.

UNIVERSIDAD TÉCNICA DE MANABÍ

FACULTAD DE CIENCIAS MATEMÁTICAS, FÍSICAS Y QUÍMICAS

ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA

TRABAJO DE TITULACIÓN

PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE:
INGENIERO QUÍMICO

MODALIDAD:
PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

TEMA:
“OBTENCIÓN DE COLORANTE NATURAL A PARTIR DE LA CÁSCARA DE PLÁTANO VERDE (*MUSA PARADISIACAL*) MEDIANTE PROCESOS FÍSICOS DE EXTRACCIÓN**”**

AUTORES:
CEDEÑO ZAMBRANO EDUARDO JOSÉ
ROMERO GARCÍA ANA GUADALUPE

PORTOVIEJO – MANABÍ – ECUADOR
2017

DEDICATORIA

A Dios por haberme permitido llegar hasta este punto y por haberme dado salud para lograr mis objetivos.

A mis padres por todo el apoyo dedicado en todo momento, por sus consejos, sus valores, por la motivación ya que gracias a ella me han convertido en una persona de bien, sobre todo por el amor incondicional que me han brindado.

A mi querida hermana que me ha brindado su amor, comprensión y todo el apoyo incondicional que me ha dado a lo largo de mi formación académica.

A mi compañera de trabajo de titulación, por saber comprenderme en los momentos buenos y malos que estuvimos a lo largo de la realización del trabajo.

A mis amigos que nos apoyamos mutuamente en nuestra formación profesional, finalmente a los maestros que nos ayudaron a lo largo de nuestra formación y que nos ayudaron en las dudas presentadas en la elaboración de la tesis.

EDUARDO CEDEÑO

DEDICATORIA

Darle gracias a Dios por haberme dado salud y la oportunidad de llegar a este objetivo tan especial en mi vida.

A mis amados padres por sus consejos y comprensión, por ser ese pilar fundamental lleno de amor y apoyo constante en cada etapa de mi vida, por su esfuerzo y sacrificio, por creer en mi capacidad para lograr este objetivo.

A mis abuelitos paternos y maternos que siempre han estado presentes en cada momento de mi vida, pero hoy desde cielo derramaran miles bendiciones para mí.

A mis hermanos que han estado todo momento conmigo para darme su apoyo incondicional en cada logro que he conseguido, a mi sobrino y a mi pequeña Ronelita quienes han sido una mi motivación, inspiración y felicidad, y por darme esos momentos de alegría y locuras.

A mi familia y amigos en general por siempre brindarme su amistad y compartir conmigo buenos y malos momentos.

A mi compañero de trabajo de titulación, por demostrar responsabilidad y compromiso en el trabajo realizado.

Y a todas aquellas personas que durante estos años de estudio estuvieron a mi lado apoyándome en cada momento, en especial a mis profesores que fueron ese ejemplo de lucha constante para conseguir este objetivo.

ANA ROMERO

AGRADECIMIENTO

Agradecemos a Dios por permitirnos vivir y alcanzar esta meta en nuestras vidas.

A la Universidad Técnica de Manabí, por ser la institución que nos permitió adquirir valiosos conocimientos dentro de la provincia que nos vio nacer y crecer como futuros profesionales.

A la carrera de Ingeniería Química y sus docentes, quienes contribuyeron en nuestra formación como profesionales transmitiéndonos sus conocimientos. Que no quepa duda que este trabajo de titulación es de cierto modo el reflejo de lo aprendido en las aulas de clase.

De manera especial a nuestra Tutora Ing. Gisela Latorre Castro por guiarnos en la realización este trabajo de titulación bajo su dirección, su capacidad de mostrar ideas que han sido un aporte invaluable. Reconocemos su dedicación permanente, así como su apoyo y confianza.

De manera sincera a nuestra Revisora Ing. Virginia Sánchez por sus sugerencias y observaciones, siempre inteligentes y oportunas.

De manera profunda y sentida a nuestros familiares especialmente a nuestros padres, por enseñarnos el don de la perseverancia y formar en nosotros una base sólida de hábitos con los cuales afrontaremos el futuro.

Para aquellos amigos que han compartido con nosotros en el plano personal durante esta etapa universitaria.

Gracias todas las personas que ayudaron directa e indirectamente en la realización de este trabajo de titulación.

LOS AUTORES

CERTIFICACIÓN DE LA TUTORA

Quien suscribe la presente señora Ing. Gisela Latorre Castro, Docente de la Universidad Técnica de Manabí, de la Facultad de Ciencias Matemáticas Físicas y Química; en mi calidad de Tutora del trabajo de titulación ¨OBTENCIÓN DE COLORANTE NATURAL A PARTIR DE LA CÁSCARA DE PLÁTANO VERDE (*MUSA PARADISIACAL*) MEDIANTE PROCESOS FÍSICOS DE EXTRACCIÓN¨ desarrollada por los profesionistas: Señor Cedeño Zambrano Eduardo José y señorita Romero García Ana Guadalupe; en este contexto, tengo a bien extender la presente certificación en base a lo determinado en el Art. 8 del reglamento de titulación en vigencia, habiendo cumplido con los siguientes procesos:

- Se verificó que el trabajo desarrollado por los profesionistas cumple con el diseño metodológico y rigor científico según la modalidad de titulación aprobada.
- Se asesoró oportunamente a los estudiantes en el desarrollo del trabajo de titulación.
- Presentaron el informe del avance del trabajo de titulación a la Comisión de Titulación Especial de la Facultad.
- Se confirmó la originalidad del trabajo de titulación.
- Se entregó a la revisora una certificación de haber concluido el trabajo de titulación.

Cabe mencionar que durante el desarrollo del trabajo de titulación los profesionistas pusieron mucho interés en el desarrollo de cada una de las actividades de acuerdo al cronograma trazado.

Particular que certifico para los fines pertinentes

Ing. Gisela Latorre Castro

TUTORA

CERTIFICACIÓN DE LA REVISORA.

Luego de haber realizado el trabajo de titulación, en la modalidad de investigación y que lleva por tema: ¨OBTENCIÓN DE COLORANTE NATURAL A PARTIR DE LA CÁSCARA DE PLÁTANO VERDE (*MUSA PARADISIACAL*) MEDIANTE PROCESOS FÍSICOS DE EXTRACCIÓN¨ desarrollado por los jóvenes, Cedeño Zambrano Eduardo José con Cédula No. 1314492693 y Romero García Ana Guadalupe con cédula No. 1314861806, previo a la obtención del título de INGENIERO QUIMICO, bajo la tutoría y control de la señor Ing. Gisela Latorre Castro, docente de la Facultad de Ciencias Matemáticas, Físicas y Químicas y cumpliendo con todos los requisitos del nuevo reglamento de la Unidad de Titulación Especial de la Universidad Técnica de Manabí, aprobada por el H. Consejo Universitario, cumplo con informar que en la ejecución del mencionado trabajo de titulación, sus autores:

- Han respetado los derechos de autor correspondiente a tener menos del 10 % de similitud con otros documentos existentes en el repositorio
- Han aplicado correctamente el manual de estilo de la Universidad Andina Simón Bolívar de Ecuador.
- Las conclusiones guardan estrecha relación con los objetivos planteados
- El trabajo posee suficiente argumentación técnica científica, evidencia en el contenido bibliográfico consultado.
- Mantiene rigor científico en las diferentes etapas de su desarrollo.

Sin más que informar suscribo este documento NO VINCUILANTE para los fines legales pertinentes.

Ing. Virginia Sánchez Mendoza

REVISORA DEL TRABAJO DE TITULACION

DECLARACIÓN SOBRE DERECHOS DE AUTOR

Quienes firmamos la presente, profesionistas; CEDEÑO ZAMBRANO EDUARDO JOSÉ, Y ROMERO GARCÍA ANA GUADALUPE, en calidad de autores del trabajo de titulación realizado sobre **"**OBTENCIÓN DE COLORANTE NATURAL A PARTIR DE LA CÁSCARA DE PLÁTANO VERDE (*MUSA PARADISIACAL*) MEDIANTE PROCESOS FÍSICOS DE EXTRACCIÓN**"**, por la presente autorizo a la UNIVERSIDAD TÉCNICA DE MANABÍ, hacer uso de todos los contenidos que nos pertenecen o de parte de los que contienen este proyecto, con fines estrictamente académicos o de investigación. Los derechos que como autores nos corresponden, con excepción de la presente autorización, seguirán vigentes a nuestro favor, de conformidad con lo establecido en los artículos 5, 6 ,8 ,19 y demás pertinentes de la Ley de Propiedad Intelectual y su Reglamento. Así mismo las conclusiones y recomendaciones constantes en este texto, son criterios netamente personales y asumimos con responsabilidad la descripción de las mismas.

Cedeño Zambrano Eduardo José
AUTOR

Romero García Ana Guadalupe
AUTORA

ÍNDICE DE CONTENIDO

RESUMEN XIV

SUMMARY XV

INTRODUCCIÓN XVI

1. TEMA 18

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA 19

2.1. DESCRIPCIÓN DE LA REALIDAD DE LA PROBLEMÁTICA 19

2.2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA 20

2.3. DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA 20

2.3.1. DELIMITACIÓN ESPACIAL 20

2.3.2. DELIMITACIÓN TEMPORAL 20

3. MARCO REFERENCIAL 21

3.1. ANTECEDENTES 21

3.2. JUSTIFICACIÓN 22

3.3. MARCO TEÓRICO 23

3.3.1. PLÁTANO 23

3.3.2. CARACTERÍSTICAS DEL PLÁTANO 23

3.3.3. PROPIEDADES FUNCIONALES DEL PLÁTANO 25

3.3.4. PROPIEDADES MEDICINALES DEL PLÁTANO 25

3.3.5. CÁSCARA DE PLÁTANO 26

3.3.6. INDUSTRIA PLATANERA EN EL ECUADOR 27

3.3.6.1. PRODUCCIÓN NACIONAL 28

3.3.7. COLORANTES 29

3.3.7.1. COLORANTES ARTIFICIALES 30

3.3.7.2. COLORANTES NATURALES 32

3.3.7.2.1. TETRAPIRROLES 34

3.3.7.2.2. CAROTENOIDES 34

3.3.7.2.3. FLAVONOIDES 35
3.3.7.2.4. XANTONAS 35
3.3.7.2.5. QUINONAS 35
3.3.7.2.6. TANINOS 35
3.3.7.2.7. TERPENOS 36
3.3.7.3. CLASIFICACIÓN DE COLORANTES DE ACUERDO A SU GRUPO CROMÓFORO 36
3.3.8. MÉTODOS DE EXTRACCIÓN PARA COLORANTE NATURAL 38
3.3.8.1. EXTRACCIÓN SÓLIDO-LÍQUIDO 38
3.3.8.2. EXTRACCIÓN ASISTIDA CON ULTRASONIDO 39
3.3.8.3. EXTRACCIÓN MEDIANTE AGITACIÓN MAGNÉTICA 40
3.3.9. FACTORES QUE AFECTAN LA ESTABILIDAD DE LOS COLORANTES NATURALES 41
3.3.9.1. pH 41
3.3.9.2. TEMPERATURA 42
3.3.9.3. SOLVENTE 42
3.3.9.4. TIEMPO 42
3.3.9.5. OTROS FACTORES 42
3.3.10. PRUEBAS DE IDENTIFICACIÓN PARA METABOLITOS SECUNDARIOS PARA DETERMINAR LA FAMILIA A LA QUE PERTENECEN LOS COLORANTES NATURALES 43
3.3.10.1. GLICÓSIDOS CARDIOTÓNICOS 43
3.3.10.1.1. ENSAYO DE LIEBERMAN-BURCHARD 44
3.3.10.2. GLICÓSIDOS SAPONINAS 44
3.3.10.2.1. ENSAYO DE SALKOWSKI 44
3.3.10.3. GLICÓSIDOS FLAVONOIDES 44
3.3.10.3.1. ENSAYO DE SHINODA 45

