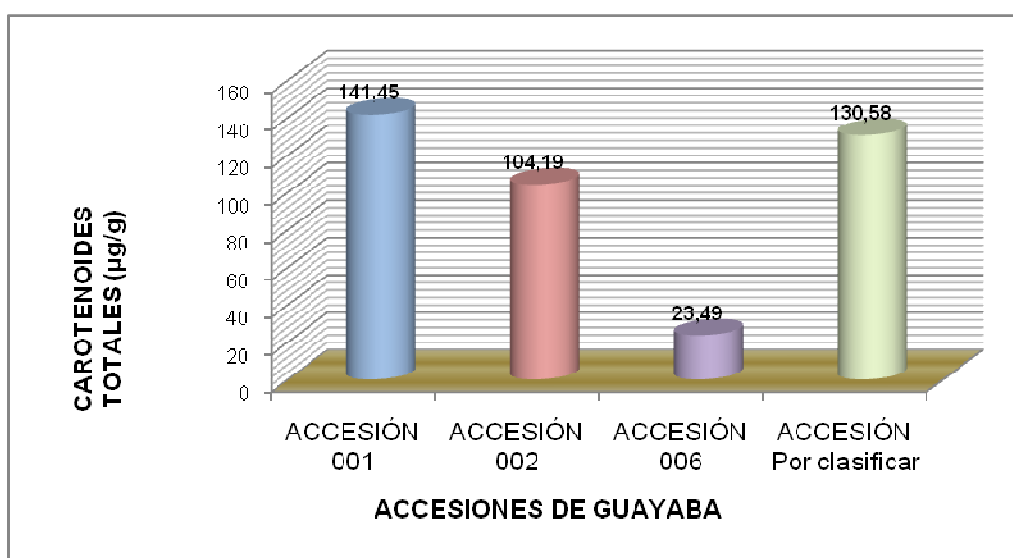


Figura 42. Contenido de carotenoides totales en cuatro accesiones de guayaba, en base seca

En el análisis estadístico, se estableció que existen diferencias significativas ($\alpha=0,05$) entre todos los valores reportados como carotenoides totales, para las cuatro accesiones de guayaba.

- **Capacidad antioxidante**

Al sumar los resultados obtenidos del contenido de vitamina C, carotenoides y polifenoles totales, se estableció un valor aproximado, que representa a los principales compuestos antioxidantes presentes en esta fruta.

La accesión que presentó la mayor capacidad antioxidante fue la 006 con 938,05 mg/100 g en base seca, equivalente a 125,23 mg/100 g de fruta fresca.

- **Contenido de macroelementos**

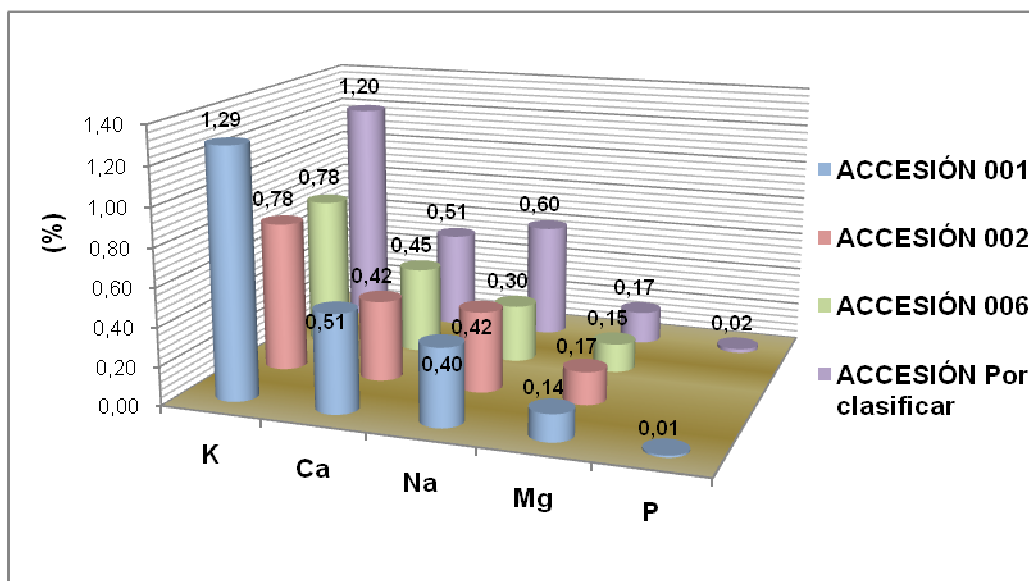


Figura 43. Datos promedio del contenido de macroelementos en cuatro accesiones de guayaba, en base seca

De acuerdo con la Figura 43, las accesiones 001 y Por clasificar fueron las que presentaron un contenido mayor de potasio con 1,29 y 1,20 % respectivamente. El fósforo se encontró en cantidades no detectables o mínimas como las obtenidas para las accesiones 001 y Por clasificar.

- **Contenido de microelementos**

En la Figura 44 se presentan los resultados en base seca, obtenidos para el hierro, cobre y zinc, el manganeso no se detectó por espectrofotometría de absorción atómica, metodología utilizada para este análisis.

El hierro se encontró en cantidades superiores en las cuatro accesiones de guayaba, el valor mayor presento la Por clasificar con 247 ppm y de zinc con 43 ppm. Esta fruta tiene contenidos bajos de cobre sobresaliendo la accesión 006 con 15 µg/g.

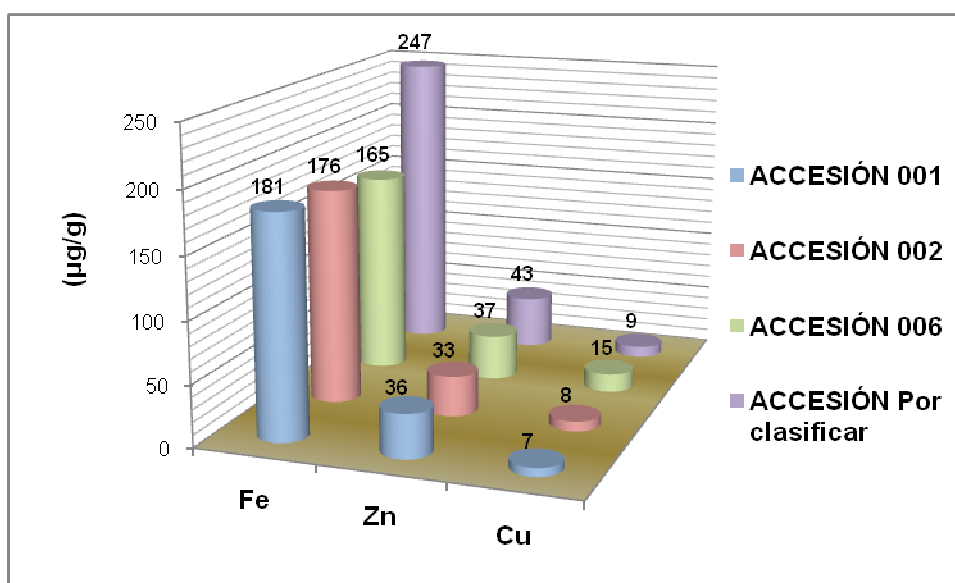


Figura 44. Contenido de microelementos en cuatro accesiones de guayaba, en base seca

- **Contenido de cadmio, plomo y selenio**

En la Tabla 13 se presentan los resultados obtenidos para el contenido de cadmio, plomo y selenio en base fresca, para ayudar en la interpretación en la Figura 45 se esquematiza esta información en base seca. Las cuatro accesiones de guayaba presentaron, entre ellas, contenidos similares para los cuatro elementos.

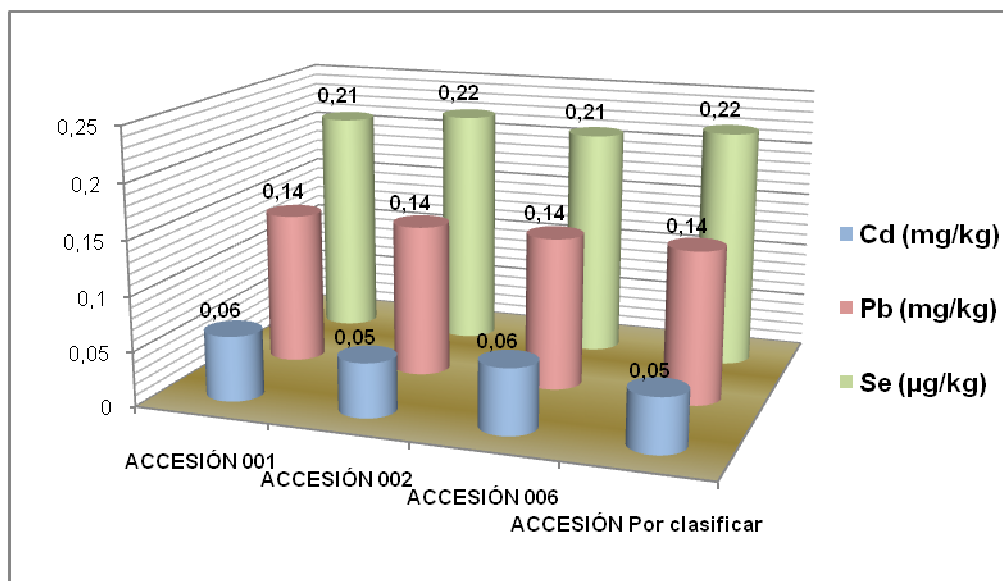


Figura 45. Contenido de cadmio, plomo y selenio en cuatro accesiones de guayaba, en base seca

3.4 SELECCIÓN DE LA MEJOR ACCESIÓN POR SUS CARACTERÍSTICAS NUTRICIONALES Y FUNCIONALES

Los resultados obtenidos en las diferentes determinaciones realizadas en la caracterización química han permitido seleccionar las accesiones de cocona y guayaba que presentan las mejores características nutricionales y de calidad orientada hacia el procesamiento de estas frutas.

Los parámetros que influyen en el cálculo de la mayor capacidad antioxidante, el contenido de algunos minerales, la relación de sabor, el rendimiento y el color de la pulpa, permitieron seleccionar a la accesión 001 de cocona, la accesión 006 de guayaba y en el caso del camu camu se trabajó con la accesión 001, que fueron las que se utilizaron para extraer, purificar y caracterizar la pared celular y la pectina soluble en agua.

3.5 EXTRACCIÓN, PURIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE LA PARED CELULAR DE UNA ACCESIÓN SELECCIONADA DE CADA ESPECIE

3.5.1 EXTRACCIÓN Y PURIFICACIÓN DE LA PARED CELULAR DE CAMU CAMU, COCONA Y GUAYABA

El rendimiento y la caracterización de la pared celular de las frutas proporciona mucha información sobre el uso potencial y la agregación de valor que pueden tener las frutas, específicamente las que son objeto de esta investigación.

En la extracción de la pared celular se utilizó pulpa fresca de las frutas, sin piel y sin semillas para cocona y guayaba. Para el camu camu se usó la pulpa incluida su piel o cáscara.

Los rendimientos obtenidos en la extracción de la pared celular bruta (PCB) o materia insoluble en alcohol (MIA), pared celular purificada (PCP) o materia insoluble en alcohol y agua (MIAA) y la pectina soluble en agua (PSA) a partir de la pulpa de las accesiones de las tres frutas se presentan en la Tabla 13.

Tabla 13. Rendimientos de pulpa a fruta, de MIA a pulpa, de MIAA a MIA y de PSA a MIA en camu camu, cocona y guayaba

| FRUTA ACCESIÓN | RENDIMIENTOS | | | |
|-----------------------|-----------------------------|--------------------------|------------------------|-----------------------|
| | Pulpa** a Fruta** (%) | MIA* a Pulpa** (%) | MIAA* a MIA* (%) | PSA* a MIA* (%) |
| CAMU CAMU 001 | 55,35 | 1,73 | 43,87 | 9,18 |
| COCONA 001 | 57,51 | 2,27 | 53,30 | 2,76 |
| GUAYABA 006 | 66,34 | 6,44 | 64,82 | 14,86 |

** En muestra fresca

* En muestra seca

Los datos presentados en la Tabla 13 para la accesión 006 de guayaba se encuentra en el rango de los reportados por Samaniego en el 2003 para el ecotipo

de pulpa rosada. Para el camu camu y la cocona, no se ha encontrado referencias bibliográficas para este tipo de caracterización.