3.3.10.4. GLICÓSIDOS ANTRAQUINONAS 45
3.3.10.4.1. ENSAYO DE BORNTRAGER 45
3.3.10.5. IDENTIFICACIÓN DE TANINOS 45
3.3.10.6. IDENTIFICACIÓN DE ALCALOIDES 46
3.3.10.6.1. ENSAYO DE DRAGENDORFF 47
3.3.10.7. ENSAYO MÉTODO LEGAL SESQUITERPENLACTONAS 47
3.3.10.8. ENSAYO DE FLAVONOIDES CON NAOH AL 10% 47
4. VISUALIZACIÓN Y ALCANCE DEL ESTUDIO 48
5. ELABORACIÓN DE HIPÓTESIS Y DEFINICIÓN DE VARIABLES 49
5.1. HIPÓTESIS 49
5.2. VARIABLES Y SU OPERACIONALIZACIÓN 49
5.2.1. VARIABLE INDEPENDIENTE 49
5.2.2. VARIABLE DEPENDIENTE 49
5.2.3. OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES. 49
6. DESARROLLO DEL DISEÑO DE INVESTIGACIÓN 51
6.1. OBJETIVOS 51
6.1.1. OBJETIVO GENERAL 51
6.1.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS 51
6.2. CAMPO DE ACCIÓN 51
6.3. DISEÑO METODOLÓGICO 51
6.3.1. TIPO DE INVESTIGACIÓN 51
6.3.2. MÉTODO DE INVESTIGACIÓN 52
6.3.3. DISEÑO EXPERIMENTAL 53
6.3.3.1. DIAGRAMA DE BLOQUES DEL PROCESO 53
6.3.3.2. DESCRIPCIÓN DEL DIAGRAMA DE BLOQUES 55
6.3.3.3. CÁLCULOS DEL PROCESO 56

6.3.3.4. DESCRIPCIÓN DE LAS PRUEBAS DE IDENTIFICACIÓN PARA METABOLITOS SECUNDARIOS.....63
6.3.3.4.1. IDENTIFICACIÓN DE GLICÓSIDOS CARDIOTÓNICOS .. 63
6.3.3.4.2. IDENTIFICACIÓN DE GLICÓSIDOS SAPONÍNICOS 63
6.3.3.4.3. IDENTIFICACIÓN DE GLICÓSIDOS FLAVONOIDES 63
6.3.3.4.4. IDENTIFICACIÓN DE GLICÓSIDOS ANTROQUINÓNAS.. 64
6.3.3.4.5. IDENTIFICACIÓN DE TANINOS..... 64
6.3.3.4.6. IDENTIFICACIÓN DE ALCALOIDES 64
6.3.3.4.7. IDENTIFICACIÓN DE SESQUITERPENLACTONAS..... 65
6.3.3.4.8. IDENTIFICACIÓN DE FLAVONOIDES CON NAOH AL 10% 65
6.3.4. MATERIALES Y REACTIVOS.. 66
7. DEFINICIÓN Y SELECCIÓN DE MUESTRA 68
7.1. SELECCIÓN Y RECOLECCIÓN DE MUESTRA DE LA CÁSCARA PLÁTANO 68
8. RECOLECCIÓN DE DATOS 69
9. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS 77
10. ELABORACIÓN DE REPORTE DE LOS RESULTADOS..... 79
10.1. DISCUSIÓN.....79
10.2. CONCLUSIONES.....79
10.3. RECOMENDACIONES 80
PRESUPUESTO..... 81
CRONOGRAMA..... 82
BIBLIOGRAFÍA 83
ANEXOS 95

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Partes de la planta de plátano.....24
Tabla 2. Composición nutricional de la cáscara de plátano.....27
Tabla 3. Producción regional del cultivo de plátano en el Ecuador.....28
Tabla 4. Clasificación de los colorantes químicos según su aplicación 30
Tabla 5. Colorantes artificiales más utilizados a nivel mundial 31
Tabla 6. Clasificación de colorantes naturales según composición química 33
Tabla 7. Identificación de flavonoides por su coloración 64
Tabla 8. Identificación de flavonoides con NaOH por su coloración.....66
Tabla 9. Tabla de materiales, reactivos y equipos utilizados en el proceso experimental de la investigación 66
Tabla 10. Resultados experimentales obtenidos a diferentes tiempos por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M) 69
Tabla 11. Resultados experimentales a un tiempo de 30 min por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M).....73
Tabla 12. Resultados de rendimientos de los solventes utilizados con los dos métodos de extracción.....76
Tabla 13. Identificación físico-química de metabolitos secundarios en el colorante extraído a base de cáscara de plátano con agua e hidróxido de sodio por medio ultrasonido y agitación magnética 76

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica 1. Datos estadísticos a diferentes tiempos con agua por Ultrasonido (U) y Agitación magnética 70

Gráfica 2. Datos estadísticos a diferentes tiempos con NaOH por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M) 71

Gráfica 3. Datos estadísticos a un tiempo de 30 min con etanol por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M) 72

Gráfica 4. Datos estadísticos a un tiempo de 30 min con H_2O por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M) 74

Gráfica 5. Datos estadísticos a un tiempo de 30 min con NaOH por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M) 75

RESUMEN

El plátano verde es una especie vegetal muy cultivada en el país, y principalmente en la provincia de Manabí es por esto que este proyecto se basa en la extracción de un colorante natural a partir de cáscara de plátano como una forma de sustituir los colorantes artificiales en la industria textil y al mismo tiempo aprovechar la gran cantidad de residuos que deja el consumo de esta nutritiva especie vegetal.

Los métodos empleados para la extracción del colorante fueron agitación magnética y asistido por ultrasonido, además se utilizaron diferentes solventes como agua, hidróxido de sodio (en su presentación como lejía) y etanol. Se pudo determinar que el mejor método para la obtención fue la agitación magnética con hidróxido de sodio 0,25N.

Las pruebas físico-químicas al extracto coloreado determinaron la familia a la que pertenece, mediante estos análisis químicos cualitativos se pudo observar que este extracto pertenece a la familia de flavonoides, taninos y terpenos. El colorante obtenido tuvo tres presentaciones de forma líquida, en pasta y seca.

Al presentar este trabajo de titulación se deja una nueva alternativa para la obtención y aplicación de los colorantes naturales, fomentando el aprovechamiento de un desecho que en la actualidad no está siendo utilizado. A su vez se recomienda hacer estudios para buscar nuevas alternativas para la aplicación de los colorantes naturales en diferentes industrias como la textil, farmacéutica, cosmética y alimenticia.

SUMMARY

The green banana is a very cultivated vegetable species in the country, and mainly in the province of Manabí is why the project is based on the extraction of a natural colorant from banana peel as a way to replace artificial coloring is The textile industry and at the same time take advantage of the large amount of waste left by the consumption of this plant species.

The methods used to extract the dye were by magnetic stirring and by ultrasound, in addition various solvents were used such as water, sodium hydroxide and its ethanol. It was found that the best method for the preparation was magnetic stirring with 0.25N sodium hydroxide.

The physicochemical tests on the colored extract determined the family to which it belongs, through these qualitative chemical analyzes it can be observed that this extract belongs to the family of flavonoids, tannins and terpenes. The dye obtained had three presentations of liquid form, in paste and dry.

At the present this work of the titration leaves a new alternative for the obtaining and the use of the natural ones of the colors, fomenting the use of a waste that at the present time is not being used. At the same time it is recommended to make studies to find new alternatives for the application of natural dyes in different industries such as medicine, pharmaceutical, cosmetics and food.

INTRODUCCIÓN

Desde tiempos inmemoriales los colorantes, se usan para teñir artesanalmente. En la naturaleza se pueden encontrar múltiples fuentes de colorantes, capaces de generar una amplia variedad de matices, algunos de ellos empleados en la industria textil y alimenticia. En la antigüedad la obtención de colorantes se daba a base de productos naturales, un gran porcentaje de estas fuentes provenía de la agricultura (semillas, materiales de desecho como cáscaras, hojas, etcétera)[1].

El hombre está íntimamente unido al medio ambiente, en particular a los productos naturales de origen vegetal, a la vez estos le proporcionan alimento para su subsistencia. Las frutas y verduras son un componente importante de una dieta saludable. Algunas frutas como los plátanos ofrecen grandes beneficios médicos, debido a que ayudan al cuerpo a retener algunos componentes como el calcio, nitrógeno y fósforo[2]. Sirven como alimento para los diabéticos, poseen propiedades astringentes, antifúngicas y antibióticas. Dentro de estos alimentos tenemos al plátano que es también conocido como verde, se cultivan tres variedades dentro del país como: barraganete, dominico y maqueño. Se produce en el Litoral y en las zonas de clima cálido, no hay datos actualizados de la producción, pero se calcula que están sembradas 40.000 hectáreas[3]. Este producto es rico en fibra y efectivo para dar energía al organismo.

La obtención de colorantes a partir de productos naturales ha sido una práctica común en diferentes culturas, sin embargo, la mayoría de los productos que imparten estas características (colorantes, aromatizantes y saborizantes) son de origen sintético y por lo tanto su costo es muy elevado. Actualmente son muchos los colorantes sintéticos que son empleados en la fabricación de determinados productos, pero son

[1] Pineda, J. E. D., & others. (2012). Pulverización de colorantes naturales por secado por atomización. *Cuadernos de Investigación*, (33). Retrieved from http://publicaciones.eafit.edu.co/index.php/cuadernos-investigacion/article/view/1309

[2] López, G. B., & Montaño, F. J. G. (2014). Propiedades funcionales del plátano (Musa sp). *Med UV*, 22–26.

[3] El Comercio. (2011). Tres tipos de plátano se cosechan en el Ecuador. Retrieved from http://www.elcomercio.com/actualidad/negocios/tres-tipos-de-platano-se.html

los colorantes naturales los que han comenzado a tener mucho auge debido a su biodegradabilidad y a su baja toxicidad [4].

Es así que esta investigación quiere dar a conocer otra alternativa para aprovechar el residuo que hoy en día genera la producción de chifle que da como resultado grandes cantidades de cáscara de plátano, para la extracción de un colorante natural [5].

[4] Lobato, A. R., Maldonado, F., Pérez, O. A., & Martir, E.-H. S. C. (2001). Cinética y Extracción de Colorantes Naturales. In *Xvi Congresso Latino-Americano De Química Textil. Quito*. Retrieved from http://artisam.org/descargas/pdf/EXTRACCION%20DE%20COLORANTES%20NATURALES.pdf

[5] Vásquez, A., Dalila, A., & Fuentes Cañas, C. E. (2008). *Obtención de un colorante a partir de Musa paradisiaca (Plátano verde) con aplicación en la industria textil*. Universidad de El Salvador. Retrieved from http://ri.ues.edu.sv/2921/

1. TEMA

Obtención de colorante natural a partir de la cáscara de plátano verde (*Musa Paradisiacal*) mediante procesos físicos de extracción.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

2.1. DESCRIPCIÓN DE LA REALIDAD DE LA PROBLEMÁTICA

Actualmente muchas actividades industriales liberan grandes cantidades de efluentes contaminados con colorantes, y más de diez mil diferentes tipos de pigmentos y colorantes sintéticos son usados en industrias como la textil, papelera, cosmética y farmacéutica[6].

La mayoría de los colorantes de síntesis presentan problemas de toxicidad, por lo que sus dosis de empleo están siendo restringidas[7], como la tartracina que puede desencadenar hiperactividad e incluso conductas agresivas, especialmente en los niños[8]. Se estima que del 2 al 50 % de estos compuestos se desechan a las aguas residuales provocando toxicidad para muchos organismos acuáticos, causando graves daños a los ecosistemas[9].

El Ecuador es el sexto país a nivel mundial con la mayor producción de plátano[10]. Siendo éste uno de los productos agrícolas con mayor demanda en el mercado nacional, y además es uno de los principales ingredientes en la mayoría de los platillos que se preparan en la costa ecuatoriana. A nivel nacional la provincia de Manabí es el mayor productor de plátano.

Una de las principales fuentes de trabajo a nivel nacional y en la provincia de Manabí, es la producción de chifles y harina de plátano de manera artesanal e industrialmente, la cual genera toneladas de residuo que no son aprovechados, y en la mayoría de los casos el único uso favorable es como alimento para animales de granja.

A través de una evaluación de la extracción de pigmentos de cáscara de plátano, se pretende aprovechar las propiedades de este residuo y disminuir el impacto

---

[6] Anjaneyulu, Y., Sreedhara Chary, N., & Samuel Suman Raj, D. (2005). Decolourization of Industrial Effluents – Available Methods and Emerging Technologies – A Review. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, *4*(4), 245–273. https://doi.org/10.1007/s11157-005-1246-z

[7] Astiasarán, I. (2003). *Alimentos y nutrición en la práctica sanitaria*. Ediciones Díaz de Santos

[8] Roger, J. D. P. (2003). *Salud por los alimentos*. Madrid: Editorial Safeliz.

[9] Díaz, N. A., Ruiz, J. A. B., Reyes, E. F., Cejudo, A. G., Novo, J. J., Peinado, J. P., … Fiñana, I. T. (2007). 8. Espectrometría: Espectros de absorción y cuantificación colorimétrica de biomoléculas. *Sf Http://www. Uco. Es/dptos/bioquimica-biolmol/pdfs/08_ESPECTROFOTOMETR% C3% 8DA. Pdf (Último Acceso: 9 de Febrero de 2016)*. Retrieved from http://www.uco.es/organiza/departamentos/bioquimica-biol-mol/pdfs/08_ESPECTROFOTOMETR%C3%8DA.pdf

[10] MARD, (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural). (2006). Encuesta nacional agropecuaria.

ambiental generado por el mismo, mediante la sustitución de colorantes artificiales por esta alternativa natural.

2.2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

¿Cómo disminuir el uso de colorantes sintéticos a través de la extracción de pigmentos obtenidos a base de la cáscara de plátano?

2.3. DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA

2.3.1. DELIMITACIÓN ESPACIAL

El presente trabajo de investigación se desarrollará en la Universidad Técnica de Manabí, en los laboratorios de Operaciones Unitarias y Procesos Químicos de la Facultad de Ciencias Matemáticas, Físicas y Químicas**.**

2.3.2. DELIMITACIÓN TEMPORAL

En la presente investigación, se tomará información existente desde el 2000 hasta la presente fecha y su desarrollo.

3. MARCO REFERENCIAL

3.1. ANTECEDENTES

La producción de plátano se dio a conocer en el Mediterráneo en el año 650 DC. La especie llegó a las Canarias en el siglo XV y desde allí fue trasladado a América en 1516 por las constantes corrientes migratorias de la época[11]. Pero no lo introdujeron hasta el siglo XX en toda Europa. En el Siglo XX este cultivo se convierte en uno de los más cultivados en Centro y Sur América, siendo uno de los principales renglones de exportación en los países tropicales y convirtiéndose en el cuarto cultivo a nivel mundial, tanto por su consumo, exportación y la alta mano de obra que requiere para su producción, en los últimos cien años ha sufrido grandes transformaciones técnicas de cultivo y comercialización[12].

A nivel mundial la producción de musáceas (bananos y plátanos) en 2007 estimó en 104 millones de toneladas (MT). Entre los países de mayor producción se encuentran India 11,7; Uganda 9,7; Brasil 7,08; China 7,05; Filipinas 6,8; Ecuador 6,4 y Colombia 6 MT (Lescot, 2008). En América latina las poblaciones de mayor consumo son Ecuador, Cuba, República Dominicana y Colombia, con un aporte de dieta de 320, 210, 200, 160 g/día por persona[13].

El principal residuo del proceso industrial del plátano, es la cáscara la cual representa aproximadamente el 30% del peso del fruto, las aplicaciones potenciales para la cáscara de plátano dependen de su composición química. Algunas de sus tantas características son: fibra dietética, proteínas, aminoácidos esenciales, ácidos grasos poliinsaturados y potasio; entre los esfuerzos para utilizar la cáscara se han obtenido proteínas, metanol, etanol, pectinas, enzimas y colorante natural[14].

---

[11] Paz, R., & Pesantez, Z. (2013). POTENCIALIDAD DEL PLÁTANO VERDE EN LA NUEVA MATRIZ PRODUCTIVA DEL ECUADOR. *Revista Científica Yachana*, *2*(2). Retrieved from http://revistas.ulvr.edu.ec/index.php/yachana/article/view/47

[12] Vergara Cantillo Ernesto. (2010, diciembre). Vagabundeando por los libros: ORIGEN E HISTORIA DEL PLATANO Musa paradisiaca L. Retrieved from https://apiciusysuslibros.blogspot.com/2010/12/origen-e-historia-del-platano-musa.html

[13] MARD, (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural). (2006). Encuesta nacional agropecuaria.

[14] López, G. B., & Montaño, F. J. G. (2014). Propiedades funcionales del plátano (Musa sp). *Med UV*, 22–26.

3.2. JUSTIFICACIÓN

En el Ecuador, el plátano forma parte de la canasta básica familiar, al ser la materia prima de deliciosos platos tradicionales sobre todo de la región costa. Las plantaciones de plátano se pueden divisar por todo el territorio ecuatoriano. La plantación de esta fruta ha ganado acogida en los últimos años, según datos de la Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua (ESPAC), en el año 2014 la superficie plantada en hectárea fue de 159.014, en cosecha fue de 127.915; dando una producción en TM de 634.341 y el rendimiento de hectárea/TM es de 4.96.

En la provincia de Manabí la producción por superficie plantada en hectáreas fue de 50.376, en cosecha fue de 38.199; dando una producción en TM de 228.021, siendo el cantón El Carmen el de mayor producción en el cual se cosecha el 38% de la producción a nivel nacional. Todos estos valores nos confirman la gran cantidad de desechos generados a través de esta actividad.

Y es por esto que este trabajo tiene la finalidad de dar un nuevo uso al residuo generado por la cáscara de plátano, para la obtención de colorante natural a partir de este, así disminuir el impacto ambiental causado. Hoy en día se está implementado el uso de desechos orgánicos para obtención de diferentes productos.

El uso de colorantes sintéticos a nivel industrial es el más común en la fabricación de casi todos los productos terminados. Una evaluación de los procesos de obtención de un colorante natural a partir de la cáscara de plátano, como una opción innovadora para poder sustituir los colorantes artifíciales a nivel industrial y como alternativa en la industria textil, y hacer de este proceso más amigable con el medio ambiente y al mismo tiempo darle un valor agregado a este producto obtenido a base de un residuo.

Todo esto en base a que actualmente en el país no existen estudios realizados para la optimización de este desperdicio orgánico ya que por décadas no ha sido explotado, pero lo que vuelve ésta investigación más importante es que se quiere dar a conocer el uso de este desecho como una alternativa para emplear este proceso a nivel industrial con técnicas y operaciones adecuadas que garanticé su calidad e incremente la productividad en la provincia.

3.3. MARCO TEÓRICO

3.3.1. PLÁTANO

El plátano pertenece al género Musa; a la familia *Musaceas* y al orden de las zingiberaceas[15]. Es uno de los principales alimentos básicos en África, América Latina, el Caribe y la India[16]. Es uno de los cultivos más comunes en todos los países con clima tropical, de todo el fruto lo único que es consumido por el humano es la pulpa por lo que se generan grandes cantidades de desperdicio, este generalmente se coloca en basureros municipales lo que contribuye a la existencia de problemas ambientales[17]. Es un alimento de fácil obtención en cualquier época del año y por su bajo costo es incluido en diversas recetas, además de poseer nutrientes como carbohidratos, minerales, vitaminas y proteínas[18].

3.3.2. CARACTERÍSTICAS DEL PLÁTANO

La planta del plátano mide 2-5 m, y su altura puede alcanzar hasta 8 m con las hojas. Y los racimos pueden tener de 30-70 plátanos que miden 20-40 cm de largo y 4-7 cm de diámetro, y además está formada de 5 partes son: hojas, frutos, raíz, flores y tallo[19].

---

[15] Linden, G., Lorient, D., Bichat, H., & Carballo García, F. J. (1996). *Bioquímica agroindustrial: revalorización alimentaria de la producción agrícola*. Zaragoza: Acribia.

[16] FAO. (2011). Examen de la viabilidad técnica del seguimiento y análisis de la importancia económica de variedades de banano distintas de la Cavendish: esbozo de una estrategia. Retrieved from http://www.fao.org/docrep/meeting/022/ma590s.pdf

[17] Wachirasiri, P., Julakarangka, S., Wanlapa, S., & others. (2009). The effects of banana peel preparations on the properties of banana peel dietary fibre concentrate. *Songklanakarin Journal of Science and Technology*, *31*(6), 605–611.

[18] Robles Dávila Karina. (2007). *Harina producto-platano-240807*. Empresariales, Cali, Colombia. Retrieved from http://es.slideshare.net/carloosperdomoopolancoo/harina-productoplatano240807

[19] Hernández, M., & Vit Olivier, P. (2009). El plátano un cultivo tradicional con importancia nutriciona. *Revista Del Colegio de Farmacéuticos Del Estado Mérida*. Retrieved from http://www.saber.ula.ve/handle/123456789/30260

Tabla 1.

Partes de la planta de plátano

Partes	Concepto	Fuente
Hojas	Las hojas de Plátano se cuentan entre las más grandes del reino vegetal; son de color verde o amarillo verdoso claro, con los márgenes lisos y las nervaduras pinnadas, se despliegan hasta alcanzar 3 m de largo y 60 cm de ancho; el pecíolo tiene hasta 60 o 100 cm.	(Álvarez, 2013).
Frutos	Los frutos tardan entre 80 y 180 días en desarrollarse por completo. En condiciones ideales fructifican todas las flores femeninas, adoptando una apariencia dactiliforme que lleva a que se denomine "manos" a las hileras en las que se disponen. Puede haber entre 5 y 20 manos por espiga.	(Cruz, 2013).
Raíz	Está formado por raíces secundarias en forma de cabellera que sirven de soporte y anclaje para sostener la parte aérea de la planta. El elemento perenne es el rizoma, superficial o subterráneo, que posee meristemos a partir de los cuales nacen raíces fibrosas, que pueden alcanzar una profundidad de 1,5 m y cubrir 5 m de superficie. Las raíces del Plátano son muy superficiales y el 90% de ellas se encuentran en los primeros 30 cm del suelo.	(Vergara Cantillo, 2010)
Flores	Durante la floración o salida de la bacota, unos 10 a 15 meses después del nacimiento del pseudotallo (dependiendo de la variedad o clon), cuando éste ya ha dado entre 26 y 32 hojas, nace directamente a partir del rizoma una inflorescencia que emerge del centro de los pseudotallos en posición vertical; tiene un escapo pubescente de 5 a 6 cm de diámetro, terminado en un racimo colgante de 1 a 2 m de largo	(Vergara Cantillo, 2010)
Tallo	El tallo verdadero del plátano es un rizoma grande y almidonoso, subterráneo, que está coronado con yemas; las cuales se desarrollan cuando la planta ha florecido y fructificado, da origen a las raíces y los peciolos, cuyas vainas o calcetas que formarán el pseudotallo o tallo falso	(Álvarez, 2013).

Fuente: Varios autores.
Elaborado por: Cedeño Eduardo y Romero Ana.

3.3.3. PROPIEDADES FUNCIONALES DEL PLÁTANO

La pulpa de plátano contiene diversas propiedades, como lo han demostrado estudios realizados sobre este es una excelente fuente de potasio[20]. Un solo plátano puede proporcionar hasta el 23% de potasio que se necesita al día, además beneficia a los músculos, ya que ayuda a mantener su buen funcionamiento y evita los espasmos musculares. Además, estudios recientes muestran que el potasio puede ayudar a disminuir la presión arterial y también reduce el riesgo de accidentes cerebrovasculares[21].

El plátano es rico en vitaminas A, B6, C y D, dando beneficios especialmente a los huesos y músculos del cuerpo humano. Ya que uno solo de estos frutos contiene el 41% del requerimiento necesario de vitamina B6 al día, estudios recientes han comprobado que el consumo de plátano ayuda a mejorar el humor para personas con depresión y síndrome pre-menstrual debido a su alto contenido de vitaminas[22], específicamente la vitamina B6 ya que está integrada por las moléculas de piridoxal, piridoxina y piridoxamina las cuáles tienen un papel atenuante en el metabolismo de varios neurotransmisores (serotonina, norepinefrina, sistema colinergénico, dopamina y ácido γ-aminobutírico)[23].

3.3.4. PROPIEDADES MEDICINALES DEL PLÁTANO

La platanera presenta características medicinales como el caso de las flores las cuales se utilizan para tratar la disentería, úlceras y bronquitis, además, las mismas cocidas se consideran un buen alimento para los diabéticos. La raíz y semilla de la platanera se utilizan generalmente para tratar enfermedades digestivas[24]. En la medicina tradicional, la savia se utiliza para tratar una amplia variedad de

---

[20] Hernández, M., & Vit Olivier, P. (2009). El plátano un cultivo tradicional con importancia nutriciona. *Revista Del Colegio de Farmacéuticos Del Estado Mérida*. Retrieved from http://www.saber.ula.ve/handle/123456789/30260

[21] Kumar, K. S., & Bhowmik, D. (2012). Traditional and medicinal uses of banana. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, *1*(3). Retrieved from http://search.proquest.com/openview/047c9e3316a0c55beac06dcd5be42616/1?pq-origsite=gscholar

[22] Kumar, K. S., & Bhowmik, D. (2012). Traditional and medicinal uses of banana. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, *1*(3). Retrieved from http://search.proquest.com/openview/047c9e3316a0c55beac06dcd5be42616/1?pq-origsite=gscholar

[23] Khan A. (1998). *Neurochemistry of schizophrenia and depression.* España: Clovis C.A.