3.5.2 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LA PARED CELULAR DE CAMU CAMU, COCONA Y GUAYABA

En la caracterización química de la materia insoluble en alcohol y agua también conocida como pared celular purificada, se realizaron las siguientes determinaciones: proteína, almidón, cenizas, hemicelulosa, celulosa y lignina, obteniéndose por diferencia la pectina insoluble.

Los resultados de la caracterización química se presentan en la Tabla 14.

Tabla 14. Caracterización química de la pared celular purificada de camu camu, cocona y guayaba, en base seca

| ANÁLISIS | MIAA CAMU CAMU 001 | MIAA COCONA 002 | MIAA GUAYABA 006 |
|----------------------------------|-------------------------------|----------------------------|-----------------------------|
| HEMICELULOSA (%) | 2,87 | 7,48 | 3,69 |
| CELULOSA (%) | 28,77 | 40,19 | 42,12 |
| LIGNINA (%) | 28,63 | 17,00 | 25,50 |
| PROTEINA (%) | 9,72 | 12,17 | 9,04 |
| ALMIDÓN (%) | 4,78 | 8,02 | 2,77 |
| CENIZAS (%) | 2,33 | 4,11 | 2,32 |
| PECTINA INSOLUBLE (%) | 22,90 | 11,03 | 14,56 |

Esta información es relevante en el procesamiento de las frutas, ya que los fragmentos de la pared celular son los responsables de las propiedades reológicas de las pulpas, de ahí la importancia de su caracterización, ya que al conocer su estructura permite establecer cuál de los polisacáridos ocasionan problemas tecnológicos y describir la relación entre ellos.

3.5.3 CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LA PECTINA SOLUBLE EN AGUA

Se completó la caracterización química de la pared celular, con el análisis del contenido de ácido galacturónico y metanol en la pectina soluble en agua, extraída de la pared celular bruta, información que sirvió para calcular el grado de esterificación de esa fracción de la pectina, resultados que se presentan en la Tabla 15, para las accesiones del camu camu, cocona y guayaba.

Tabla 15. Análisis del grado de esterificación en la Pectina soluble en agua de camu camu, cocona y guayaba

| FRUTA | ÁCIDO GALACTURÓNICO ($\mu\text{mol} / \text{mg pectina}$) | METANOL ($\mu\text{mol} / \text{mg pectina}$) | GRADO DE ESTERIFICACIÓN (%) |
|---------------|---|---|---------------------------------------|
| CAMU CAMU 001 | 2,91 | 0,55 | 18,72 |
| COCONA 001 | 0,85 | 0,68 | 76,66 |
| GUAYABA 006 | 1,22 | 0,63 | 52,02 |

Las pectinas que presentan un grado de esterificación inferior al 50 % se clasifican como de bajo grado de metoxilación, como es el caso del camu camu con 18,72 %. En el caso de las accesiones de cocona y guayaba con 76,66 y 52,02 % de grado de esterificación, respectivamente, se clasifican como pectinas de alto grado de metilación.

El conocimiento del grado de esterificación de las pectinas permite ser más selectivos en los diferentes procesos dentro de la industria agroalimentaria.

4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 CONCLUSIONES

- En la caracterización física, la accesión 001 de cocona fue la que presentó un peso, firmeza de la pulpa y rendimiento de la pulpa superior, con 91,09 g, 7,68 kg-f y 57,51 %, respectivamente. La accesión 002 en guayaba fue la que presentó un peso y la firmeza de la fruta superior con 73,53 g y 2,73 kg-f respectivamente; mientras que, la accesión 006 de guayaba presentó un mayor rendimiento de pulpa con 66,34 %.
- La relación sólidos solubles/acidez titulable proporciona la información sobre el grado de madurez y el sabor que tiene la fruta, el cual fue mayor en la accesión 001 de cocona y en la accesión 006 de guayaba con 2,57 y 21,31 respectivamente, se obtuvo para camu camu el valor de 2,59.
- El contenido de azúcares totales es mayor para la accesión 001 de cocona con un 1,10 % que se relaciona con los sólidos solubles de 6,09°Brix; de igual manera, la accesión 001 de guayaba con 4,54 % y 9,36°Brix. Los valores para la accesión 001 de camu camu es de 2,24 % de azúcares totales y 8,31°Brix.
- La capacidad antioxidante obtenida al sumar los contenidos de vitamina C, polifenoles totales y carotenoides totales fue superior en la accesión 001 de cocona con 15,44 mg/100 g, la accesión 006 de guayaba con 125,23 mg/100 g. Para la accesión 001 de camu camu el valor fue alto, muy superior al de otras frutas con 1.733,24 mg/100 g, debido principalmente al gran contenido de vitamina C, que caracteriza a esta fruta, a pesar de que los contenidos de polifenoles y carotenoides son inferiores con relación a la cocona y la guayaba.

- En el análisis de macrominerales, en el camu camu se encontró que tiene alto contenido de calcio y bajo contenido de magnesio. La cocona presenta mayor contenido de sodio y potasio. La guayaba presenta alto contenido de potasio y calcio.
- Al analizar los micronutrientes se determinó que la el camu camu, la cocona y la guayaba presentan alto contenido de hierro, mineral que tiene la capacidad de prevenir enfermedades por mal nutrición, como por ejemplo la anemia por deficiencia de hierro, del mismo modo, estas tres frutas presentan niveles bajos de cobre.
- Se seleccionaron las accesiones 001 de camu camu, 001 de cocona y 006 de guayaba, de acuerdo a las mejores características nutricionales y funcionales, demostradas en la caracterización física y química.
- Se tiene la caracterización de la pared celular para las accesiones de tres frutas cultivadas bajo sistemas agroforestales, información relevante desde el punto de vista científico, ya que en la bibliografía revisada no se han encontrado resultados al respecto. Este contenido sirve para seleccionar las preparaciones enzimáticas comerciales, que deberían utilizarse con estas frutas.
- Para las tres frutas se necesita una preparación enzimática que posea un alto contenido de celulasas que permita hidrolizar este polisacárido y obtener un mayor rendimiento de la pulpa y de jugo clarificado. De la misma manera un alto contenido de lignina afecta a la clarificación, puesto que causa un efecto de turbidez en el mismo, no existen ligninasas comerciales para hidrolizar este polímero.
- La pectina soluble en agua extraída de la pared celular del camu camu presenta un grado de esterificación del 18,72 % que se clasifica como pectina de bajo grado de esterificación; mientras que, la cocona y la guayaba con un grado de esterificación del 76,66 y 52,02 %, respectivamente, se clasifican como pectinas altamente metiladas.

4.2 RECOMENDACIONES

- A pesar de que los rendimientos obtenidos para camu camu, cocona y guayaba en la caracterización física son bajos, se puede recomendar la utilización de estas tres frutas para la industria en la línea de procesamiento de pulpas, jugos, conservas y snacks.
- Uno de los factores de competitividad de estas frutas amazónicas, es que son consideradas exóticas y son una especialidad en el mercado mundial, se debe informar al consumidor final sobre su procedencia, sus bondades, propiedades nutricionales, factores de calidad y alternativas de preparación, recomendándose como una herramienta de mercadeo el valor nutritivo estudiado en estas frutas.
- Con el conocimiento de la calidad de los frutales amazónicos, se mejora los procesos agroindustriales y abre las puertas para comercializar y dar a conocer los productos y sus bondades, tanto a nivel nacional como internacional, con el objeto de mejorar el nivel de vida de muchas personas que dependen de la producción y dar estabilidad a los ecosistemas en donde se encuentran.
- Difundir los resultados obtenidos para los productores e industriales que tengan interés en estos frutales nativos, que se encuentran cultivados en la amazonia ecuatoriana.

BIBLIOGRAFÍA

1. Aguirre, M., 2001, "Las plantas y su estructura 1" <http://mail.efn.uncor.edu/dep/biologia/intrbiol/planta1.htm>, (Enero, 2010).
2. Albersheim, P., 1978, "Concerning the structure and biosynthesis of the primary cell walls of plants", In Intern, "Carbohydr. II", Manners D.J., University Park Press, Baltimore, Estados Unidos, pp. 127-150.
3. ALIMENTACIÓN SANA, 2008, "El camu camu: La super vitamina C" <http://www.alimentacionsana.com.ar/Portal%20nuevo/boletin/alimentacion/252.htm>, (Mayo, 2009).
4. AGRONET, 2008, "Cultivo de cocona", <http://www.agronet.gov.co/www/docssi/2/Aspectos%20generales%20de%20la%20cocona.pdf>, (Febrero, 2009).
5. Aguilera, M., 2001, "Psidium guajava", <http://www.crfg.org/pubs/ff/guava.html>, (Junio, 2009).
6. Arévalo, R. y Kieckbusch, T., 2003, "Concentración de ácido ascórbico en frutos de camu-camu (myrciaria dubia (H.B.K) Mc Vaugh) provenientes de diferentes regiones", [http://azul.bnct.ipn.mx/Libros/visionalimentos/Tomo II/II-86.pdf](http://azul.bnct.ipn.mx/Libros/visionalimentos/Tomo%20II/II-86.pdf), (Agosto, 2008)
7. Arthey, D. y Ashurst, P., 1997, "Procesado de frutas", Zaragoza, España, Acribia, pp: 147-150, 173, 174, 175 -176.
8. Brito, B., 2003, Informe del Proyecto INIAP-PROMSA IQ-CV-077 "Aplicación de nuevas tecnologías agroindustriales para el tratamiento de frutas tropicales y andinas de exportación", Quito, Ecuador, p. 20.

9. Campos, K., 2007, "Demanda del néctar de cocona (Peru)", (<http://www.monografias.com/trabajos45/nectar-cocona-peru/nectar-cocona-peru2.shtml>), (Enero, 2009).
10. CORPEI, 2005, "Naranjillas, Pitahaya, Arazá y Borojó con Agroquímicos", (http://www.ceaecuador.org/imagesFTP/4740.fichas_Naranjilla_pitahaya_araza_y_borojo_con_Agroquimicos.pdf), (Enero, 2008).
11. CORPORACIÓN ANDINA DE FOMENTO. CAF., 1992, "Cultivo de la Guayaba (*Psidium guayaba* L.)", Quito, Ecuador, pp. 3 - 5.
12. Correa, S., 2001, "Cultivo de Camu camu *Myrciaria dubia* H.B.K. en la región de Loreto", 1ra edición, Lima, Perú, pp: 9 - 30.
13. Correa, S. y Aldana, M., 2007, "Tecnología para la producción de camu camu *Myrciaria dubia* (H.B.K) Mc Vaugh", 1ra edición, Lima, Perú, pp.7- 44.
14. Coultate, T., 1984, "Química de sus Componentes", Acribia, Zaragoza, España, pp. 146 - 169.
15. da Silva, FD., 1998, "Cocona (*Solanum sessiflorum* Dunal): Cultivo y Utilización", Caracas, Venezuela, pp. 9 – 94.
16. Diaz, A., 2003, "Unión Europea. Contenidos máximos en metales pesados en productos alimenticios", (Octubre, 2009).
17. DICIT, 2009, "El INIAP desarrolla tecnologías agroindustriales en guayaba enfocadas a la exportación" (<http://www.dicyt.com/noticias/el-iniap-desarrolla-tecnologias-agroindustriales-en-guayaba-enfocadas-a-la-exportacion>), (Junio, 2009).
18. FAO y AGRONET, 2004, "Cocona", (<http://www.siamazonia.org.pe/Archivos/Publicaciones/Amazonia/libros/51/5100001.htm>), (Agosto, 2008).