[24] Morton, J. F. (2013). *Fruits of Warm Climates*. Miami: Echo Point Books & Media.

enfermedades, incluyendo la lepra, la histeria, la fiebre, trastornos digestivos, hemorragia, epilepsia, hemorroides y picaduras de insectos ya que químicamente la savia del plátano tiene propiedades astringentes[25]. Se ha comprobado científicamente que tanto la cáscara como la pulpa poseen propiedades antifúngicas y antibióticas debido a su estructura química, así mismo cuentan con neurotransmisores como la norepinefrina, serotonina y dopamina[26].

3.3.5. CÁSCARA DE PLÁTANO

El principal subproducto del proceso industrial del plátano, es la cáscara la cual representa aproximadamente el 30% del peso del fruto[27], siendo una cantidad considerable de residuos que se podrían aprovechar para la producción de complejos enzimáticos[28]. Las aplicaciones potenciales para la cáscara de plátano dependen de su composición química. Los principales componentes de la cáscara son: celulosa (25%), hemicelulosa (15%) y lignina (60%) y además ésta es rica en taninos. La cáscara de plátano tiene una propiedad de adsorción. Se debe en gran parte a la lignina que son polímeros insolubles, además presenta un elevado peso molecular, que resulta de la unión de varios ácidos y alcoholes fenilpropílicos (cumarílico, coniferílico y sinapílico)[29].

La cáscara de plátano contiene carotenoides, como el β-caroteno, α-caroteno y diferentes xantofilas, estas han sido cuantificadas en un rango de 300-400μg de equivalentes de luteína/100g[30], así mismo se han identificado esteroles y triterpenos,

---

[25] Vásquez, A., Dalila, A., & Fuentes Cañas, C. E. (2008). *Obtención de un colorante a partir de Musa paradisiaca (Plátano verde) con aplicación en la industria textil*. Universidad de El Salvador. Retrieved from http://ri.ues.edu.sv/2921/

[26] Kumar, K. S., & Bhowmik, D. (2012). Traditional and medicinal uses of banana. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, *1*(3). Retrieved from http://search.proquest.com/openview/047c9e3316a0c55beac06dcd5be42616/1?pq-origsite=gscholar

[27] González-Montelongo, R., Gloria Lobo, M., & González, M. (2010). Antioxidant activity in banana peel extracts: Testing extraction conditions and related bioactive compounds. *Food Chemistry*, *119*(3), 1030–1039. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.08.012

[28] Manjarrés, K., Castro, A., & Rodríguez Sandoval, E. (2010). Producción de lacasa utilizando Pleurotus ostreatus sobre cáscaras de plátano y bagazo de caña. *Revista Lasallista de Investigación*, *7*(2), 9–15.

[29] HUMBERTO, L. R. U., FRANCISCO, M. Z. L., JARET, P. M. K., & KRYSLIA, R. R. (n.d.). TÍTULO: CARACTERIZACIÓN FISICA Y QUIMICA DE LA CÁSCARA DE PLÁTANO, PARA LA ELIMINACIÓN DE HIERRO Y MANGANESO EN AGUAS PROVENIENTES DE POZOS PROFUNDOS. Retrieved from http://www.academia.edu/download/38030021/PROTOCOLO.pdf

[30] Subagio, A., Morita, N., & Sawada, S. (1996). Carotenoids and their fatty-acid esters in banana peel. *Journal of Nutritional Science and Vitaminology*, *42*(6), 553–566.

como el β-sitoesterol, stigmasterol, campesterol, cicloeucalenol, cicloartenol y cicloartanol 24-metileno[31]. La cáscara de plátano es rica en aminoácidos esenciales siendo encontrados la leucina, valina, fenilalanina y treonina[32].

Tabla 2.

Composición nutricional de la cáscara de plátano

Contenido nutricional de cáscara de plátano	
Nutriente	**Por cada 100 g**
Agua	65,27 g
Proteínas	1,3 g
Lípidos	0,37 g
Ceniza	1,17 g
Hidratos de carbono	31,89 g

Fuente: Contenido Nutricional De Las Frutas
Elaborado por: (Arroyo Andrés, 2011)

3.3.6. INDUSTRIA PLATANERA EN EL ECUADOR

El Ecuador cuenta con importantes productos agrícolas, y entre ellos uno de los más significativos es el plátano en sus distintas variedades, producto que por su versatilidad para ser transformado en la industria y por la preferencia de los consumidores se convierte en una opción válida para dar muchas más opciones de las que existen en el mercado, ya que la planta en si brinda multiplicidad de usos para ser transformada en la nueva matriz productiva, tanto las hojas y tallos son ricos en fibra y celulosa, sustancias que pueden ser usadas como materia prima en la industria. El plátano es uno de los cultivos más comercializados, después del arroz, el trigo y el maíz, se convierte en una significativa fuente de empleo e ingresos en numerosos países en desarrollo, por ser considerado un producto básico en la dieta diaria, su variada utilización en la alimentación, este producto agrícola puede ser transformado en la industria en productos de consumo masivo y para exportación[33]. En el Ecuador

[31] Knapp F, & Nicholas H. (1969). Sterols and triterpenes of banana peel. *Phytochemistry*, 8(1), 207–14.

[32] Emaga T, Andrianaivo R, Whatelet B, & Techango J. (2007). Effects of the stage of maturation and varieties on the chemical composition of banana and plantain peels. *Food Chemistry*, 103(2), 590–600.

[33] Paz, R., & Pesantez, Z. (2013). POTENCIALIDAD DEL PLÁTANO VERDE EN LA NUEVA MATRIZ PRODUCTIVA DEL ECUADOR. *Revista Científica Yachana*, *2*(2). Retrieved from http://revistas.ulvr.edu.ec/index.php/yachana/article/view/47

se cultivan algunas variedades importantes de plátano verde, entre las que se destacan el barraganete, maqueño y dominico.

3.3.6.1. PRODUCCIÓN NACIONAL

La plantación de esta fruta ha ganado acogida en los últimos años, según datos de la Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua (ESPAC), en 2013 se recuperó el área cultivada luego de una caída en 2012. La mayor área para cultivos de plátano, se encuentra en la provincia de Manabí en el cantón El Carmen, el cual concentra el 38% de la producción nacional[34]. La distribución de la producción nacional por provincia/región en el año 2013, se detalla a continuación:

Tabla 3.

Producción regional del cultivo de plátano en el Ecuador

Superficie (Has)			
Región/Provincia	**Plantada**	**Cosechada**	**Producción Tm**
Manabí	50,376	38,199	228,021
Guayas	10,820	7,850	51,421
Los Ríos	10,313	6,350	36,336
Esmeraldas	12,034	10,938	34,935
El Oro	1,130	771	4,002
Santa Elena	685	540	2,151
Región Costa	**85,358**	**64,645**	**356,328**
Santo Domingo	18,981	17,636	84,151
Cotopaxi	6,487	5,841	37,808
Bolívar	9,763	9,520	29,471
Imbabura	2,214	1,991	9,698
Pichincha	781	682	3,150
Chimborazo	331	331	2,410
Loja	249	145	239
Carchi	91	71	167
Región Sierra	**38,897**	**36,217**	**167,096**

[34] Bustamante Alejandra. (2015). Análisis sectorial del plátano. Retrieved from http://www.proecuador.gob.ec/wp-content/uploads/2015/06/PROEC_AS2015_PLATANO1.pdf

Pastaza	5,378	5,116	21,320
Morona Santiago	6,445	4,132	19,960
Orellana	4,777	3,813	11,792
Zamora	4,214	2,996	11,394
Napo	3,088	2,653	9,198
Sucumbíos	3,285	2,251	7,047
Región Oriental	**27,187**	**20,961**	**80,711**
Total nacional	**151,442**	**121,824**	**604,133**

Fuente: (ESPAC, 2013), (INEC, 2013)
Elaborado por: Cedeño Eduardo y Romero Ana.

3.3.7. COLORANTES

Los colorantes son aquellas sustancias coloreadas capaces de teñir o colorear a otras sustancias[35]. Estos en la actualidad son utilizados en la industria alimenticia, farmacéutica, textil, química, etc. Son compuestos orgánicos que al aplicarlo a un sustrato (fibras textiles, plásticos o alimentos) le confiere un color permanente[36]. Hay dos tipos de colorantes: naturales y artificiales. Los extractos naturales coloreados son obtenidos de animales, minerales y fundamentalmente vegetales; los artificiales son colorantes que se obtienen por síntesis química, se usan de forma soluble, antioxidantes[37]. Pueden utilizarse colorantes obtenidos de fuentes naturales o mediante tratamientos físicos y químicos. Sin embargo, no todas las sustancias coloreadas son adecuadas para su uso en alimentos, ya que pueden resultar perjudiciales para la salud del ser humano[38].

[35] Klages Federico. (1968). *Tratado de Química Orgánica* (TOMO 3). Zaragoza, España: Reverte.

[36] Sanz Tejedor Ascension. (2007). Química Orgánica Industrial. Retrieved December 18, 2016, from https://www.eii.uva.es/organica/qoi/tema-11.php

[37] Astiasarán, I. (2003). *Alimentos y nutrición en la práctica sanitaria*. México: Ediciones Díaz de Santos.

[38] Hashem, M. M., Atta, A. H., Arbid, M. S., Nada, S. A., & Asaad, G. F. (2010). Immunological studies on Amaranth, Sunset Yellow and Curcumin as food colouring agents in albino rats. *Food and Chemical Toxicology*, *48*(6), 1581–1586. https://doi.org/10.1016/j.fct.2010.03.028

Tabla 4.

Clasificación de los colorantes químicos según su aplicación

Clase	Producto químico principal	Aplicaciones
Ácidos	Tipo azo, antraquinona, trihalometano	Nylon, lana, seda, acrílicos modificados, y también en cierta medida para el papel, cuero, impresión de chorro de tinta, los alimentos y cosméticos
Básicos	Tipo azo, antraquinona, oxazina, triarilmetano	Papel, nylon, poliéster modificado, seda, lana y el algodón tanino mordentado
Dispersos	Contienen azoicos, antraquinona, nitro y grupo benzodifuranona	Poliéster, en cierta medida nylon, celulosa, acetato de celulosa y fibras de acrílico
Directos	Contienen poliazo, ftalocianinas y oxazinas	Algodón, rayón, cuero y en cierta medida en nylon
Reactivos	Contienen grupos cromóforos, como azo, antraquinona, triarilmetano, ftalocianina	Generalmente se utilizan para el algodón y otros materiales celulósicos, pero también se utiliza en menor medida en lana y nylon
Sulfurados	No poseen una estructura determinada	Algodón, rayón, tienen un uso limitado con fibras de poliamida, seda, cuero, papel y madera
Mordientes	Azo y antraquinona	Lana y seda

Fuente: (Herbst et al., 2004), (Husain, 2006)
Elaborado por: Cedeño Eduardo y Romero Ana.

3.3.7.1. COLORANTES ARTIFICIALES

Los colorantes artificiales se los obtiene por síntesis química; actualmente se conocen más de 3000, aunque la lista de los utilizados en alimentación es muy reducida (menos del 10% del total). Son muy utilizados por sus excelentes propiedades como proporcionan un color persistente, ofrecen colores variados y uniformes, son de alta pureza y bajo costo, se pueden sintetizar grandes cantidades y pueden ser liposolubles e hidrosolubles[39]. Han sido estudiados de forma exhaustiva, como ejemplos tenemos la azaorrubina, carmoisina, es un tipo de colorante utilizado en la industria de tintorería y en la imprenta, además como colorante alimentario. Se utiliza para conseguir el color frambuesa en los caramelos, helados, postres, etc.[40].

[39] Madrid A, Cenzano I, & Vicente J. (2001). Libro: NUEVO MANUAL DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS. ISBN: 9788496709607 - TECNOLOGÍA ALIMENTOS. Retrieved December 18, 2016, from http://www.amvediciones.com/nmia.htm

[40] Jiménez, J. L. G., Palanca, M. A., García, D. B., & de Luján, S. H. (2008). Aditivos alimentarios: los grandes desconocidos. *Distribución Y Consumo*, *18*(102), 80–86.

Sin embargo, en los últimos años, el número de pigmentos sintéticos se ha reducido drásticamente como resultado de la investigación toxicológica[41]. La mayoría son químicos sintéticos, en algunos con más seguros que otros, los nombre de los colorantes no aparece usualmente en las etiquetas, existen pruebas que el consumo de este pueden ocasionar hiperactividad y alergias en algunos niños sensibles[42].

Tabla 5.

Colorantes artificiales más utilizados a nivel mundial

Nombre	Característica	Aplicación	Efectos y limites
Cantaxantina	Color rojo estable	Se aplica al pienso de piscifactorías (salmón y trucha).	Se les asocia a lesiones en la retina. IDA: 0,03 mg/Kg.
Tartracina	Color amarillo limón	Productos de repostería, fabricación de galletas, de derivados cárnicos, sopas preparadas, conservas vegetales, bebidas refrescantes. Condimento sucedáneo del azafrán	Produce reacción alérgica en sujetos con intolerancia a la aspirina (10%) y en asmáticos (alrededor del 4%). IDA: hasta 7,5 mg por Kg.
Rojo cochinilla A	Color de "fresa"	Confitería, repostería helados y derivados cárnicos.	Efectos cancerígenos discutibles. IDA: hasta 4 mg/Kg.
Amarillo de Quinoleína	Color de "naranja	Bebidas refrescantes y en bebidas alcohólicas	Se absorbe menos del 3% en el aparato digestivo. IDA: hasta 0,5 mg/Kg.
Eritrosina	Color de "fresa" poco estable, especialmente en presencia de vitamina C	Postres lácteos con sabor de fresa. Confitería y derivados cárnicos.	Baja absorción intestinal. IDA: hasta 0,6 mg/kg.

Fuente: (Ibáñez, Torre, & Irigoyen, 2003),
Elaborado por: Cedeño Eduardo y Romero Ana.

[41] Kang, Y. J., Jung, S. W., & Lee, S. J. (2014). An optimal extraction solvent and purification adsorbent to produce anthocyanins from black rice (Oryza sativa cv. Heugjinjubyeo). *Food Science and Biotechnology*, *23*(1), 97–106. https://doi.org/10.1007/s10068-014-0013-8

[42] Morales, A. R. (2011). *Frutoterapia, nutrición y salud*. Bogotá: EDAF.

3.3.7.2. COLORANTES NATURALES

Los colorantes de naturaleza orgánica comprenden una gran variedad de moléculas que agrupadas en porfirinas, flavonoides, antocianinas, quinonas, xantonas y carotenoides. Estos absorben ciertas longitudes de ondas mientras reflejan otras. La luz que se absorbe es usada como fuente de energía para las reacciones químicas; pero la longitud de onda de luz reflejada determina el color del pigmento que aparece ante la vista, estos son utilizados para la atracción de polinizadores[43]. Como fuentes naturales de estos colorantes se consideran las plantas como, las algas, hongos y líquenes, algunos insectos, así como algunos organismos marinos invertebrados[44].

Los colorantes naturales están presentes en casi todas las plantas. Estos son producidos directamente por la actividad fisiológica de las plantas. Los colorantes vegetales se hayan concentrados en las vacuolas celulares de un sin número de plantas, en donde a su vez sin encontrarse en estado puro, se asocian con otros principios como aceites, resinas, y en particular con los taninos que son de carácter astringente[45]. Los pigmentos vegetales fenólicos como la antocianina, que a su vez son también flavonoides, son capaces de constituir formas complejas con iones metálicos. Poseen propiedades antioxidantes y la capacidad de adherirse a macromoléculas como las proteínas y los polisacáridos. Y los carotenoides son precursores de la vitamina A[46].

El uso de los colorantes naturales ha incrementado en las industrias alimenticias, farmacéuticas y cosméticas; recientemente al encontrarnos en la era ecológica, el uso de colorantes naturales en las industrias de cuero y textil ha iniciado ya su aplicación. Los colorantes naturales han tenido mucho auge debido a su

---

[43] Guarnizo Anderson, Martinez Pedro, & Otro Autos. (2009). *Experimentos de Química Orgánica*. ELIZCOM S.A.S. Retrieved from https://books.google.com.ec/books?id=Otm5wsEeKYEC&pg=PR13&dq=Experimentos+de+Qu%C3%ADmica+Org%C3%A1nica+con+enfoque+en+ciencias+de+la+vida&hl=es&sa=X&redir_esc=y#v=onepage&q=Experimentos%20de%20Qu%C3%ADmica%20Org%C3%A1nica%20con%20enfoque%20en%20ciencias%20de%20la%20vida&f=false

[44] Ugaz, O. L. S. de. (1997). *Colorantes Naturales*. Fondo Editorial PUCP. Retrieved from https://books.google.com.ec/books?id=LjmH_3qjaEIC&printsec=frontcover&dq=Colorantes+Naturales&hl=es&sa=X&redir_esc=y#v=onepage&q=Colorantes%20Naturales&f=false

[45] Chalá, W. P., Guerrero, J. E., Rivas, A. C., Castro, A. A., Palacios, J. A., & Castro, A. (2003). Extracción artesanal de colorantes naturales, una alternativa de aprovechamiento de la diversidad biológica del chocó, Colombia. *Acta Biológica Colombiana*, *8*(2), 95–98.

[46] Toledo de Oliveira, T., Nagem, T. J., Rocha da Costa, M., Marciano da Costa, L., Magalhaes, N. M., Stringheta, P. C., … others. (2004). Propiedades biológicas de los tintes naturales. Retrieved from http://digibug.ugr.es/handle/10481/28175.

biodegradabilidad y a su baja toxicidad, dichos colorantes se emplean tanto para el teñido de fibras naturales o sintéticas[47].

Los colorantes naturales se puede ejemplificar con los carotenos, que son uno de los grupos más importantes en el áreas de los alimentos, medicamentos, y cosméticos[48], es decir la materia colorante por su estructura molecular están clasificados en: carotenoides, flavonoides, antocianinas y betaleinas[49] . Se considera inocuos y las limitaciones específicas para su utilización son menores que los colorantes sintéticos[50].

Tabla 6.

Clasificación de colorantes naturales según composición química

Naturaleza química	Ejemplos	Color
Tetrapirroles	Ficobilinas Clorofila	Azul-verde Verde
Carotenoides	Carotenoides	Amarillo-anaranjado
Flavonoides	Flavonas Flavanoles Chalconas Auronas Antocianinas	Blanco-crema Amarillo-blanco Amarillo Amarillo Rojo-azul
Xantonas	Xantonas	Amarillo
Quinonas	Naftoquinonas	Rojo-azul-verde
Derivados indioides e índoles	Indio Betalaínas	Azul-rosado Amarillo-rojo
Pirimidinas sustituidas	Perinas Flavinas	Blanco-amarillo Amarillo

[47] Lobato, A. R., Maldonado, F., Pérez, O. A., & Martir, E.-H. S. C. (2001). Cinética y Extracción de Colorantes Naturales. In *Xvi Congresso Latino-Americano De Química Textil. Quito*. Retrieved from http://artisam.org/descargas/pdf/EXTRACCION%20DE%20COLORANTES%20NATURALES.pdf

[48] Ugaz, O. L. S. de. (1997). *Colorantes Naturales*. Fondo Editorial PUCP. Retrieved from https://books.google.com.ec/books?id=LjmH_3qjaEIC&printsec=frontcover&dq=Colorantes+Naturales&hl=es&sa=X&redir_esc=y#v=onepage&q=Colorantes%20Naturales&f=false

[49] Gibaja, S. (1998). *Pigmentos naturales*. San Marcos: UNMSM.

[50] Calvo Carrillo, M. de la C., & Mendoza Martínez, E. (2012). *Toxicología de los alimentos* (PRIMERA). México: MCGRAW-HILL EDUCACIÓN.

	Fenoxanizinas Fenazinas	Amarillo-rojo Amarillo-púrpura
Terpenos	Terpenos	Naranja-café Azul-verde

Fuente: (Ríos, Varón, & Garzón, 2015)
Elaborado por: Cedeño Eduardo y Romero Ana

3.3.7.2.1. TETRAPIRROLES

Las porfirinas son tetrapirroles a los que se une covalentemente un átomo metálico: con hierro se forman citocromos, peroxidasa, catalasa, mioglobina y hemoglobina; con cobre o níquel se forman moléculas para el transporte de electrones en bacterias metanógenas y acetógenas; con magnesio se forman clorofilas y bacterioclorofilas[51]. Las porfirinas están compuestas por un anillo tetrapirrolico y son conservadas en los seres vivos. Son un grupo de enfermedades metabólicas, principalmente hereditarias, en las que hay fallas en la síntesis de hemo. Pueden clasificarse en hepáticas o eritropoyeticas; agudas o crónicas[52].

3.3.7.2.2. CAROTENOIDES

Las frutas y hortalizas son una rica fuente de carotenoides que proporcionan beneficios para la salud debido a que disminuyen el riesgo de varias enfermedades, en particular, ciertos tipos de cáncer y enfermedades cardiovasculares y oculares, lo cual esta corroborado por una extensa observación epidemiológica. Los carotenoides que han sido más estudiados en este sentido son β-caroteno, licopeno, luteina y zeaxantina[53]. La estructura básica de los carotenoides es un tetraterpeno de 40 carbonos, simétrico y lineal formado a partir de ocho unidades isoprenoides de 5 carbonos unidas de manera tal que el orden se invierte al centro[54].

---

[51] Pérez-Urria Carril, E. (2011). Cladismo: Ejercicios de Parsimonia para Proteínas. *REDUCA (Biología)*, *2*(3). Retrieved from http://www.revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/795

[52] De las Ciencias, P., Baldi, A., & Vernengo, M. (n.d.). TOMO 60 Nº3 2010. Retrieved from https://www.researchgate.net/profile/Jorge_Cornejo2/publication/232062468_Las_contribuciones_cientificas_de_Francisco_Latzina/links/0912f5074830ac69e7000000.pdf

[53] Vitale, A. A., Bernatene, E. A., & Pomilio, A. B. (2010). Carotenoides en quimioprevención: Licopeno. *Acta Bioquím Clín Latinoam*, *44*(2), 195–238.

[54] Rodríguez-Amaya, D. B., & Pablo, S. (1999). *Carotenoides y preparación de alimentos: La retención de los Carotenoides Provitamina A en alimentos preparados, procesados y almacenados*. Agencia para el Desarollo Internacional de los Estados Unidos. Retrieved from http://www.inta.uchile.cl/latinfoods/TEXTO%20FINAL%20COMPLETO%20CON%20TAPAS%20.pdf

3.3.7.2.3. FLAVONOIDES

Los flavonoides están compuestos de dos anillos fenilos (A y B), ligados mediante un anillo pirano (C)[55]. Lo cual nos deja en un esqueleto de difenilpiranos: C6-C3-C6[56]. Los flavonoides son compuestos fenólicos constituyentes de la parte no energética de la dieta humana. Se encuentran en vegetales, semillas, frutas y en bebidas como vino y cerveza. Se han identificado más de 5.000 flavonoides diferentes[57].

3.3.7.2.4. XANTONAS

Son pigmentos fenólicos, químicamente diferentes a los flavonoides, pero son muy en sus reacciones de coloración y su movilidad cromatografica, una serie de xantonas son derivados de (9-H-xanton-9-onas), de origen natural o sintético[58].

3.3.7.2.5. QUINONAS

Son anillos aromáticos formados con dos funciones[59]. Son una clase de metabolitos secundarios vegetales con una funcionalidad p-quinoide en un núcleo antracénico. A estos productos naturales se les denomina comúnmente con nombres vulgares con la terminación "INA" en el caso de las agliconas, u "OSIDO" en el caso de los glicósidos[60].

3.3.7.2.6. TANINOS

Los taninos son compuestos de gran interés en la química y la ecología. Ellos tienen diversos efectos sobre la digestibilidad de los alimentos y el rendimiento de los

---

[55] Andersen, Ø. M., & Markham, K. R. (Eds.). (2006). *Flavonoids: chemistry, biochemistry, and applications*. Boca Raton, FL: CRC, Taylor & Francis.

[56] Jiménez, C. I. E., Martínez, E. Y. C., & Fonseca, J. G. (2009). Flavonoides y sus acciones antioxidantes. *Rev Fac Med UNAM*, *52*(2), 73–75.