19. FAO y AGRONET, 2004, "Cultivo de frutales amazonicos", <http://www.siamazonia.org.pe/archivos/publicaciones/amazonia/libros/44/texto00.htm>, (Agosto, 2008).
20. FUNDACIÓN DE DESARROLLO AGROPECUARIO, INC., 1992, "Cultivo de guayaba", <http://www.rediaf.net.do/publicaciones/guias/download/guayaba.pdf>, (Mayo, 2009).
21. García, M., 2002, "*Psidium guajava*", <http://www.crfg.org/fg/xref/xref-g.html#guava>, (Junio, 2006).
22. Garner, P., *et al*, 2000, "The relative contributions of vitamin C, carotenoids and phenolics o the antioxidant potential of fruit juices", www.elsevier.com/locate/foodchem, (Agosto, 2008).
23. Hernández, M. y Barrera, J., 2004, "Bases técnicas para el aprovechamiento agroindustrial de especies nativas de la amazonia", Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI, <http://www.sinchi.org.co/uploads/bases.pdf>, (Enero, 2009).
24. IICA, 2006, "Cultivos de diversificación para pequeños productores de frijol y maíz en América Central: naranjilla (lulo) y cocona" <http://www.redsicta.org/documentos/DocumentoNaranjilla.pdf>, (Enero, 2009).
25. James, W. y Penn, J., 2006, "The cultivation of camu camu (*Myrciaria dubia*): a tree planting programme in the Peruvian amazon", [http://www.google.com/search?q=cache:EIUIA51m5dQJ:www.icuciwmi.org/files/News/\(08\)Penn.pdf+Myrciaria+dubia&hl=es&ct=clnk&cd=12&gl=ec](http://www.google.com/search?q=cache:EIUIA51m5dQJ:www.icuciwmi.org/files/News/(08)Penn.pdf+Myrciaria+dubia&hl=es&ct=clnk&cd=12&gl=ec), (Agosto, 2008).
26. Jaramillo, M., 2004, "Determinación de Monosacáridos por Cromatografía en fase Gaseosa para caracterizar la pared celular de las frutas", Proyecto de

- titulación previo a la obtención del título de Licenciada en Ciencias Químicas, Pontificia Universidad Católica de Quito, Ecuador, pp. 64 -70.
27. Kaur, C. y Kapoor, H., 2001, Antioxidants in fruits and vegetables - the millennium's health. *International Journal of Food Science and Technology*. 36: 703 - 725.
28. Madrid, V. y Madrid, J., 2001, "Nuevo Manual de Industrias Alimentarias" 3ra edición, Madrid, España, pp. 35 - 37.
29. Marcelin, O., 1992, "Caracterisation des Polysaccharides Parietaux de la Goyave. (*Psidium guajava* L) ", "Application a L'obtention de nouveaux types de purees par voie enzymatique", Montpellier, España, 1500 p.
30. Marquina, V., *et al.*, 2007, "Composición química y capacidad antioxidante en fruta, pulpa y mermelada de guayaba (*Psidium guajava* L.)" http://www.alanrevista.org/ediciones/20081/composicion_quimica_capacidad_antioxidante_quayaba.asp, (Mayo, 2009).
31. Mendoza, H., 2006, "Camu Camu", <http://www.monografias.com/trabajos51/camu-camu/camu-camu2.shtml>, (Julio 2008).
32. Morton, J., 1987, "Guava", "Fruits of warm climates", Miami, Estados Unidos, pp.356 – 363..
33. Olle, D., 1997. "Caractérisation des Polysaccharides et des composés Aromatiques de différents cultivars de Mangue (*Mangífera indica* L)", Devenir de ces Constituants lors de la Préparation de Concentrés Aromatiques Pulpeux, Université de Paris VII, Francia, 167 p.
34. Rodríguez, M., 2002, "Desarrollo de una Alternativa Tecnológica para la obtención de Cremogenados de chirimoya (*Annona cherimola* mill), guayaba (*Psidium guajava* L) y mango (*Mangífera indica*)", Proyecto de titulación previo

- a la obtención del título de Ingeniero Químico, ESPOCH, Riobamba, Ecuador, pp. 37- 42.
35. Roland, J., 1980, "Visualisation des polysaccharides au niveaux ultrastructural", In Les Polymères Végétaux-Polymères "Pariétaux et Alimentaires non Azotéz". Costes C. et Monties B., Paris, Francia, pp. 30 - 45.
36. Rubio, H., 2000, "Camu camu", http://www.ecuadorexporta.org/productosd/own/fichadecamu_-_camuenperu500.pdf. (Agosto, 2008).
37. Ruíz, L., 2003, "Situación de la cadena productiva de las frutas amazónicas ecuatorianas, <http://infoagro.net/shared/docs/a5/cf>, (Septiembre, 2008).
38. Saeman, J., *et al.*, 1954, "Techniques for the determination of pulp constituents by quantitative paper chromatography", Dans Ollé, D., "Caractérisation des Polysacchirides et des composés Aromatiques de différents cultivars de Mangue (*Mangífera indica L*)". Thése. Universite de Paris. Paris – Francia, pp. 5 - 8.
39. Salunkhe, D. y Kadam, S., 1995, "Handbook of fruit science and technology", New York, Estados Unidos, pp. 123 -158, 377 - 384, 419 - 429.
40. Samaniego, I., 2003 "Desarrollo de una Alternativa Tecnológica para la obtención de Pulpas tratadas Enzimáticamente de chirimoya (*Annona cherimola mill*), guayaba (*Psidium guajava l*) y mango (*Mangífera indica*)", Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Doctor en Química, ESPOCH, Riobamba, Ecuador, pp. 36 - 43.
41. SICA, 2002, "Guayaba", http://www.sica.gov.ec/agronegocios/est_pen/DATOS/COMPONENTE3/guayaba.htm, (Febrero, 2009).

42. Taira, F., 2006, "Desde la Amazonia: la demanda del camu camu", <http://www.monografias.com/trabajos34/demanda-camu-camu/demanda-camu-camu.shtml>, (Julio 2008).
43. Toledo, D., 2010, "Determinación del potencial nutritivo y funcional de tres clones seleccionados de arazá (*Eugenia stipitata*) y seis de borjón (*Borojoa patinoi*), y evaluación del proceso para la obtención de pulpas pasteurizadas y congeladas", Proyecto de titulación previo a la obtención del título de Ingeniero Agroindustrial, EPN, Quito, Ecuador, pp.53, 71.
44. Vierling, E., 2008, "Aliments et boissons: Filières et produits", 3ra edición, Wolters Kluwer, Le Corosa, Francia, p. 153.
45. Yadaba, U., 1996, "Guava production in Georgia under cold-protection structure", en Janick, J., "Progress in new crops", ASHS Press, Arlington, Estados Unidos, pp. 451 - 457.
46. Yúfera, P., 1987, "Química Agrícola III", Alambra, España, pp. 240 - 288.

ANEXO A

MÉTODOS DE ANÁLISIS DE LABORATORIO

DETERMINACION DE ACIDEZ TITULABLE

a) Principio

La acidez se determina en un peso de muestra llevada a un volumen conocido, se titula con una base estandarizada hasta el viraje determinado por el pH 8.2 del indicador fenolftaleína.

b) Equipo y material

- pH - metro
- Licuadora
- Agitador magnético
- Vasos de precipitación
- Bureta
- Soporte universal

c) Reactivos

Solución Buffer pH 4: (Merck 0C407512, ácido cítrico / hidróxido de sodio / ácido clorhídrico; trazable a SRM de NIST y PTB).

Solución Buffer pH 7: (Merck 0C529950, di-sodio hidrógeno fosfato / potasio di-hidrógeno fosfato, trazable a SRM de NIST y PTB).

Solución de hidróxido de sodio NaOH 0.1 N: Pesar 2.0408 g de NaOH PM 40 g/mol (Merck), disolver y aforar a 500 ml con agua destilada, estandarizar con ftalato ácido de potasio (secado por dos horas a 100-110 °C.)

d) Procedimiento

- Pesar 30 g de muestra, licuar y llevar a un volumen conocido (200 ml) con agua destilada.
- Tomar un alícuota (20 ml).

- Calibrar el pH - metro, utilizando las soluciones buffer de pH = 7 y pH = 4, respectivamente.
- Titular con hidróxido de sodio 0.1 N estandarizado hasta que el pH-metro marque 8.2, que es el viraje del indicador fenolftaleína.
- Expresar el resultado de acuerdo al ácido predominante.

e) Cálculos

$$AcidezTitulable(\% \acute{a}c. \text{predominante}) = \frac{V_{NaOH} * N * meq * Vt}{Pm * Va} * 100$$

Donde:

VNaOH = Volúmen de hidróxido de sodio consumidos en la titulación (ml)

N = Normalidad del hidróxido de sodio

meq = miliequivalentes del ácido predominante

VT = Volumen final (ml)

Pm = Peso de la muestra (g)

Va = Volúmen de la alícuota (ml)

f) Referencias

Método de la A.O.A.C. Association of Official Analytical Chemist. 1998. Peer Verified Methods. Manual on policies and procedures. Arlington. U.S.A. Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad INIAP.

DETERMINACIÓN DE ACIDO ASCÓRBICO (VITAMINA C)

a) Principio

El ácido ascórbico reduce el ácido molibdofosfórico amarillo a azul de fosfomolibdeno, cuya concentración se determina por reflectometría, que es una técnica basada en la interacción entre luz y materia, la luz es una forma de

energía que se expresa en parámetros de onda, por la óptica geométrica detectamos la reflexión.

b) Equipo y material

- Reflectómetro RQ flex 16970
- Licuadora
- Reflectoquant 1.16981, Test Ácido Ascórbico (tubo conteniendo 50 tirillas analíticas y una tira de código de barras), (Merck, de 25 - 450mg/l)
- Vasos de precipitación, balones aforados

c) Procedimiento

- Pesar 30 g de muestra, licuar y llevar a un volumen conocido (200 ml) con agua destilada.
- Calibrar el equipo, con la curva de calibración que viene con las tirillas.
- Tomar una tirilla analítica del tubo y cerrar inmediatamente.
- Presionar la tecla STAR del reflectómetro e introducir de forma absolutamente simultánea la tirilla analítica con ambas zonas de reacción durante aproximadamente 2 segundos en la muestra. Eliminar el exceso de líquido de la tirilla, sacudiéndola manualmente.
- Cuando suene la señal acústica (5 segundos antes de transcurrir el tiempo de reacción) la tirilla ya deber estar introducida con la zona de reacción en dirección a la pantalla hasta el tope en el adaptador de tirillas
- Después de transcurrido el tiempo de reacción, leer en la pantalla el valor de medición en mg/l de ácido ascórbico. El valor se almacena automáticamente.
- Si el valor de medición es superior al intervalo de medida, debe repetirse la medición con nuevas muestras diluidas hasta obtener un valor inferior a 450 mg/l de ácido ascórbico, que luego se multiplicará por el correspondiente factor de dilución.

d) Cálculos

$$\text{Vitamina C (mg / 100 g. ácidoascórbico)} = \frac{L * V}{Pm}$$

Donde:

- L = Lectura (mg/l)
 V = Volumen final (ml)
 Pm = Peso de la muestra (g)

e) Referencias

Método reflectométrico de la MERCK, Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

DETERMINACION DE ACIDO GALACTURONICO EN LA PECTINA SOLUBLE EN AGUA

a) Principio

El polisacárido de la pectina se hidroliza en medio ácido liberando monómeros de ácidos urónicos, los monómeros ácidos liberados son deshidratados en derivados furforilos que forman con el meta hidroxidifenil (MHDP) un complejo color rosado que presenta un máximo de absorción a 520 nm.

b) Equipo y material

- Espectrofotómetro UV-VIS
- Baño maría
- Balanza analítica
- Agitador vortex
- Incubador-agitador
- Tubos de ensayo con tapa
- Pipetas eppendorf
- Pipetas graduadas
- Gradillas

c) Reactivos

Acido sulfúrico 72%: Tomar 74.15 ml de ácido sulfúrico concentrado 97.1% (*J.T. Baker*) y aforar a 100 ml con agua purificada.

Acido sulfúrico concentrado: Concentración 95-97 % (*Merck*)

Hidróxido de sodio NaOH 0.5 %: Pesar 0.5 g de hidróxido de sodio, disolver y aforar a 100 ml con agua destilada.