[57] Martínez-Flórez, S., González-Gallego, J., Culebras, J. M., & others. (2002). Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. *Nutrición Hospitalaria*, *17*(n06). Retrieved from http://www.aulamedica.es/gdcr/index.php/nh/article/download/3338/3338

[58] Núñez, M. B., Maguna, F. P., Okulik, N. B., & Castro, E. A. (n.d.). Predicción de la Actividad Inhibitoria MAO A de Derivados de Xantonas. Retrieved from http://200.45.54.140/unnevieja/Web/cyt/com2004/8-Exactas/E-065.pdf

[59] Domingo, D., & López-Brea, M. (2003). Plantas con acción antimicrobiana. *Rev Esp Quimioterap*, *16*(4), 385–393.

[60] Martínez, A. (2005). Quinonas y compuestos relacionados. *Universidad de Antioquia, Curso de Farmacognosia Y Fitoquímica*. Retrieved from http://farmacia.udea.edu.co/~ff/quinonas.pdf

animales[61]. Los taninos son compuestos fenólicos de alto peso molecular que contienen principalmente grupos hidroxilos y en algunos casos (carboxilos) que formar complejos fuertes con proteínas y otras macromoléculas bajo condiciones particulares. Los taninos se dividen en dos clases, taninos hidrolizables y taninos condensados[62]. Taninos condensados o proantocianidínicos, cuya particularidad es que liberan tras una hidrólisis ácida una antocianidina. Taninos hidrolizables, en los cuales después de una hidrólisis ácida se libera ácido gálico o ácido elágico. Se denominan galotaninos o elagitaninos respectivamente[63].

3.3.7.2.7. TERPENOS

Los terpenos son metabolitos secundarios de las plantas[64]. La ruta biosintética de estos compuestos da lugar tanto a metabolitos primarios como secundarios de gran importancia para el crecimiento y supervivencia de las plantas. Entre los metabolitos primarios se encuentran hormonas (giberelinas, ácido abscísico y citoquininas), carotenoides, clorofilas y plastoquinonas (fotosíntesis), ubiquinonas (respiración) y esteroles (de gran importancia en las estructuras de membranas)[65].

3.3.7.3. CLASIFICACIÓN DE COLORANTES DE ACUERDO A SU GRUPO CROMÓFORO

- **Azoicos:** Estos colorantes se caracterizan por tener un grupo funcional azo, consistente en un enlace doble –N=N–, unido a átomos de carbono. En cuanto a sus propiedades de color, aportan un rango de matices prácticamente

[61] Monteiro, J. M., de Albuquerque, U. P., de LAraujo, E., & de Amorim, E. L. C. (2005). Taninos: uma abordagem da química à ecologia. *Química Nova*, *28*(5), 892.

[62] Caldas, G. V., & Blair, M. (2004). Cuantificación de taninos condensados e identificación de QTLs asociados a su acumulación en fríjol común (Phaseolus vulgaris L.). *Taninos En La Nutrición de Rumiantes En Colombia*, 43.

[63] Álvarez, J. M., Taninos, A., & Oxido-reducción, P. (2007). Tanino. La revolución enológica mito o realidad. *Revista Enología*, *2*, 1–15.

[64] Alonso, M., Bará, S., & Vega, J. A. (1993). Efecto del incendio y fuego prescrito sobre el porcentaje relativo de terpenos en Pinus pinaster. In *Congresos-CARGA FINAL*. Retrieved from http://secforestales.org/publicaciones/index.php/congresos_forestales/article/viewFile/15099/14942

[65] Ávalos García, A., & Pérez-Urria Carril, E. (2011). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (Biología)*, *2*(3). Retrieved from http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/798

completo y alta intensidad de color. Presentan buenas propiedades técnicas: solidez a la luz, al calor, al agua y a otros disolventes[66] [67].

- **Antraquinonas:** Los colorantes a base de antraquinonas y quinonas aromáticas policíclicas tienen gran importancia ya que colorantes ácidos con solidez a la luz, mordentes y dispersos corresponden a esta categoría[68] [69].

- **Indólicos:** El compuesto progenitor del grupo de colorantes indigoides, es el índigo, es un colorante de uso común desde tiempos prehistóricos. El índigo natural se obtiene de una planta, la indigofera. Puede reducirse por fermentación, así como por medio de hidrosulfito de sodio, una vez reducido puede aplicarse a fibras celulósicas para después oxidarlo y obtener teñidos azules de gran brillantez[70] [71].

- **Trihalometanos:** Estos colorantes están caracterizados por un grupo cromóforo altamente estabilizado por resonancia, son uno de los colorantes más intensos y brillantes que existen, pero generalmente exhiben poca solidez a la luz[72] [73].

[66] Herbst, W., Hunger, K., & Wilker, G. (2004). *Industrial organic pigments: production, properties, applications* (3., compl. ed). Weinheim: Wiley-VCH.

[67] Husain, Q. (2006). Potential Applications of the Oxidoreductive Enzymes in the Decolorization and Detoxification of Textile and Other Synthetic Dyes from Polluted Water: A Review. *Critical Reviews in Biotechnology*, *26*(4), 201–221. https://doi.org/10.1080/07388550600969936

[68] Herbst, W., Hunger, K., & Wilker, G. (2004). *Industrial organic pigments: production, properties, applications* (3., compl. ed). Weinheim: Wiley-VCH.

[69] Husain, Q. (2006). Potential Applications of the Oxidoreductive Enzymes in the Decolorization and Detoxification of Textile and Other Synthetic Dyes from Polluted Water: A Review. *Critical Reviews in Biotechnology*, *26*(4), 201–221. https://doi.org/10.1080/07388550600969936

[70] Herbst, W., Hunger, K., & Wilker, G. (2004). *Industrial organic pigments: production, properties, applications* (3., compl. ed). Weinheim: Wiley-VCH.

[71] Husain, Q. (2006). Potential Applications of the Oxidoreductive Enzymes in the Decolorization and Detoxification of Textile and Other Synthetic Dyes from Polluted Water: A Review. *Critical Reviews in Biotechnology*, *26*(4), 201–221. https://doi.org/10.1080/07388550600969936

[72] Herbst, W., Hunger, K., & Wilker, G. (2004). *Industrial organic pigments: production, properties, applications* (3., compl. ed). Weinheim: Wiley-VCH.

[73] Husain, Q. (2006). Potential Applications of the Oxidoreductive Enzymes in the Decolorization and Detoxification of Textile and Other Synthetic Dyes from Polluted Water: A Review. *Critical Reviews in Biotechnology*, *26*(4), 201–221. https://doi.org/10.1080/07388550600969936

3.3.8. MÉTODOS DE EXTRACCIÓN PARA COLORANTE NATURAL

Los métodos de extracción se basan en la mejora de la eficiencia de los métodos tradicionales por acción física sobre el medio[74]. Esta técnica requiere mucho tiempo y mantiene a una temperatura elevada durante largos periodos de tiempo[75]. Se basan principalmente en la selección de solventes, temperaturas o agitación, con el fin de incrementar la solubilidad de los materiales y la tasa de transferencia de masa[76].

3.3.8.1. EXTRACCIÓN SÓLIDO-LÍQUIDO

Muchas sustancias biológicas, así como compuestos inorgánicos y orgánicos, se encuentran como mezclas de diferentes componentes en un sólido. Para separar el soluto deseado o eliminar un soluto indeseable de la fase sólida, ésta se pone en contacto con una fase líquida. Ambas fases entran en contacto íntimo y el soluto o los solutos se difunden desde el sólido a la fase líquida, lo que permite una separación de los componentes originales del sólido. Este proceso se llama lixiviación líquido-sólido o simplemente, lixiviación. La operación unitaria se puede considerar como una extracción, aunque el término también se refiere a la extracción líquido-líquido. Cuando la lixiviación tiene por objeto eliminar con agua un componente indeseable de un sólido, el proceso recibe el nombre de lavado[77].

La extracción sólido-líquido, también se la conoce como lixiviación[78], consiste en disolver un componente que forman parte de un sólido con un solvente adecuado en el que es insoluble al resto de sólidos conocidos como inerte[79]. En la industria de

---

[74] Gao, M., & Liu, C.-Z. (2005). Comparison of Techniques for the Extraction of Flavonoids from Cultured Cells of Saussurea medusa Maxim. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, *21*(8–9), 1461–1463. https://doi.org/10.1007/s11274-005-6809-1

[75] Organização das Nações Unidas para a Agricultura e Alimentação, Greenfield, H., Southgate, D. A. T., Burlingame, B. A., & Charrondiere, U. R. (2006). *Datos de composición de alimentos: obtención, gestión y utilización*. Roma: FAO

[76] Azuola, R., & Pedro, V. (2007). Extracción de sustancias asistida por ultrasonido (EUA). *2007*, *20*. Retrieved from http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/viewFile/449/377

[77] Geankoplis, C. J. (1998). *Procesos de transporte y operaciones unitarias* (Tercera). México: COMPAÑÍA EDITORIAL CONTINENTAL, S.A. DE C.V. MÉXICO.

[78] Orozco, M. (1998). *Operaciones unitarias*. México: Editorial Limusa.

[79] Ullauri, P. G. (2010). *Transporte de masa en extracción fase sólido-líquido* (2010th ed., Vol. 10). Revista ReCiTeIA

procesos biológicos y alimenticios, muchos productos se separan de su estructura natural original por medio de este tipo de procesos[80].

Los solventes para extracción pueden ser soluciones diluidas de ácidos o bases, cuando se desea aprovechar la basicidad o la acidez de las moléculas, como por ejemplo en el caso de alcaloides. Más frecuentemente, se usa la extracción con solventes orgánicos de bajo punto de ebullición (Alcohol, acetato de etilo) y de baja reactividad. Los extractos son evaporados bajo presión reducida o liofilizados, en caso de extracción con agua[81].

Cuando los sólidos forman una masa abierta y permeable a lo largo de toda una operación de lixiviación, el disolvente se puede pre-colar a través de lecho no agitado de sólidos. Con materiales impermeables o que se desintegran durante la lixiviación, los sólidos se dispersan en el disolvente y después de separan de él[82].

3.3.8.2. EXTRACCIÓN ASISTIDA CON ULTRASONIDO

Este tipo de extracción es utilizada para a acelerar la los procesos de extracción[83]. En la EAU, las partículas sólidas y líquidas vibran y se aceleran ante la acción ultrasónica, como resultado el soluto pasa rápidamente de la fase sólida al solvente[84]. Está demostrado que la energía de ultrasonidos facilita y acelera los procesos como la disolución y lixiviación, los cuales originan vibraciones que proporcionan agitación de la muestra por generación de burbujas microscopias que se contraen y expanden donde pueden alcanzar un tamaño critico dando lugar a altas temperaturas y presiones locales[85], con una frecuencia más baja y mayor potencia producen cambios físicos y químicos en medio a través de la generación y subsiguiente colapso de burbujas de cavitación, las cuales aparecen, crecen y colapsa

---

[80] Geankoplis, C. J. (1998). *Procesos de transporte y operaciones unitarias* (Tercera). México: COMPAÑÍA EDITORIAL CONTINENTAL, S.A. DE C.V. MÉXICO.

[81] Marcano, D., & Hasegawa, M. (2002). *Fitoquimica Organica*. Caracas: CDCH UCV.

[82] McCabe, W. L., Smith, J. C., & Harriott, P. (1991). *Operaciones unitarias en ingeniería química*. Madrid: Reverte.

[83] Cespon Romero, R. M. (2007). *Desarrollo de métodos analíticos automáticos para la determinación de metales en el medio ambiente laboral.* Universidad Santiago de Compostela.

[84] Gao, M., & Liu, C.-Z. (2005). Comparison of Techniques for the Extraction of Flavonoids from Cultured Cells of Saussurea medusa Maxim. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, *21*(8–9), 1461–1463. https://doi.org/10.1007/s11274-005-6809-1

[85] Cespon Romero, R. M. (2007). *Desarrollo de métodos analíticos automáticos para la determinación de metales en el medio ambiente laboral.* Universidad Santiago de Compostela.

dentro del liquito[86], la aplicación de ondas de ultrasonido y especificaciones de alta intensidad ha sido considerada como una técnica que aumenta el rendimiento en la extracción[87].

El ultrasonido mejora la cantidad de colorante extraído, atribuyendo a una mejora en la transferencia de masa debido a la cavitación producida durante la extracción ultrasónica[88]. Además está dentro de las últimas técnicas desarrolladas, la cual es económica por poseer requerimientos instrumentales de bajo[89].