Meta hidroxifenil MHDP: Pesar 37.5 mg de MHDP (*Sigma L-62250*), disolver y aforar a 25 ml con hidróxido de sodio al 0.5%.

Tetraborato de Sodio 0.0125 M: Pesar 477 mg de tetraborato de sodio $\text{Na}_2\text{B}_4\text{O}_7 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$ (*Fluka 7200*), disolver en 100 ml con ácido sulfúrico concentrado.

d) Procedimiento

Preparación de la muestra: Hidrólisis Saeman

- Pesar 5 mg de muestra en tubos de ensayo con tapa.
- Adicionar 0,15 ml de ácido sulfúrico al 72%, incubar por 3 horas a 25 °C, homogeniza regularmente el medio.
- Añadir 1,55 ml de agua destilada, incubar durante 2 horas a 100 °C.
- Enfriar y filtrar en papel filtro de microfibras de vidrio whatman GFA.

Cuantificación:

- Medir 2.4 ml de solución de bórax en un tubo de ensayo, colocar en un baño de hielo durante 10 min.
- Añadir lentamente 0.4 ml de muestra o de la dilución, agitar en vortex.
- Colocar los tubos en agua a ebullición durante 10 min.
- Enfriar en baño de agua con hielo.
- Añadir 40 µL de MHDP y agitar.
- Medir la absorbancia a 520 nm, exactamente a los 10 minutos de haber añadido el reactivo meta hidroxidifenil
- Preparar un blanco para cada muestra y estándar de la misma manera, reemplazando el meta hidroxidifenil por 40 µL de hidróxido de sodio al 0.5%.

e) Cálculos

$$\mu\text{gAGU} = LR(\mu\text{g} / \text{ml}) * FD * V_t(\text{ml})$$

$$\% \text{AGU} = \frac{\mu\text{gAGU}}{\text{Peso}(\text{mg})} * 10^{-3} (\text{mg} / \mu\text{g}) * 0.907 * 100$$

Donde:

LR = Lectura de Regresión

FD = Factor de dilución (400/10)

V_t = Volumen final

0.907 = Factor de corrección de AGU hidratado a AGU anhidro

Determinación del grado de esterificación:

Para calcular el grado de esterificación de la pectina es necesario conocer los micromol de metanol y ácido galacturónico, y se procede de la siguiente manera:

$$G.E = \frac{X}{Y} * 100$$

Donde:

GE = Grado de esterificación.

X = Concentración de metanol (μmol metanol/mg pectina).

Y = Concentración de ácido galacturónico (μmol AGU/mg pectina)

f) Referencias

BLUMENKRANTA y Asbor-Hansen 1973, AHMED y Labevith 1977. Método del Metahidroxifenil. Adaptado en los Laboratorios del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

DETERMINACION DE ALMIDON POR EL METODO ENZIMATICO

a) Principio

Se basa en la completa degradación del almidón en glucosa por acción de enzimas (amilasa y amiloglucosidasa) y la determinación colorimétrica a 560 nm de la glucosa liberada utilizando el reactivo glucosa oxidasa-peroxidasa -(ácido 2-2' Azinobis (3 etil bencetiazoline 6 sulfónico).

b) Equipo y material

- Espectrofotómetro UV-VIS
- Erlenmeyers
- Balanza analítica
- Incubador - agitador
- pH – metro
- Agitador magnético
- Agitador vortex
- Balones aforados
- Embudos
- Pipetas graduadas
- Pipetas volumétricas
- Tubos de ensayo
- Gradillas
- Porta embudos
- Papel filtro cuantitativo

c) Reactivos

Alfa amilasa líquida (termamyl): Novo Nordisk 120 L KNU/G (*Merck 420*)

Solución tampón acetato 2 M pH 4.8: Pesar 16,4 g de acetato de sodio $C_2H_3O_2Na$ anhidro (*Merck 6268*) y disolver en 80 ml de agua destilada, adicionar 20 ml de ácido acético glacial (*Merck 90062*) y ajustar el pH a 4,8.

Solución tampón trisfosfato: Pesar 7,32 g de trishidroximetil aminometano (trizma) (*Merck 8387*), 8.84 g de fosfato de sodio anhidro, disolver en 180 ml de agua y ajustar el pH a 7 con ácido ortofosfórico (*Merck 563*). Aforar a 200 ml con agua destilada.

Solución de amiloglucosidasa al 0.2 %: Pesar 100 mg de amiloglucosidasa (*Sigma A-7420*), disolver y aforar a 50 ml con agua destilada.

Solución de glucosa oxidasa - peroxidasa-ABTS: Pesar 100 mg de glucosa oxidasa (*Sigma G-6125, tipo II aspergillus níger 50000 U*), 3 mg de peroxidasa (*Sigma P-8125, tipo I 5000 U*) y 50 mg de ABTS (*Sigma A-1888, ácido 2-2' azino-bis (3 etil bencetiazoline-6-sulfónico)*), disolver y aforar a 100 ml con tampón trisfostato.

Solución estándar de glucosa 1.2 mg/ml: Secar la glucosa a 60 °C durante 4 horas. Pesar 120 mg de glucosa anhidra (*Fluka 49140*) y disolver y aforar a 100 ml con agua destilada previamente hervida. La solución se conserva en refrigeración.

d) Procedimiento

- Pesar 0.25 g de pared celular en un erlenmeyer con tapa, adicionar 50 ml de agua destilada, y agitar suavemente.
- Agregar 0,1 ml de alfa amilasa, colocar en un incubador - agitador a 90 °C durante 1 hora.
- Sacar y dejar, filtrar a través de papel filtro cuantitativo en balones aforados, enjuagar el erlenmeyer varias veces con agua destilada y aforar a 100 ml.
- Tomar 0,2 ml del filtrado y llevar a 10 ml con agua destilada, dilución 1/50.
- Tomar 0,75 ml de la dilución 1/50, y agregar 0,2 ml de solución tampón acetato 2 M pH 4,8 y 0,05 ml de solución de amiloglucosidasa.
- Colocar en un incubador - agitador a 60 °C durante 2 horas.
- Sacar los tubos y enfriar.
- Agregar 2 ml de agua destilada, 2 ml de la solución glucosa oxidasa-peroxidasa - ABTS, agitar y dejar en reposo bajo oscuridad durante 30 min para que la reacción ocurra.
- Medir la absorbancia a 560 nm frente a un blanco colocado en la celda de referencia.
- **Blanco:** tomar 3 ml de agua destilada y 2 ml de solución glucosa oxidasa-peroxidasa-ABTS y dejar 30 minutos en un lugar oscuro.

e) Cálculos

$$\text{Almidón(\%)} = \frac{LR(\mu\text{g} / \text{ml}) * Vt(\text{ml}) * FD * 0.9 * (1\text{g} / 10^6 \mu\text{g})}{Pm(\text{g}) * (0.75)} * 100\%$$

Donde:

| | | |
|-----|---|--|
| LR | = | Lectura de regresión |
| Vt | = | Volumen total |
| FD | = | Factor de dilución (dividido para alícuota 0.75) |
| Pm | = | Peso de la muestra |
| 0.9 | = | Factor de conversión de %glucosa a %almidón |

f) Referencias

HOLM, J.H. Bjorck, N.G. Asp. Starch 38. 1986. N° 7, S. 224-226. Método adaptado en los Laboratorios del Departamento de Nutrición y Calidad de la Estación Experimental Santa Catalina-INIAP.

DETERMINACIÓN DE ANTOCIANINAS

a) Principio

Las antocianinas sufren transformaciones estructurales con cambios en el pH. A pH 1.0 las antocianinas existen en una alta coloración de oxonium en su forma flavonoide y a pH 4,5 ellas están predominantemente en la forma de carbinol menos coloreado

b) Equipo y material

- Espectrofotómetro Shimadzu UVVIS
- Balanza analítica
- pH-metro
- Placa agitadora, centrifuga
- Papel filtro cualitativo
- Pipetas volumétricas, vasos de precipitación
- Probetas, balones aforados
- Cronómetro, Agitadores magnéticos

c) Reactivos

Solución A, Cloruro de Potasio 0,2 N: Pesar 14,9120 g de cloruro de potasio (ClK), grado p.a. pureza 99,5%, PM 74,56 g/mol-g, disolver y aforar a un litro con agua destilada.

Solución B, Acido clorhídrico HCl 0,2 N: Tomar 16,56 ml de ácido clorhídrico HCl; 36,5 a 38 %, 1,19 g/ml) de pureza, y aforar a un litro con agua destilada.

Solución Buffer pH 1,0: Medir 125 ml de la solución A y adicionar 375 ml de la Solución B, medir el pH y aforar a 500 ml.

Solución C, Acetato de Sodio 1 M: Pesar 82,8586 g de acetato de sodio anhidro, disolver y aforar a un litro con agua destilada.

Solución D, Acido clorhídrico HCl 1.0 N: Tomar 82,81 ml de ácido clorhídrico HCl; 36,5 a 38 %, 1,19 g/ml) de pureza, y aforar a un litro con agua destilada.

Solución Buffer pH 4.5: Medir 400 ml de la solución C, adicionar 240 ml de la solución D, y 360 ml de agua destilada ir controlando el pH y aforar a 1 L.

d) Procedimiento

- Pesar 0,25 g. de muestra liofilizada, en vasos de precipitación.
- Adicionar 10 ml de buffer. - Agitar por una hora sobre una placa agitadora.
- Centrifugar por 30 min a 4.000 rpm. Filtrar a través de papel filtro.
- Medir la absorbancia, frente al buffer.
- Realizar el mismo procedimiento con cada buffer.

e) Cálculos

$$A = [(A_1 - A_2) - (A_3 - A_4)]$$

$$C = \frac{A}{\epsilon * b} * \frac{Vt}{Pm} * PM * 100$$

Donde:

- C = Concentración de antocianinas (mg/100g)
 A = Diferencia de la absorbancia entre pH 1,0 y pH 4,5
 A₁ = Absorbancia a 510 nm a pH 1,0

| | | |
|------------|---|--|
| A_2 | = | Absorbancia a 700 nm a pH 1,0 |
| A_3 | = | Absorbancia a 510 nm a pH 4,5 |
| A_4 | = | Absorbancia a 700 nm a pH 4,5 |
| V_t | = | Volumen total (ml) |
| P_m | = | Peso de la muestra (g) |
| PM | = | Peso molecular de cianidin-3-glucoside chloride (484,82 g/mol) |
| ϵ | = | Coeficiente de absortividad de cianidin-3-glucoside chloride (24825 L mol ⁻¹ cm ⁻¹) |
| b | = | Ancho de la celda (1 cm) |

f) Referencias

Rapisarda, P; Fanella, F; Maccarone, E: Reliability of Analytical Methods for Determining Anthocyanina in Blood Orange Juices. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 2000, Vol. 48, 2249-2252 pp

Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

DETERMINACIÓN DE AZÚCARES TOTALES

a) Principio

Se determina por el método de la antrona. Se realiza una hidrólisis de los polisacáridos en medio ácido en caliente. La antrona reacciona con las hexosas y las aldopentosas para dar un complejo de color azul - verdoso, presentando un máximo de absorbancia a 625 nm.

La presencia de proteínas que contengan triptófano da color rojo a la muestra y puede interferir con la reacción. Este método es muy sensible, permite dosificar concentraciones en azúcares totales de 0 a 50 mg/L. Teniendo en cuenta la gran sensibilidad del método es necesario efectuar diluciones en la muestra a analizar. Se realiza siguiendo el método de Dubios, M. Hamilton J.K. (1956).

b) Equipo y material

- Espectrofotómetro UV - VIS
- Balanza analítica
- Placa agitadora
- Baño maría
- Agitador de tubos
- Embudos
- Porta embudos
- Erlenmeyes
- Balones aforados
- Papel filtro cualitativo
- Tubos de ensayo
- Pipetas graduadas
- Pipetas volumétricas
- Micropipeta y puntas

c) Reactivos

Acido sulfúrico concentrado H_2SO_4 : Concentración 95-97 %.