3.3.8.3. EXTRACCIÓN MEDIANTE AGITACIÓN MAGNÉTICA

Es una técnica similar a la microextracción en fase sólida pero que utiliza una barra magnética recubierta de fase en lugar de una fibra. La principal diferencia entre ambas técnicas es que la cantidad de fase en la barra magnética es mayor que en la fibra lo que le confiere una mayor sensibilidad y reproductividad[90]. Se utiliza un agitador de alta velocidad, que induce cavitación hidrodinámica, aumentando el rendimiento de extracción, ya que se aumenta el contacto entre el material vegetal y solvente y el proceso de difusión a través de las paredes celulares se incrementa[91].

Ayuda a mezclar los componentes de una disolución. Consiste en una placa que contienen un imán en su interior, colocamos la mezcla con otro imán dentro del matraz que, por la atracción magnética, rotará y ayudará a que los componentes. Puede ser con y sin calor. La temperatura de muchas a veces a la miscibilidad[92].

---

[86] Azuola, R., & Pedro, V. (2007). Extracción de sustancias asistida por ultrasonido (EUA). *2007*, *20*. Retrieved from http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/viewFile/449/377

[87] Prieto, R. E., Gonzales, G., & Abella, J. P. (2011). *Extracción con ultrasonido de compuestos fenólicos presentes en la cáscara de uva variedad Isabella (Vitis labrusca)* (Vol. 11). Cali- Valle-Colombia: Revista ReCiTeIA.

[88] Mane, S., Bremner, D. H., Tziboula-Clarke, A., & Lemos, M. A. (2015). Effect of ultrasound on the extraction of total anthocyanins from Purple Majesty potato. *Ultrasonics Sonochemistry*, *27*, 509–514. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2015.06.021

[89] Ferraro, G. E., Martino, V. S., Bandoni, A. L., & Nadinic, J. L. (2016). *Fitocosmética: Fitoingredientes y otros productos naturales*. EUDEBA.

[90] Calvo Carrillo, M. de la C., & Mendoza Martínez, E. (2012). *Toxicología de los alimentos* (PRIMERA). México: MCGRAW-HILL EDUCACIÓN.

[91] Azuola, R., & Pedro, V. (2007). Extracción de sustancias asistida por ultrasonido (EUA). *2007*, *20*. Retrieved from http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/viewFile/449/377

[92] AYALA, M. P. (2015). *Técnicas generales de laboratorio*. Ediciones Paraninfo, S.A

3.3.9. FACTORES QUE AFECTAN LA ESTABILIDAD DE LOS COLORANTES NATURALES

En si los factores que afectan a los colorantes naturales por lo general son: el pH y la temperatura, solvente, tiempo, entre otros[93].

3.3.9.1. pH

El método pH se basa en la reacción que sufren los pigmentos ante transformaciones estructurales reversibles con un cambio en el pH que se manifiesta por diferentes espectros de absorbancia, incluso en presencia de pigmentos degradados, polimerizados y otros compuestos que interfieren[94]. El núcleo de flavilo es deficiente en electrones y por lo tanto muy reactivo, lo que lo hace muy sensible a cambios de pH[95]. Las velocidades de degradación varían en gran medida debido a sus distintas estructuras. En general, un aumento en el grado de hidroxilación disminuye la estabilidad, mientas que un aumento en el grado de metilación aumenta la estabilidad[96].

En soluciones acuosas a valores de pH < 2, básicamente 100% del pigmento se encuentra en su forma más estable o de ion oxonio (AH) de color rojo intenso. A valores de pH más altos ocurre un pérdida del protón y adición de agua en la posición 2, dando lugar a un equilibrio entre la pseudobase carbinol o hemicetal (B)[97]. Por lo tanto, las aplicaciones en los sistemas alimenticios son preferentemente usados en alimentos de acidez intermedia para que predomine el catión flavilio[98].

---

[93] Gorriti, A., Quispe, F., Arroyo, J. L., Córdova, A., Jurado, B., Santiago, I., & Taype, E. (2009). Extracción de antocianinas de las corontas de Zea mays L. Maíz morado. *Ciencia E Investigación*, *12*(2), 64–74.

[94] Guisti, M., & Wrolstad, R. E. (2001). Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-Visible Spectroscopy. Retrieved September 30, 2016, from http://www.academia.edu/6873755/Characterization_and_Measurement_of_Anthocyanins_by_UV-Visible_Spectroscopy

[95] Badui, S. (2006). *Química de los Alimentos* (Cuarta). México: PEARSON

[96] Damodaran, S., Parkin, K. L., & Fennema, O. R. (2010). *Fennema Química de los Alimentos* (Tercera edición). Zaragoza (España): Acribia, S.A.

[97] Hutchings, J. (1999). *Food Color and Appearance* (2nd Ed.). Gaithersburg: Aspen Publishers.

[98] Aguilera-Otíz, M., del Carmen Reza-Vargas, M., Chew-Madinaveita, R. G., & Meza-Velázquez, J. A. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *BIOtecnia*, *13*(2), 16–22.

3.3.9.2. TEMPERATURA

La estabilidad en los alimentos depende en gran medida de la temperatura[99]. De acuerdo a Aguilera et al., (2009), estos compuestos son inestables a mayor temperatura (60°C), ya que existe una mayor degradación del color, mientras que a menor temperatura (4°C) permanecen con menor pérdida de color[100].

3.3.9.3. SOLVENTE

Los solventes son económicos, y pueden ser recuperados por destilación al vacío, éste es un procedimiento que implica costos adicionales para el proceso. Se deben emplear bajas concentraciones de álcali para no degradar el colorante[101].

3.3.9.4. TIEMPO

El tiempo de agitación es otra de las variables que se debe considerar en el proceso, porque es necesario determinar cuánto tiempo deben permanecer las semillas en agitación para retirar la máxima cantidad de colorante, sin que éstas comiencen a desprender impurezas o quede buena parte de colorante sin separar. Se ha trabajado en la mayoría de trabajaos a un tiempo de 30 minutos[102].

3.3.9.5. OTROS FACTORES

La luz es un factor que acelera la degradación de los colorantes naturales. La sustitución del hidroxilo en el C-5, hace que el colorante sea más susceptible a la foto degradación[103].

Las formas de los colorantes naturales pueden estabilizarse por interacción con componentes, llamados copigmentos, que existen en las células de las flores, frutas y berries[104]. Aunque la copigmentación puede también ocurrir con otra parte de la molécula de la antocianina misma y esto se conoce como copigmentación

---

[99] Mazza, G., & Miniati, E. (1993). *Anthocyanins in fruits, vegetables, and grains*. Boca Raton.

[100] Fennema, O. R. (2000). *Química de los Alimentos* (2 ed). Zaragoza (España): ACRIBIA EDITORIAL.

[101] Pineda, J. E. D., & Calderón, L. S. (2012). Planta piloto para obtener colorante de la semilla del achiote (Bixa orellana). *Revista Universidad EAFIT*, *39*(131), 8–22

[102] Pineda, J. E. D., & Calderón, L. S. (2012). Planta piloto para obtener colorante de la semilla del achiote (Bixa orellana). *Revista Universidad EAFIT*, *39*(131), 8–22

[103] Delgado-Vargas, F., Jiménez, A. R., & Paredes-López, O. (2000). Natural Pigments: Carotenoids, Anthocyanins, and Betalains — Characteristics, Biosynthesis, Processing, and Stability. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *40*(3), 173–289. https://doi.org/10.1080/10408690091189257

[104] Rein, M. (2005). *Copigmentation reactions and color stability of berry anthocyanins*. University of Helsinki, Helsinki.

intramolecular. Ello sucede cuando el colorante no está asociada a otros pigmentos, en cuyo caso la unión tiene lugar entre dos unidades de éster del tipo cinamoílo que se presenta como sustituyentes de la porción de azúcar[105].

3.3.10. PRUEBAS DE IDENTIFICACIÓN PARA METABOLITOS SECUNDARIOS PARA DETERMINAR LA FAMILIA A LA QUE PERTENECEN LOS COLORANTES NATURALES

Los ensayos con reacciones químicas de identificación, mediante cambios de color o formación de precipitados, para determinar la presencia de metabolitos secundarios[106]: método cloruro férrico (fenoles y taninos), reacción de Liebermann-Buchard (triterpenoides y esteroides), método de Shinoda (flavonoides), método de Dragendorff (alcaloides). Se emplearon reactivos específicos de coloración para grupos funcionales y los cálculos se realizaron comparando con patrones de referencia[107].

3.3.10.1. GLICÓSIDOS CARDIOTÓNICOS

Los glicósidos cardiacos o cardenólidos son semejantes a las saponinas esteroideas, tienen también propiedades detergentes, pero su estructura contiene una lactona. Se encuentran de forma natural en forma de glicósidos o de agliconas. Quizá el más conocido sea la digitoxina, o su análogo digoxina, aislada de *Digitalis purpurea* y utilizada como medicamento en el tratamiento de la insuficiencia cardiaca congestiva[108].

---

[105] Marcano, D., & Hasegawa, M. (2002). *Fitoquimica Organica* (2002nd ed.). Caracas: CDCH UCV

[106] Victoria Amador, M. del C., Morón Rodríguez, F., Morejón Rodríguez, Z., Martínez Guerra, M. J., & López Barreiro, M. (2006). Tamizaje fitoquímico, actividad antiinflamatoria y toxicidad aguda de extractos de hojas de Annona squamosa L. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, *11*(1), 0–0.

[107] Neira González, A. M., Ramírez González, M. B., & Sánchez Pinto, N. L. (2005). Estudio fitoquímico y actividad antibacterial de Psidium guineense Sw (choba) frente a Streptococcus mutans, agente causal de caries dentales. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, *10*(3–4), 0–0.

[108] Ávalos García, A., & Pérez-Urria Carril, E. (2011). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (Biología)*, *2*(3). Retrieved from http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/798

3.3.10.1.1. ENSAYO DE LIEBERMAN-BURCHARD

Permite reconocer en un extracto la presencia de triterpenos o esteroides, por ambos tipos de productos poseer un núcleo del androstano, generalmente insaturado en el anillo B y la posición 5-6[109].

Un ensayo positivo se tiene por un cambio rápido de coloración:

- Rosado-azul muy rápido.
- Verde intenso-visible, aunque rápido.
- Verde oscuro-negro-final de la reacción[110].

3.3.10.2. GLICÓSIDOS SAPONINAS

Las saponinas se encuentran como glicósidos esteroideos, glicósidos esteroideos alcaloides o bien glicósidos triterpenos. Son por tanto triterpenoides o esteroides que contienen una o más moléculas de azúcar en su estructura. Se pueden presentar como agliconas, es decir, sin el azúcar (el terpeno sin el azúcar, por ejemplo), en cuyo caso se denominan sapogeninas. La adición de un grupo hidrofílico (azúcar) a un terpenoide hidrofóbico da lugar a las propiedades surfactantes o detergentes similares al jabón que presentan las saponinas[111].

3.3.10.2.1. ENSAYO DE SALKOWSKI

Empleado en el método colorimétrico permite la oxidación del compuestos indólicos por sales férricas, cuando la respuesta es positiva se obtiene una coloración rosada que va desde el rosa claro a intenso dependiendo la concentración[112].

3.3.10.3. GLICÓSIDOS FLAVONOIDES

Los glicósidos flavonoides son compuestos fenólicos con una alta capacidad antioxidante que están presentes en la mayoría de las plantas, especialmente en las

---

[109] Caldas Ávila Adriana Paulina. (2012). *Optimización, escalamiento y diseño de una planta piloto de extracción solido-liquido*. Universidad de Cuenca, Cuenca.

[110] Caldas Ávila Adriana Paulina. (2012). *Optimización, escalamiento y diseño de una planta piloto de extracción solido-liquido*. Universidad de Cuenca, Cuenca.

[111] Ávalos García, A., & Pérez-Urria Carril, E. (2011). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (Biología)*, *2*(3). Retrieved from http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/798

[112] Lara, C. C. (2011). Aislados nativos con potencial en la producción de ácido indol acético para mejorar la agricultura. *INGRESAR A LA REVISTA*, *9*(1). Retrieved from http://revistabiotecnologia.unicauca.edu.co/revista/index.php/biotecnologia/article/view/175

frutas y las hortalizas. Su actividad antioxidante ha atraído fuertemente la atención de las industrias de procesamiento de alimentos y de las compañías de pigmentos, cosméticas y farmacéuticas, los glicósidos flavonoides que se encuentran en las plantas son: luteolina-6-C-chinovóside[113].