Solución de antrona: Pesar 200 mg de antrona y adicionar 100 ml de ácido sulfúrico concentrado.

Solución estándar de glucosa 50 mg/l: Pesar 0.5 g de glucosa D-(+)-glucosa $C_6H_{12}O_6$, disolver y aforar a 100 ml con agua destilada. Tomar 1 ml y diluir a 100 ml.

d) Procedimiento**d1) Preparación de la muestra:**

- Pesar aproximadamente 1 g de muestra liofilizada ó 30 g de muestra fresca.
- Extraer con 75 ml de agua destilada por una hora sobre una placa agitadora.
- Filtrar y aforar a 100 ml con agua destilada

d2) Cuantificación:

- Tomar 1,25 ml de muestra, previamente diluida y colocar en un baño de hielo.
- Adicionar 2,5 ml de reactivo de antrona, agitar los tubos y colocar en un baño de agua a ebullición durante 10 min.
- Sacar los tubos y colocar en un baño de hielo durante 10 minutos y agitar.

- Leer la absorbancia a 625 nm.

e) Cálculos

$$\% \text{Azúcares Totales} = \frac{LR * V * FD * 10^{-6} (g / \mu g)}{Pm} * 100$$

Donde:

- LR = Lectura de regresión ($\mu\text{g/ml}$)
- V = Volumen final (ml)
- FD = Factor de dilución
- Pm = Peso de la muestra (g)

f) Referencias

DUBOIS, M.; Hamilton J.K. Repus P. A. Smith F. 1956. Coloreometric method for determination of sugar and related substances. Anal. Chem. 28-300-356.

Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

DETERMINACIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES

a) Principio

Los azúcares reductores se realiza según el método DNS. Se basa en la reducción del ácido 3,5 dinitrosalisílico a ácido 3-amino-5 nitrosalisílico por el grupo carbonilo libre de los azúcares reductores. El complejo formado es medido espectrofotométricamente a 540 nm. Siendo la densidad óptica proporcional a la concentración de azúcares reductores.

b) Equipo y material

- Espectrofotómetro UV - VIS
- Placa agitadora
- Balanza analítica
- Baño maría

- Agitador de tubos
- Embudos
- Porta embudos
- Erlemneyes
- Balones aforados
- Papel filtro cualitativo
- Tubos de ensayo
- Pipetas graduadas
- Pipetas volumétricas
- Micropipeta y puntas
- Agitadores
- Gradillas

c) Reactivos

Reactivo Dinitrosalicílico (DNS):

Solución A: Pesar 13.5 g de hidróxido de sodio NaOH PM 40 g/mol, pureza 99% y disolver en 300 ml de agua destilada.

Solución B: Pesar 8.8 g de ácido 3,5-dinitrosalicílico DNS, $C_7H_4N_2O_7$ y disolver en 400 ml de agua destilada, adicionar 225 g de tartrato de sodio y potasio $C_4H_4KNaO_6 \cdot 4H_2O$ y ajustar con 400 ml de agua destilada.

Solución C: Mezclar las soluciones A y B, esta solución se conserva 1 año en refrigeración.

Solución D: Pesar 2.2 g de hidróxido de sodio NaOH (; 10 g de fenol cristalizado C_6H_5OH , PM 94,11 g/mol en 100 ml de agua destilada

Solución de bisulfito de sodio: Pesar 5 g de bisulfito de sodio y aforar a 25 ml de agua destilada.

Solución de trabajo: A la **solución C** agregar 69 ml de la **solución D** y 23.2 ml de bisulfito de sodio. Conservar en frasco oscuro en refrigeración. Esta solución dura máxima un año. Usar cinco días después de su preparación

Solución de hidróxido de sodio 1 M: Pesar 40.8163 g de NaOH PM 40 g/mol, disolver y aforar a 1000 ml de agua destilada.

Solución estándar de glucosa 2000 ppm: Pesar 50 mg de D-(+)-glucosa, $C_6H_{12}O_6$, disolver y aforar a 25 ml con agua destilada.

d) Procedimiento

- Tomar 0,5 ml de muestra o de la dilución en un tubo de ensayo
- Adicionar 0,5 ml de hidróxido de sodio 1M y 1,5 ml de DNS y agitar

- Colocar los tubos en baño de agua hirviendo durante 5 minutos, enfriar en baño de agua hielo, adicionar 9,5 ml de agua destilada y agitar
- Medir la absorbancia a 540 nm.

e) Cálculos

$$\% \text{ Azucares Reductores} = \frac{LR * Vt * FD * 10^{-6} (g / \mu g)}{Pm} * 100$$

Donde:

- LR = Lectura de regresión ($\mu\text{g/ml}$)
 Vt = Volumen final (ml)
 FD = Factor de dilución
 Pm = Peso de la muestra (g)

f) Referencias

MILLER, G. L. 1959. Use of Dinitrosalicylic Acid Reagent for Determination of Reducing Sugar. Anal. Chem. 31:426-428.

Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

DETERMINACIÓN DE CAROTENOIDES TOTALES

a) Principio

Los carotenoides totales se determinan espectrofotométricamente a una longitud de onda de 450 nm, utilizando una curva de un estándar de caroteno (β -caroteno) a una longitud de onda de 450 nm.

b) Equipo y material

- Espectrofotometro UV – VIS Shimadzu
- Equipo HPLC Agilent 1100, automuestrador y bomba

- Balanza analítica
- Centrífuga
- Baño ultrasonido
- Placa agitadora
- Agitadores magnéticos
- Viales con tapa
- Vasos de precipitación
- Embudos de separación
- Tubos para centrifuga de 50 ml con tapa
- Pipetas
- Micropipeta y puntas
- Cronómetro

c) **Reactivos**

Solución Etanol: Hexano: Mezclar etanol, grado p.a. C_2H_5OH , pureza $\geq 99.9\%$, PM 46.07 g/mol-g, con hexano, grado p.a. $CH_3(CH_2)_4CH_3$, pureza $\geq 96.0\%$, PM 86.18 g/mol-g en la proporción 4:3 (v/v).

Butilhidroxitolueno BHT 0.1%: Pesar 0.1 g de 2,6-Di-tert-butyl-4-methyphenol BHT $C_{15}H_{24}O$, PM 220.36 y disolver en la mezcla etanol-hexano.

Hexano: grado HPLC, $CH_3(CH_2)_4CH_3$, pureza $\geq 98,0\%$, PM 86,18g/mol.

Acetonitrilo: grado HPLC, CH_3CN , pureza $\geq 99,9\%$, PM 41.05 g/mol-g.

Metanol: grado HPLC, CH_3OH , pureza $\geq 99,9\%$, PM 32.04 g/mol-g.

Cloroformo: grado HPLC, $CHCl_3$, pureza 99,9% PM 119.38 g/mol-g.

Sulfato de sodio: grado p.a., Na_2SO_4 pureza $\geq 99.0\%$, PM 142.04 g/mol-g.

Fase móvil para HPLC: Acetonitrilo : Metanol : Cloroformo (47:47:6). Mezclar 470 ml de acetonitrilo, 470 ml de metanol y 60 ml de cloroformo, colocar en el baño ultrasonido por cinco minutos.

Solución patrón del estándar β -caroteno: Tipo II, Sigma $\geq 95\%$ (C4582-25 mg): Romper la ampolla del estándar con mucho cuidado, disolver todo su contenido con hexano grado HPLC y aforar a 250 ml. La concentración final es 100 ppm. Guardar en congelación en un envase completamente cerrado y protegido de la luz.

Solución estándar de β -caroteno 10 ppm: Tomar 1 ml de la solución patrón de 100 ppm y aforar a 10 ml con hexano grado HPLC.

Curva de calibración del estándar de β -caroteno para la cuantificación por el espectrofotómetro UV-VIS: A partir de la solución de 10 ppm, preparar una curva de 0 - 3 $\mu\text{g/ml}$ y medir en el espectrofotómetro UV-VIS inmediatamente.

Curva de calibración del estándar de β -caroteno para HPLC: A partir de la solución de 10 ppm preparar una curva de 0-10 $\mu\text{g/ml}$ e inyectar inmediatamente en el HPLC.

d) Procedimiento

- Pesar 0,6 a 1 gramos de muestra liofilizada en un vial con tapa y protegido de la luz (forrado con papel aluminio).
- Adicionar 0,12 g de carbonato de magnesio. Adicionar 10 ml de la mezcla etanol : hexano. Agitar por 30 minutos en una placa agitadora
- Trasvasar el contenido a tubos completamente protegidos de la luz y centrifugar por 10 minutos a 3.500 rpm
- El sobrenadante trasvasar a un embudo de separación completamente protegido de la luz; sobre el residuo añadir 10 ml de la mezcla etanol: hexano
- Agitar por 3 minutos y centrifugar. Sobre el residuo adicionar 10 ml de etanol
- Agitar por 3 minutos y centrifugar. En el residuo adicionar 10 ml de hexano.
- Agitar por 3 minutos y centrifugar.
- El sobrenadante que queda después de cada centrifugación trasvasar a un embudo de separación, lavar dos veces con 20 ml de una solución de cloruro de sodio al 10 % y tres veces con 20 ml de agua destilada.
- La fase acuosa se desecha. Sobre la fase de hexano adicionar sulfato de sodio anhidro para eliminar completamente el agua y el extracto pasar a viales completamente protegidos de la luz.
- Llevar a sequedad con nitrógeno a 40° C.
- Recuperar los carotenoides con 3 ml de hexano grado HPLC.
- Inyectar inmediatamente en el HPLC, y cuantificar la concentración como β -caroteno.

- De los carotenoides recuperados tomar directamente o de la dilución y leer inmediatamente en el espectrofotómetro UV-VIS a 450 nm para cuantificar la concentración de carotenoides totales.

NOTA: Para evitar la degradación de los carotenoides se debe trabajar en un cuarto oscuro y protegido de la luz

e) Cálculos

$$\text{CarotenoidesTotales}(\mu\text{g} / \text{g}) = \frac{LR * Vt}{Pm}$$

Donde:

LR = Concentración de β -caroteno ($\mu\text{g}/\text{ml}$)

Vt = Volumen total (ml)

Pm = Peso de la muestra (g)

f) Referencias

Claudie, D; Catherine, C; Patrick, O; Franck, C; Marie A. Varietal and Interspecific influence on Micronutrient Contents in Citrus from the Mediterranean Area. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 2005. Vol 53, No. 6. p 214.

Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

DETERMINACIÓN DE CENIZAS

a) Principio

La muestra es incinerada en una mufla a 600° C, previa precalcinación en una placa calentadora o reverbero, para eliminar todo el material orgánico. El material inorgánico que no se destruye se denomina ceniza.

b) Equipo y material

- Balanza analítica
- Mufla
- Placa calentadora
- Pinza metálica
- Desecador
- Crisoles de porcelana

c) Procedimiento

- Pesar de 1,5 a 2,0 g de muestra y colocar en crisoles previamente tarados.
- Precalcinar la muestra hasta que no se desprenda humo.
- Colocar en una mufla a 600 °C durante 8 horas (o por una noche).
- Sacar los crisoles, enfriar en un desecador y pesar.

d) Cálculos

$$\text{Cenizas (\%)} = \left(\frac{P_3 - P_1}{P_2 - P_1} \right) * 100$$

Donde:

- P_1 = Peso del crisol vacío (g)
 P_2 = Peso del crisol más muestra (g)
 P_3 = Peso del crisol más cenizas (g)

e) Referencias

Método de la A.O.A.C. Association of Official Analytical Chemist. 1998. Peer Verified Methods. Manual on policies and procedures. Arlington. U.S.A.

Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

DETERMINACIÓN DEL COLOR

a) Principio

El color se determina por el Sistema Hunter, se utiliza el equipo marca ColorTec-PCM™. El color se reportará en L* (luminosidad), a* (rojo+, verde-) y b* (amarillo+, azul-). La escala de parámetros L, a y b se usará para calcular en ángulo Hue (H), la cromaticidad (C) y el índice de oscurecimiento (IO).

b) Equipo y material

- Equipo ColorTec-PCM™
- Cajas petri

c) Procedimiento

- Colocar la muestra en una caja petri pequeña, tapar teniendo cuidado de no dejar grumos o burbujas en la caja.
- Colocar el prisma del ColorTec-PCM™ sobre la superficie de la caja, tratando de cubrir toda la superficie.
- Tomar las lecturas en diferentes zonas de la caja. Anotar : L, a, b,

d) Cálculos

$$H = \arctg(b/a)$$

$$C = (a^2 + b^2)^{1/2}$$

$$IO = 100 * ((a + 1,75 * L) / (5,645 * L + a - 3,012 * b) - 0,31) / 0,172$$

e) Referencias

Manual ColorTec PCM/PSMTM, adaptado en el Departamento de Nutrición y Calidad de la Estación Experimental Santa Catalina-INIAP

Alvarado, J; Aguilera, J. 2001. Métodos para medir propiedades físicas e industriales de alimentos. España. Editorial Acribia, S. A. pp. 157, 329.

DETERMINACION DE ÉSTERES METILICOS

a) Principio

El metanol, liberado por la hidrólisis alcalina de las muestras, es oxidado a formaldehído utilizando la enzima alcohol oxidasa a pH 7,5 (pH óptimo de la enzima). El formaldehído reacciona con el amoníaco y la 2,4 - pentanodiona para formar un complejo de color amarillo que presenta un máximo de absorción a 412 nm.

La enzima alcohol oxidasa y la 2,4-pentanodiona presentan una especificidad frente al metanol y su producto de oxidación. Esta determinación sigue el método Klavons, J.A. et Benett, R.B., 1986.

b) Equipo y material

- Espectrofotómetro UV-VIS
- Baño maría
- Placa agitadora
- Agitador vortex
- Incubador-agitador
- Tubos de ensayo con tapa
- Pipetas eppendorf
- Pipetas graduadas
- Gradilla

c) Reactivos

Hidróxido de potasio KOH 2,5 N: Pesar 7.0138 g, disolver y aforar a 50 ml con agua destilada.

Ácido orto fosfórico 85%: (Merck 563)

Solución tampón fosfato 0,25 M, pH 7,5: Mezclar 16 ml de solución A con 84 ml de solución B y aforar a 200 ml con agua destilada.

Solución A: Pesar 2.7598 g de $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ (Merck 6346,) disolver y aforar a 100 ml con agua destilada.

Solución B: Pesar 7.17 g de $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (Fluka 71650), disolver y aforar a 100 ml con agua destilada.

Solución tampón fosfato de potasio 0.1 M, pH 8: Mezclar 5.3 ml de solución C y 94.7 ml de solución D y llevar a 200 ml.

Solución C: Pesar 3.4023 g de fosfato ácido monobásico de potasio KH_2PO_4 , disolver y aforar a 500 ml con agua destilada.

Solución D: Pesar 11.4115 g de fosfato ácido di básico de potasio $\text{K}_2\text{HPO}_4 \cdot 3\text{H}_2\text{O}$ (Merck 5099, disolver y aforar a 500 ml con agua destilada.

Acido acético 0.05 M: Tomar 289 μl de ácido acético glacial (Merck 90062, 1.06 g/ml, 96%) y llevar a 100 ml con agua destilada.

Solución tampón de acetato de amonio 2M: Mezclar 15.42 g de acetato de amonio (Merck 1116) y disolver en 100 ml de ácido acético 0.05M.

2,4 - pentanodiona (acetil acetona) $\text{C}_5\text{H}_8\text{O}_2$ 20 mM: Tomar 206 μl de 2,4-pentanodiona (Sigma A3511, densidad 0.97g/ml) y llevar a 100ml con acetato de amonio 2M.

$$\frac{0.02\text{mol}(20\text{mM})}{1000\text{ml}} * \frac{100.1\text{g}}{1\text{mol}} * 100\text{ml} * \frac{\text{ml}}{0.97\text{g}} = 0.206\text{ml}(206\mu\text{l})$$

Enzima alcohol oxidasa diluida: La alcohol oxidasa (nkat/ml, presentación de 0.2 ml, 45 mg de proteína/ml ó 30 unidades/mg proteína (Biuret). Sigma A-2404).

Nota: Una unidad oxida 1 μmol metanol a formaldehído por minuto a pH 7.5 a 25 °C., esta enzima debe almacenarse a menos 20°C.

d) Procedimiento

- Pesar 1 mg de pectina y disolver en 1,6 ml de agua.
- Añadir 400 μl de hidróxido de potasio 2,5 N y agitar durante 30 minutos a una temperatura ambiente (25 °C).
- Ajustar el pH a 7.5 utilizando ácido orto fosfórico diluido (1:3) y llevar a 10 ml con tampón fosfato 0.25 M (pH 7.5).
- Tomar 1 ml de muestra o 1 ml de cada estándar y adicionar 1 ml de enzima diluida (16.67 nKatal/ml), colocar 15 min a 25 °C, añadir 2 ml de reactivo de 2,4 - pentanodiona preparada con anterioridad y agitar.

- Incubar la solución a 60 °C durante 15 minutos, enfriar y medir la absorbancia a 412 nm. frente a un blanco que puede ser buffer fosfato o agua.

e) Cálculos

$$\% \text{Me tan ol} = \frac{LR(\mu l)}{l} * \frac{1l}{1000ml} * \frac{1ml}{1000\mu l} * \frac{0.79g}{1ml} * \frac{10ml}{\text{Pesopectin a}(mg)} * \frac{1000mg}{1g} * 100$$

f) Referencias

Ollé, D., 1997. Caractérisation des Ppolsaccharides et des composés Aromatiques de différents cultivars de Mangue (*Mangifera indica* L). Devenir de ces Constituants lors de la Préparation de Concentrés Aromatiques Pulpeux. Thèse. Paris. Université de Paris VII.

Klavons, J.A. et Benett, R.B., 1986. Determination of methanol using alcohol oxidase and its application to methyl ester content of pectins. J. Agric. Food Chem. 34: 597-599

DETERMINACION DE FIBRAS INSOLUBLES HEMICELULOSA Y CELULOSA

FIBRA DETERGENTE ACIDA

a) Principio

Para analizar los componentes de las paredes celulares se realiza una digestión con un detergente ácido (FDA) para hidrolizar la hemicelulosa. El residuo insoluble de este proceso contiene celulosa, lignina y se denomina fibra detergente ácida.

b) Equipo y material

- Vasos de 600 ml de fibra
- Equipo par digestión
- Balanza analítica
- Estufa
- Equipo de filtración
- Crisoles de vidrio Gosch
- Papel whatman de micro fibra de vidrio GF/A 150 mm
- Pipetas volumétricas

c) Reactivos**Solución detergente ácida (FDA):**

Acido sulfúrico 1 N: Tomar 27.89 ml de ácido sulfúrico (*Fluka 84720, 95-97%, 1.83 g/ml*), y aforar a un litro con agua destilada.

Bromuro cetil trimetil amonio: Pesar 20 g de bromuro cetil trimetil amonio (*Merck 2342*), disolver y aforar a un litro con ácido sulfúrico 1N.

Alcohol isoamílico: (*Merck 978*)

d) Procedimiento

- Pesar 1 g de muestra
- Añadir 50 ml de solución detergente ácida, agitar suavemente.
- Acondicionar los vasos de fibra en el equipo de digestión, desde el momento que comience a hervir dejar 30 min.
- Adicionar 50 ml de solución detergente ácida, 1 ml de alcohol isoamílico, y colocar en el equipo de digestión durante 30 minutos más. Agitar periódicamente los vasos para mantener las partículas en suspensión.
- Filtrar la solución en crisoles de vidrio Gosch previamente tarados, con agua desmineralizada caliente, lavar el residuo con agua caliente hasta eliminar completamente el detergente (aproximadamente con 500 ml de agua).
- Colocar los crisoles en una estufa a 105 °C durante ocho horas (preferentemente una noche), sacar a un desecador, enfriar y pesar.

e) Cálculos

Según la ecuación:

$$FDA(\%) = \frac{P_2 - P_1}{P_3} * 100$$

Donde:

- P_1 = Peso del crisol
 P_2 = Peso del crisol con la muestra seca
 P_3 = Peso de la muestra

FIBRA DETERGENTE NEUTRA**a) Principio**

Para determinar los componentes de la pared celular se realiza una digestión con un detergente neutro, donde la materia seca se divide y separa los constituyentes nutricionales solubles y accesibles de aquellos que no son totalmente aprovechables. El residuo insoluble de este proceso consiste de celulosa, hemicelulosa y lignina y se denomina fibra detergente neutra.

b) Equipo y material

- Balanza analítica
- Equipo para digestión
- Estufa
- Equipo de filtración
- Vasos de 600 ml de fibra
- Crisoles de vidrio Gosch
- Papel whatman de micro fibra de vidrio GF/A 150 mm
- Pipetas volumétricas

c) Reactivos

Solución detergente ácida (FDN): Pesar 30 g de lauril sulfato de sodio (*Merck 822050*); 18.60 g de etilen diamino tetracético (*Fluka 03610*); 6.81 g de borato de sodio decahidratado (*Merck 6308*); 4.56 g de disodio hidrógeno fosfato (*Fluka 71650*); adicionar 10 ml de 2 – etoxietanol (*Merck 9621*), disolver y aforar a 1000 ml con agua destilada.

Alfa amilasa líquida (termamyl): Novo Nordisk 120 L KNU/G (*Merck 420*)

Alcohol isoamílico: (*Merck 978*)

d) Procedimiento

- Pesar 1 g de muestra.
- Añadir 50 ml de solución detergente neutra y poner en el equipo de digestión durante 30 min desde el momento en que empiece a hervir.
- Añadir 50 ml de detergente neutro, 0.1 ml de á – amilasa y 1 ml de alcohol isoamílico, y colocar nuevamente en el equipo de digestión por 30 minutos, agitar periódicamente los vasos para mantener las partículas en suspensión.
- Filtrar la solución cuantitativamente a los crisoles de Gosch previamente tarados, lavar el residuo con agua caliente (aproximadamente 500 ml de agua desmineralizada), hasta eliminar todo residuo de detergente.
- Colocar los crisoles en una estufa a 105 °C durante ocho horas (preferentemente una noche), sacar y colocar en un desecador, enfriar y pesar.

e) Cálculos

$$FDN(\%) = \frac{(P_2 - P_1)}{P_3} * 100$$

Donde:

P₁ = Peso del crisol (g)

P₂ = Peso del crisol con la muestra seca (g)

P₃ = Peso de la muestra (g)

Para determinar el contenido de hemicelulosa y celulosa de la pared celular se realiza a partir de los resultados obtenidos de FDN y FDA y se calcula de la siguiente manera:

$$\text{Hemicelulosa}(\%) = \% \text{FDN} - \% \text{FDA}$$

$$\text{Celulosa}(\%) = \% \text{FDA} - \% \text{LIGNINA}$$

f) Referencias

Método de la A.O.A.C. Association of Official Analytical Chemist. 1998. Peer Verified Methods. Manual on policies and procedures. Arlington. U.S.A. Adaptado en los Laboratorios del Departamento de Nutrición y Calidad de la Estación Experimental Santa Catalina-INIAP.

DETERMINACIÓN DE HUMEDAD

a) Principio

La humedad de la muestra se pierde por volatilización a causa del calor. El material residual después de eliminar la humedad, constituye la materia seca.

b) Equipo y material

- Estufa
- Balanza analítica
- Latas de Aluminio
- Pinza metálica
- Desecador

c) Procedimiento

- Pesar aproximadamente 10 g de muestra fresca (ó 1 g de muestra seca), y colocar en latas de aluminio previamente taradas.

- Colocar en una estufa a 105° C durante 8 horas (o por una noche).
- Enfriar en un desecador y pesar la muestra seca.

d) Cálculos

$$\text{Humedad (\%)} = \left(\frac{(P_2 - P_1) - (P_3 - P_1)}{(P_2 - P_1)} \right) * 100$$

Donde:

P₁ = Peso de la lata vacía (g)

P₂ = Peso de la lata con la muestra fresca (g)

P₃ = Peso de la lata con la muestra seca (g)

e) Referencias

A.O.A.C. (Association of Official Analytical Chemist). 1998. Peer Verified Methods. Manual on policies and procedures. Arlington. U.S.A.

Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

DETERMINACION DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

Se realiza basado en el artículo científico publicado por Garner, et al, 2004, que demuestra que por medio de la sumatoria del contenido de polifenoles totales, carotenoides totales y vitamina C, se puede obtener la capacidad antioxidante de los alimentos y específicamente en las frutas.

DETERMINACION DE LIGNINA

a) Principio

Se realiza por el método de Klason (1931), modificada por Effland (1977). La lignina es cuantificada como la fracción resistente a una hidrólisis ácida en

caliente. Este método no es específico de la lignina, las cenizas y las proteínas son igualmente cuantificadas.

b) Equipo y materiales

- Balanza analítica
- Estufa
- Mufla
- Autoclave
- Erlenmeyers con tapa
- Probeta
- Pipeta
- Cisoles de vidrio Gosch G₄
- Papel whatman de micro fibra de vidrio GF/A 150 mm
- Desecador

c) Reactivo

Acido sulfúrico 72%: Tomar 74.15 ml de ácido sulfúrico concentrado 97.1 % (*J.T. Baker*) y aforar a 100 ml con agua purificada.

d) Procedimiento

- Pesar 200 mg pared celular, adicionar 2 ml de ácido sulfúrico al 72%, incubar durante 60 min a 30 °C, homogenizar el medio frecuentemente.
- Adicionar 56 ml de agua destilada y agitar suavemente.
- Colocar en el auto clave durante 60 min a 120 °C.
- Filtrar en caliente sobre cisoles de vidrio G₄, previamente tarados con papel whatman de fibra de vidrio.
- Lavar el residuo con abundante agua caliente con el fin de eliminar totalmente el ácido.
- Colocar los cisoles en una estufa a 105 °C durante 8 horas (preferible una noche), sacar a un desecador y pesar.
- Colocar en una mufla a 540 °C durante 4 horas, sacar a un desecador y pesar.
- Realizar un blanco utilizando solo ácido sulfúrico al 72% y continuar como señala la metodología.

e) Cálculos

$$Lignina(\%) = \frac{(P_2 - P_3)}{P_1} * 100\%$$

Donde:

P₁ = Peso de la muestra (g)

P₂ = Peso del crisol más muestra seca (g)

P₃ = Peso del crisol más cenizas (g)

f) Referencias

Método de Klason (1931), modificada por Effland (1977).

DETERMINACIÓN DE POLIFENOLES

a) Principio

Los polifenoles son comúnmente determinados usando el reactivo de Folin & Ciocalteu's que interactúa con otras diferentes sustancias reduciendo las sustancias no fenólicas llevando a una sobrestimación del contenido de polifenoles. El extracto de la fase sólida fue quitado con la eliminación de los componentes solubles en agua reduciendo las interferencias incluyendo la ocasionada por la vitamina C. La corrección colorimétrica fue desarrollada extrayendo las sustancias que podrían interferir en el agua de lavado del extracto bruto.

b) Equipo y material

- | | | |
|----------------------------|----------|--------------------------|
| - Espectrofotómetro | Shimadzu | - Balones aforados |
| UVVIS | | - Pipetas volumétricas |
| - Balanza analítica | | - Probetas |
| - Placa agitadora | | - Viales con tapa |
| - Papel filtro cualitativo | | - Vasos de precipitación |

- Cronómetro
- Cartuchos OASIS
- Agitadores magnéticos
- Termómetro

c) Reactivos

Acetona 70:30 (v/v): Medir 70 ml de acetona CH_3COCH_3 grado p.a. PM 58,08 g/mol, $\geq 99,8\%$, $\delta=0,79$ g/ml y mezclar con 30 ml de agua destilada.

Metanol puro: grado p.a CH_3OH , PM 32,04 g/mol, pureza 99,90 %.

Solución de carbonato de sodio 75 g/l: Pesar 75 g de carbonato de sodio Na_2CO_3 , grado p.a, Na_2CO_3 , pureza $\geq 99,9\%$, PM 105.99 g/mol-g, disolver con un poco de agua destilada caliente y aforar a 1000 ml.

Reactivo de Folin-Ciocalteus: Tomar 1 ml del reactivo de Folin, adicionar 9 ml de agua destilada, dilución 1/10.

Solución estándar de ácido gálico de 500 ppm: Pesar 0,0564 g de ácido gálico monohidratado $(\text{HO})_3\text{C}_6\text{H}_2\text{CO}_2\text{H}\cdot\text{H}_2\text{O}$, 98 %, disolver y aforar a 100 ml con agua destilada. Prepara una curva de 0-500 ppm, tomar 50 μl de cada estándar, adicionar 450 μl , (volumen final 500 μl) y proceder con el método.

Solución estándar de ácido L(+)-ascórbico de 1000 ppm: Pesar 0,1003 g de ácido L(+)-ascórbico p.a $\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_6$ 99,7 % disolver y aforar a 100 ml con agua destilada. Prepara una curva de 0-1000 ppm, tomar 500 μl de cada estándar y proceder con el método.

d) Procedimiento

- Pesar entre 0,3 g a un 1 g de muestra liofilizada, en viales con tapa.
- Adicionar 10 ml de la mezcla acetona/agua.
- Agitar por 45 minutos en una placa agitadora.
- Centrifugar por 10 min a 3.500 rpm. y/o filtrar a través de papel filtro.
- Recoger el filtrado en viales con tapa (*extracto bruto*).

Determinación de los componentes solubles totales en agua (Fracción A)

- Tomar 25 μl , 50 μl ó 75 μl del extracto bruto.
- Adicionar 475 μl , 450 μl ó 425 μl de metanol.

- Medir utilizando el método de Folin.

Separación de polifenoles y compuestos solubles en agua (Fracción B)

- Tomar 500 µl del extracto bruto.
- Adicionar 3,5 ml de agua.
- Colocar 2 ml de esta solución en un cartucho OASIS previamente acondicionado (3 ml de metanol + 2 x 3 ml de agua).
- Lavar con 2 x 2 ml de agua.
- Tomar 500 µl del extracto lavado.
- Medir utilizando el método de Folin.

NOTA: Después de cada análisis lavar los cartuchos OASIS con: 4 x 3 ml de metanol puro. Lavar con 2 x 2 ml de agua destilada.

Eliminación de Vitamina C del extracto lavado (Fracción C)

- Tomar 3 ml del extracto lavado en tubos de ensayo.
- Colocar en un baño de agua a 85°C por dos horas.
- Tomar 500 µl del extracto lavado.
- Medir utilizando el método de Folin.

Método de Folin

- Adicionar 2,5 ml de Folin-Ciocalteu (diluido en 1/10 con agua).
- Dejar a temperatura ambiente por dos minutos.
- Adicionar 2 ml de carbonato de sodio, agitar e incubar inmediatamente a 50°C por 15 minutos exactos. Enfriar los tubos rápidamente en agua a 4°C.
- Leer la absorbancia inmediatamente a 760 nm. Realizar las mediciones en duplicado.

e) Cálculos

$$\text{Polifenoles Totales (mg ácido gálico/100g muestra)} = A - B$$

$$A \text{ (mg/100g)} = LR_a * \frac{Vt}{Pm}$$

$$B \text{ (mg/100g)} = \left[LR_b * \frac{Vt}{Pm} * FD \right] * \frac{1}{10}$$

f) Referencias

Stephane, G; Pierre, B; Pascaline, A; Marie, J.A. Rapid Determination of Polyphenols and Vitamin C in Plant – Derived Products. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 2005, Vol. 53, 1370 -1373 pp

Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

DETERMINACIÓN DE MINERALES

a) Principio

La ceniza de la muestra es sometida a una digestión ácida para luego ser diluido a un volumen determinado. Posteriormente se realiza los análisis de macro y micro - elementos por absorción atómica y en el caso de fósforo por colorimetría.

b) Equipo y material

- Espectrofotómetro de Absorción Atómica Shimadzu AA-680
- Espectrofotómetro de Spectronic 20D
- Tubos (celda) de lectura para Spectronic 20D
- Balanza analítica
- Dilutor automático
- Plancha calentadora
- Agitador magnético
- Balones aforados, Pipetas volumétricas, Pipetas graduadas

- Papel filtro cuantitativo Whatman 541 o similar
- Embudos, porta embudos
- Tubos de ensayo, gradillas

c) Reactivos

Acido clorhídrico: HCl 37 %.

Acido nítrico: HNO₃ 65 %.

Solución de referencia de 1.000 ppm de: calcio, magnesio, sodio, potasio, cobre, manganeso, zinc, hierro, cobre.

Solución estándar de calcio 10 ppm, de magnesio 1 ppm.

Solución de lantano 1 %: Pesar 17,65 g de cloruro de lantano, disolver con 400 ml de agua y aforar a 1.000 ml.

Solución estándar de fósforo 1.000 ppm.

Solución estándar de fósforo 10 ppm de fósforo.

Solución de molibdo-vanadato: Pesar 25 gramos de molibdato de amonio en 400 ml de agua bidestilada, 1,25 g de vanadato de amonio en 30 ml de agua destilada caliente y enfriar. Añadir 250 ml de ácido nítrico al 65 % con agitación lenta. Mezclar la solución de molibdato con el vanadato y aforar a un litro. Envasar en frasco ámbar.

Solución de litio al 1 %: Pesar 62,34 g de cloruro de litio y disolver con 400 ml de agua bidestilada y aforar a 1.000 ml.

Solución estándar de sodio 2 ppm, de potasio 4 ppm, de hierro 10 ppm.

d) Procedimiento

- Colocar los crisoles que contienen las cenizas en la capilla o sorbona, adicionar 10 ml de agua destilada y 5 ml de ácido clorhídrico concentrado, digerir hasta que el volumen se reduzca a la tercera parte a temperatura baja.
- Retirar los crisoles de la plancha y enfriar, filtrar usando papel filtro cuantitativo y recibir el filtrado en un balón de 100 ml. Aforar con agua bidestilada.

d1) Determinación de calcio y magnesio

- Tomar 0,5 ml del filtrado, añadir 4 ml de agua bidestilada, 0,5 ml de la solución

de lantano al 1 % y agitar.

- De esta solución tomar 0,5 ml, añadir 4 ml de agua bidestilada, 0,5 ml de la solución de lantano y agitar.
- Preparar la curva estándar de Ca y Mg de 5 y 0,5 ppm: Colocar en tubos de ensayo la solución estándar de calcio y magnesio 0, 1, 2, 3, 4, 5 ml, adicionar agua bidestilada hasta 9 ml y añadir 1 ml de la solución de lantano al 1 %.
- Leer en el espectrofotómetro de absorción atómica de llama, tomando en cuenta primero los estándares luego las muestras.

d1.1) Cálculos

$$Ca(\%) = \frac{LR * Fd}{Pm}$$

Donde:

- LR = Lectura de Regresión
- Fd = Factor de dilución
- Pm = Peso de la muestra (g)

d2) Determinación de fósforo

- Tomar 0,5 ml del filtrado en un tubo de ensayo, añadir 4 ml de agua bidestilada y 0,5 ml de la solución molibdo -vanadato y agitar.
- Cuando se requiera hacer más diluciones se tomará 4,5 ml de agua con 0,5 ml de muestra y en la dilución a leerse se pondrá 0,5 ml de muestra 0,5 de la solución de molibdo - vanadato y 4 ml de agua bidestilada
- Preparar la curva estándar de fósforo de 0 a 5 ppm: Colocar la solución estándar de fósforo 10 ppm en tubos de ensayo 0, 1, 2, 3, 4, 5 ml, adicionar agua bidestilada hasta 9 ml y luego 1 ml de la solución de molibdo – vanadato.
- Pasar a los tubos calibrados del espectrofotómetro y leer, tomar en cuenta primero los estándares luego las muestras.
- Medir a una longitud de ondas de 400 nm.

d2.1) Cálculos

$$P(\%) = \frac{C * Fd}{Pm}$$

Donde:

- C = Concentración (ppm)
 Fd = Factor de dilución
 Pm = Peso de la muestra (g)

d3) Determinación de sodio y potasio

- Tomar 0,5 ml del filtrado en un tubo de ensayo, añadir 4 ml de agua bidestilada y 0,5 ml de la solución de litio al 1 % y agitar.
- Tomar 0,5 ml añadir 4 ml de agua bidestilada y 0,5 ml de la solución de litio al 1 % y agitar.
- Preparar la curva estándar de sodio y potasio de 1 y 2 ppm: Colocar en tubos de ensayo la solución estándar de Na y K 0, 1, 2, 3, 4, 5 ml, y adicionar agua bidestilada hasta 9 ml y adicionar 1 ml de la solución de litio al 1 %.
- Leer en el espectrofotómetro de absorción atómica de llama, tomando en cuenta primero los estándares luego las muestras.

d3.1) Cálculos

$$Na(\%) = \frac{C * Fd}{Pm}$$

Donde:

- C = Concentración (ppm)
 Fd = Factor de dilución
 Pm = Peso de la muestra (g)

d4) Determinación de hierro

- Preparar la curva estándar de hierro de 0 a 5 ppm: Colocar en tubos de ensayo la solución estándar de hierro 0, 1, 2, 3, 4, 5 ml, adicionar agua bidestilada hasta 9 ml y adicionar 1 ml de la solución de lantano al 1 %.
- Tomar 5 ml de la muestra y leer en el espectrofotómetro de absorción atómica

- En caso de ser lecturas altas, realizar diluciones de 1/10.

d4.1) Cálculos

$$Fe(\%) = \frac{C * Fd}{Pm}$$

Donde:

- C = Concentración (ppm)
- Fd = Factor de dilución
- Pm = Peso de la muestra (g)

d5) Determinación de cobre, manganeso y zinc

- Tomar 10 ml de la solución madre, agitar y leer
- Preparar la curva estándar de cobre, manganeso y zinc de 5 y 0.5 ppm: Colocar en tubos de ensayo la solución estándar de calcio y manganeso 0, 1, 2, 3, 4, 5 ml, y adicionar agua bidestilada hasta 9 ml y adicionar 1 ml de la solución de lantano al 1 .
- Leer en el espectrofotómetro de absorción atómica de llama, primero los estándares luego las muestras.

d5.1) Cálculos

$$Cu(ppm) = \frac{LR * Fd}{Pm}$$

Donde:

- LR = Lectura de Regresión
- Fd = Factor de dilución
- Pm = Peso de la muestra

e) Referencias

Fick, K; McDowell L; Miles P; Wilkinson N; Funk J; Conrad J. 1979. Manual de Métodos de Análisis de Minerales para tejidos de planta y animales. Departamento de Ciencia Animal, 2da Edición. EE.UU. Universidad de Florida.

Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS SOLUBLES

a) Principio

La concentración de sólidos solubles se mide por refractometría. La desviación del ángulo luminoso está relacionado con el contenido de elementos solubles presentes dentro de una muestra (azúcares, ácidos orgánicos, alcoholes).

b) Equipo y material

- Refractómetro
- Vasos de precipitación
- Papel Kleenex
- Piceta

c) Procedimiento

- Levantar la cubierta del refractómetro y colocar dos o tres gotas de la muestra sobre el prisma de la superficie.
- Leer la concentración de sólidos solubles en grados Brix
- Lavar con agua destilada y secar suavemente con papel kleenex.

d) Cálculos

La concentración de sólidos solubles se expresa directamente el valor de la lectura expresada en °Brix, se debe considerar si la muestra requirió dilución.

e) Referencias

Método de la A.O.A.C. Association of Official Analytical Chemist. 1998. Peer Verified Methods. Manual on policies and procedures. Arlington. U.S.A.

Adaptado en el Laboratorio de Servicios Analíticos e Investigación en Alimentos del Departamento de Nutrición y Calidad del INIAP.

Anexo B

Estadístico t-student para las variables físicas y químicas de dos accesiones de cocona

Tabla B.1. Prueba t – student al 5% para la caracterización física de cocona

| ANALISIS | UNIDAD | T-STUDENT CALCULADO | T - STUDENT TABLA | | GRADO DE SIGNIFICANCIA |
|------------------------------------|--------|------------------------|----------------------|-----------------|------------------------------|
| | | | VALOR MÍNIMO | VALOR MÁXIMO | |
| Peso | g | 8,07 | -2,045 | 2,045 | AS |
| Largo | cm | 1,96 | -2,045 | 2,045 | NS |
| Diámetro | cm | 8,51 | -2,045 | 2,045 | AS |
| Relación L/D | | -11,07 | -2,045 | 2,045 | AS |
| Firmeza | kgf | 5,31 | -2,045 | 2,045 | S |
| Rendimiento pulpa a fruta | % | 0,64 | -3,182 | 3,182 | NS |
| Rendimiento cáscara a fruta | % | 1,52 | -3,182 | 3,182 | NS |
| Rendimiento Semilla a fruta | % | 4,54 | -3,182 | 3,182 | S |
| Color Externo | °H | 20,38 | -3,182 | 3,182 | AS |
| | C | 8,88 | -3,182 | 3,182 | AS |
| | IO | 0,48 | -3,182 | 3,182 | NS |
| Color Interno | °H | 0,30 | -3,182 | 3,182 | NS |
| | C | -3,62 | -3,182 | 3,182 | NS |
| | IO | 1,09 | -3,182 | 3,182 | NS |

Tabla B.2. Prueba t – student al 5% para la caracterización química de cocona

| ANÁLISIS | UNIDAD | T-STUDENT CALCULADO | T DE STUDENT TABLA | | GRADO DE SIGNIFICANCIA |
|---------------------------------|------------------|------------------------|-----------------------|-----------------|------------------------------|
| | | | VALOR MÍNIMO | VALOR MÁXIMO | |
| Humedad | % | -2,58 | -4,303 | 4,303 | NS |
| Cenizas | % | -11,60 | -4,303 | 4,303 | AS |
| pH | | 1,59 | -4,303 | 4,303 | NS |
| Acidez Titulable | % ác. cítrico | -2,49 | -4,303 | 4,303 | NS |
| Sólidos Solubles | °Brix | 0,50 | -2,045 | 2,045 | NS |
| Azúcares Totales | % | 21,21 | -3,182 | 3,182 | AS |
| Azúcares Reductores | % | 20,81 | -4,303 | 4,303 | AS |
| Vitamina C | mg/100g | 4,01 | -3,182 | 3,182 | S |
| Polifenoles Totales | mg/100g | 38,10 | -4,303 | 4,303 | AS |
| Carotenoides Totales | mg/100g | 8,49 | -4,303 | 4,303 | AS |

Anexo C

Análisis de varianza para las variables físicas y químicas de cuatro accesiones de guayaba

Tabla C.1. ANOVA al 5 % de la caracterización física de guayaba

| VARIABLE | | UNIDADES | ACCESIÓN | MEDIA | GRUPOS HOMOGENEOS | P-VALOR |
|---------------------|-----------------|----------|----------|-------|-------------------|---------|
| PESO | g | 1 | 57,19 | B | 0 | |
| | | 2 | 73,53 | C | | |
| | | 6 | 32,71 | A | | |
| | | P.C. | 65,35 | BC | | |
| RELACION L/D | | 1 | 1,08 | AB | 0 | |
| | | 2 | 1,15 | C | | |
| | | 6 | 1,04 | A | | |
| | | P.C. | 1,12 | BC | | |
| FIRMEZA | Kg-f | 1 | 2,11 | AB | 0,0028 | |
| | | 2 | 2,73 | B | | |
| | | 6 | 1,62 | A | | |
| | | P.C. | 2,36 | AB | | |
| RENDIMIENTO | PULPA | % | 1 | 55,97 | A | 0 |
| | | | 2 | 60,34 | C | |
| | | | 6 | 66,34 | D | |
| | | | P.C. | 58,16 | B | |
| | SEMILLA | % | 1 | 15,34 | D | 0 |
| | | | 2 | 14,14 | B | |
| | | | 6 | 7,00 | A | |
| | | | P.C. | 14,74 | C | |
| | CÁSCAR A | % | 1 | 28,68 | D | 0 |
| | | | 2 | 25,52 | A | |
| | | | 6 | 26,65 | B | |
| | | | P.C. | 27,01 | C | |

Tabla C.1. ANOVA al 5 % de la caracterización físico de guayaba
Continuación...

| VARIABLE | UNIDADES | CLON | MEDIA | GRUPOS HOMOGENEOS | P-VALOR |
|---------------|----------|-------|--------|-------------------|---------|
| COLOR EXTERNO | IO | 1 | 189,17 | B | 0,0089 |
| | | 2 | 134,24 | AB | |
| | | 6 | 89,50 | A | |
| | | P.C. | 145,43 | AB | |
| | C | 1 | 47,59 | A | 0,4140 |
| | | 2 | 51,50 | A | |
| | | 6 | 47,56 | A | |
| | | P.C. | 49,02 | A | |
| | °H | 1 | 82,91 | A | 0,1731 |
| 2 | | 84,62 | A | | |
| 6 | | 82,91 | A | | |
| P.C. | | 83,89 | A | | |
| COLOR INTERNO | IO | 1 | 51,63 | D | 0,0089 |
| | | 2 | 46,56 | B | |
| | | 6 | 21,1 | A | |
| | | P.C. | 49,05 | C | |
| | C | 1 | 16,02 | B | 0,0045 |
| | | 2 | 15,52 | B | |
| | | 6 | 13,80 | A | |
| | | P.C. | 15,60 | B | |
| | °H | 1 | 52,23 | D | 0 |
| 2 | | 36,13 | B | | |
| 6 | | 74,91 | A | | |
| P.C. | | 44,33 | C | | |

Tabla C.2. ANOVA al 5 % de la caracterización química de guayaba

| VARIABLE | UNIDADES | CLON | MEDIA | GRUPOS HOMOGENEOS | P-VALOR |
|-----------------------|---------------------|------|--------|-------------------|---------|
| HUMEDAD | % | 1 | 82,77 | A | 0 |
| | | 2 | 88,13 | C | |
| | | 6 | 86,65 | B | |
| | | P.C. | 87,61 | C | |
| CENIZAS | % | 1 | 0,39 | AB | 0 |
| | | 2 | 0,31 | A | |
| | | 6 | 0,54 | B | |
| | | P.C. | 0,31 | A | |
| pH | | 1 | 3,45 | A | 0 |
| | | 2 | 3,45 | A | |
| | | 6 | 4,13 | B | |
| | | P.C. | 3,47 | A | |
| ACIDEZ | % ac. cítrico | 1 | 0,95 | B | 0 |
| | | 2 | 0,97 | B | |
| | | 6 | 0,44 | A | |
| | | P.C. | 0,96 | B | |
| SOL. SOLUBLES | ° Brix | 1 | 9,36 | B | 0,0384 |
| | | 2 | 8,63 | A | |
| | | 6 | 9,42 | B | |
| | | P.C. | 9,16 | AB | |
| AZÚCARES TOTALES | % | 1 | 4,54 | C | 0 |
| | | 2 | 1,91 | A | |
| | | 6 | 3,46 | B | |
| | | P.C. | 2,38 | A | |
| AZÚCARES REDUCTORES | % | 1 | 2,43 | C | 0 |
| | | 2 | 1,09 | A | |
| | | 6 | 2,94 | D | |
| | | P.C. | 1,55 | B | |
| VITAMINA C | mg/100g | 1 | 71,17 | A | 0,001 |
| | | 2 | 81,73 | A | |
| | | 6 | 124,44 | C | |
| | | P.C. | 99,33 | B | |
| POLIFENOLES TOTALES | mg ac. gálico/100 g | 1 | 2,74 | D | 0 |
| | | 2 | 1,19 | B | |
| | | 6 | 0,49 | A | |
| | | P.C. | 1,81 | C | |
| CAROTENOIDES. TOTALES | mg/100 g | 1 | 1,88 | D | 0 |
| | | 2 | 1,10 | B | |
| | | 6 | 0,30 | A | |
| | | P.C. | 1,74 | C | |