3.3.10.3.1. ENSAYO DE SHINODA

Permite reconocer la presencia de flavonoides en un extracto de un vegetal. El ensayo se considera positivo, cuando el alcohol amílico se colorea de amarillo, naranja, carmelita o rojo; intensos en todos los casos[114].

3.3.10.4. GLICÓSIDOS ANTRAQUINONAS

Diantron-glucósidos o antrocenósidos (1,5-3 % en las hojas y 2-5% en el fruto), entre los más importantes se encuentran los senósidos A y B (rein-diantronas), senósidos C y O (rein-aloe-emodin heterodiantronas). Los senósidos son sustancias amarillas, fácilmente cristalizables, solubles en alcohol y poco solubles en agua. Los senósidos A y B producen a su vez las senidinas A y B respectivamente. También se encuentran antraquinonas libres entre las que destacan aloe- emidina crisofanol reina y sus respectivos glucósidos[115].

3.3.10.4.1. ENSAYO DE BORNTRAGER

Permite reconocer en un extracto la presencia de quinonas. Si la fase acuosa alcalina (superior) se colorea de rosado o rojo, el ensayo se considera positivo. Coloración rosada (++), coloración roja (+++)[116].

3.3.10.5. IDENTIFICACIÓN DE TANINOS

Los taninos son polímeros de polifenoles con 1 a 2% de hidróxidos fenólicos libres. Estos compuestos al igual que los compuestos fenólicos precipitan en presencia de cloruro férrico. Se debe al ataque producido por el Ion cloruro al hidrógeno del

---

[113] Ochoa, C. I., & Ayala, A. A. (2011). Los flavonoides: apuntes generales y su aplicación en la industria de alimentos. Retrieved from http://bibliotecadigital.univalle.edu.co/handle/10893/1571

[114] Caldas Ávila Adriana Paulina. (2012). *Optimización, escalamiento y diseño de una planta piloto de extracción solido-liquido*. Universidad de Cuenca, Cuenca.

[115] DE SEN, F. (n.d.). Departamento de Registro. Retrieved from http://www.ispch.gob.cl/sites/default/files/u7/N-481-10.pdf

[116] Caldas Ávila Adriana Paulina. (2012). *Optimización, escalamiento y diseño de una planta piloto de extracción solido-liquido*. Universidad de Cuenca, Cuenca.

grupo hidroxilo provocando una ruptura de enlace y la unión del grupo fenóxido al hierro (formación de complejo)[117]. Se midió por gotas del extracto y se añadirá 2 gotas de cloruro férrico, la aparición de un color azul-negro, nos indica la presencia de taninos derivados del ácido gálico y la aparición de un color verde indica la presencia de taninos derivados del catecol[118].

3.3.10.6. IDENTIFICACIÓN DE ALCALOIDES

Los alcaloides son sustancias básicas que contienen nitrógeno en un anillo heterocíclico, son derivados de aminoácidos y se encuentran en las plantas superiores de un ácido orgánico. En el análisis fitoquímico preliminar las técnicas de reconocimiento son basadas en la capacidad que tienen los alcaloides en estado de sal (extractos ácidos)[119],de combinarse con el yodo y metales pesados como bismuto, mercurio, tugsteno formando precipitados; estos ensayos preliminares se pueden realizar en el laboratorio o en el campo. En la práctica, se utilizan reactivos generales para detectar alcaloides como: la solución de yodo-yoduro de potasio (Reactivo de Wagner), mercurio tetrayoduro de potasio (reactivo de Mayer), tetrayodo bismuto de potasio (reactivo de Dragendorff), solución de ácido pícrico (reactivo de Hager), ácido sílico túngtico (reactivo de Bertrand), p-dimetilamino benzaldehido (reactivo de Ehrlich); nitración de alcaloides (reacción de Vitali-Morin se usa para alcaloides en estado base)[120].

---

[117] Barrera, C. A. C., Parra, J., & Suárez, L. E. C. (2014). Caracterización química del aceite esencial e identificación preliminar de metabolitos secundarios en hojas de la especie raputia heptaphylla (rutaceae). *Elementos*, *4*(4). Retrieved from http://journal.poligran.edu.co/index.php/elementos/article/view/513

[118] Vaca Meza Eveleny Tirsa, & Villena Alcantara Marylin Nohely. (2016). *Efecto del extracto acuoso de semillas de Salvia hispánica L. sobre diabetes inducida en Mus muscules Balb/c*. Univercidad nacional de Trujillo, Trujilo. Retrieved from http://dspace.unitru.edu.pe/xmlui/bitstream/handle/UNITRU/5056/Vaca%20Meza%20Eveleny%20Tirsa.pdf?sequence=1&isAllowed=y

[119] Barrera, C. A. C., Parra, J., & Suárez, L. E. C. (2014). Caracterización química del aceite esencial e identificación preliminar de metabolitos secundarios en hojas de la especie raputia heptaphylla (rutaceae). *Elementos*, *4*(4). Retrieved from http://journal.poligran.edu.co/index.php/elementos/article/view/513

[120] Arango Acosta Gabriel Jaime. (2008). *ALCALOIDES Y COMPUESTOS NITROGENADOS* (Universidad de Antoquia-Colombia). Medellín.

3.3.10.6.1. ENSAYO DE DRAGENDORFF

Permite reconocer en un extracto la presencia de alcaloides, para ello, si hay opalescencia se considera (+), turbidez definida (++), precipitado (+++)[121].

3.3.10.7. ENSAYO MÉTODO LEGAL SESQUITERPENLACTONAS

Permiten reconocer a las lactonas γ,β-insaturadas con la evidencia de una coloración rosa, aunque también las β,γ-lactonas dan coloración si no se controla bien el pH, ya que estas se isomerizan en medio alcalino[122].

3.3.10.8. ENSAYO DE FLAVONOIDES CON NAOH AL 10%

En la cual confirma la presencia de flavonoides, los cuales son responsables de la coloración en la mayoría de las plantas, flores, frutas, verduras y hortalizas[123].

[121] Caldas Ávila Adriana Paulina. (2012). *Optimización, escalamiento y diseño de una planta piloto de extracción solido-liquido*. Universidad de Cuenca, Cuenca.

[122] Sánchez Pérez Juan Pablo. (2014). *CUANTIFICACION DE SESQUITERPENLACTONAS PROVENIENTES DE LAS HOJAS DE Calea urticifolia (JUANISLAMA) RECOLECTADAS*. Universidad de El Salvador, El Salvador. Retrieved from http://ri.ues.edu.sv/3268/

[123] NORMAN ORLANDO OSORIO CUELLAR. (2011). *Extracción de un colorante natural a partir de los desechos de la corteza de Myroxylon Balsamum (Bálsamo de el Salvador)*. Universidad de El Salvador, El Salvador. Retrieved from http://ri.ues.edu.sv/610/1/10137144.pdf

4. VISUALIZACIÓN Y ALCANCE DEL ESTUDIO

El presente trabajo de estudio desea sustituir el uso de colorantes artificiales a nivel de la industria textil, con la obtención de colorante natural a partir de la cáscara de plátano a través de diferentes métodos físicos de extracción, para ello se utilizaron dos técnicas físicas que fueron la agitación magnética y el ultrasonido, y además este se lo obtuvo en forma líquida, en pasta y seca.

Se realizaron pruebas cualitativas a las muestras obtenidas con agua e hidróxido de sodio, para la determinación a que familia de los colorantes naturales pertenecía este extracto, y se pudo determinar que hay presencia de flavonoides y terpenos. Y además el extracto obtenido con NaOH porque este tiene pH (12-13), pero la neutralización con ácido nítrico se baja pH (6-7), pero se pierde la intensidad de color de colorante porque de color café pasa a amarillo y además se formaron fóculos en el extracto.

Para la escuela de Ingeniería Química, la Facultad Matemáticas, Físicas y Químicas y la Universidad Técnica de Manabí, este proyecto tendrá un alcance positivo y además causara gran interés a la sociedad científica local y nacional ya que no se poseen registros de estudios con cáscara de plátano para obtención de colorante natural a partir de este residuo en la provincia de Manabí y a nivel nacional.

Este trabajo de investigación significo para nosotros una fuente de conocimiento y de experiencia, y la enorme satisfacción de a ver terminado con éxito este trabajo y además es el inicio de nuestras vidas como profesionales en el mundo de hoy que cada día está estudiando cosas nuevas que revolucionan al planeta y al hombre.

5. ELABORACIÓN DE HIPÓTESIS Y DEFINICIÓN DE VARIABLES

5.1. HIPÓTESIS

Los diferentes procesos extracción empleados, permitirán obtener colorante natural a partir de los residuos de cáscara de plátano.

5.2. VARIABLES Y SU OPERACIONALIZACIÓN

5.2.1. VARIABLE INDEPENDIENTE

Procesos de extracción física

5.2.2. VARIABLE DEPENDIENTE

Obtención de colorante natural a partir de residuos de cáscara de plátano.

5.2.3. OPERACIONALIZACIÓN DE LAS VARIABLES.

Variable independiente: Procesos de extracción física

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORÍA	INDICADOR	TÉCNICA
El mecanismo de extracción involucra diferentes procesos o técnicas: difusión a través de la pared celular y el lavado de los contenidos celulares. Entre los métodos de extracción se encuentran por solventes, sólido-liquidó, reflujo, etc.	Evaluación del colorante obtenido mediante los diferentes procesos realizados.	Tiempo, temperatura, pH, solvente y humedad.	Ensayos de laboratorio

Variable dependiente: Obtención de colorante natural a partir de residuos de cáscara de plátano.

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORÍA	INDICADOR	TÉCNICA
Existen diferentes métodos para la extracción de colorante natural, donde cada uno posee procedimientos en específicos a partir del sustrato que se emplee para su obtención.	Métodos de extracción: sólido-líquido, ultrasonido y agitación magnética.	Intensidad del color, rendimiento, pH y humedad del colorante.	Ensayos de laboratorio

6. DESARROLLO DEL DISEÑO DE INVESTIGACIÓN

6.1. OBJETIVOS

6.1.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar los procesos de obtención de un colorante natural a partir de la cáscara de plátano verde mediante métodos físicos de extracción.

6.1.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Extraer colorante natural a base de cáscaras de plátano verde mediante diferentes solventes.
- Determinar rendimientos de los métodos aplicados para la extracción del colorante.
- Caracterizar el colorante obtenido a base de la cáscara de plátano mediante técnicas cualitativas de detección.

6.2. CAMPO DE ACCIÓN

La siguiente investigación estuvo enfocada en el campo de la extracción de pigmentos, y además se realizó pruebas cualitativas para la caracterización a qué familia pertenecía el colorante natural extraído, y además se evaluó las diferentes operaciones unitarias que intervinieron en la obtención del colorante natural a base de cáscara de plátano con diferentes métodos físicos, y diferentes solventes.

6.3. DISEÑO METODOLÓGICO

6.3.1. TIPO DE INVESTIGACIÓN

La investigación fue de tipo bibliográfica documental, de campo y experimental.

Bibliográfica-Documental: Se recolectó, seleccionó, analizó, información científica basada en estudios realizados por varios autores principalmente de artículos científicos publicados por las diferentes revistas, y presentó resultados coherentes haciendo uso de diferentes documentos y bibliografías.

Investigación de campo: Se realizó un análisis sistemático para interpretar, entender su naturaleza y factores afectan su composición, así como para aplicar los métodos de investigación conocidos.

Experimental: Se manejaron diferentes variables, en condiciones controladas, con el fin de describir de qué modo afecta el no tener controlado las variables que intervienen en el proceso.

6.3.2. MÉTODO DE INVESTIGACIÓN

Método Cuantitativo: En cual se determinó valores numéricos para lograr resultados que permitieron cumplir con los objetivos planteados.

Método Cualitativo: Se realizó pruebas cualitativas para determinar a qué familia de los colorantes naturales pertenecía el extracto.

Método Teórico: Se pudo recopilar información teórica y científica que permitió fundamentar la investigación realizada.

Método de la observación científica. - Consiste en la percepción directa de la obtención del colorante natural a base de cáscara de plátano, conociendo la problemática de estudio y permitiendo conocer la realidad de lo que ocurre durante este proceso.

6.3.3. DISEÑO EXPERIMENTAL

6.3.3.1. DIAGRAMA DE BLOQUES DEL PROCESO

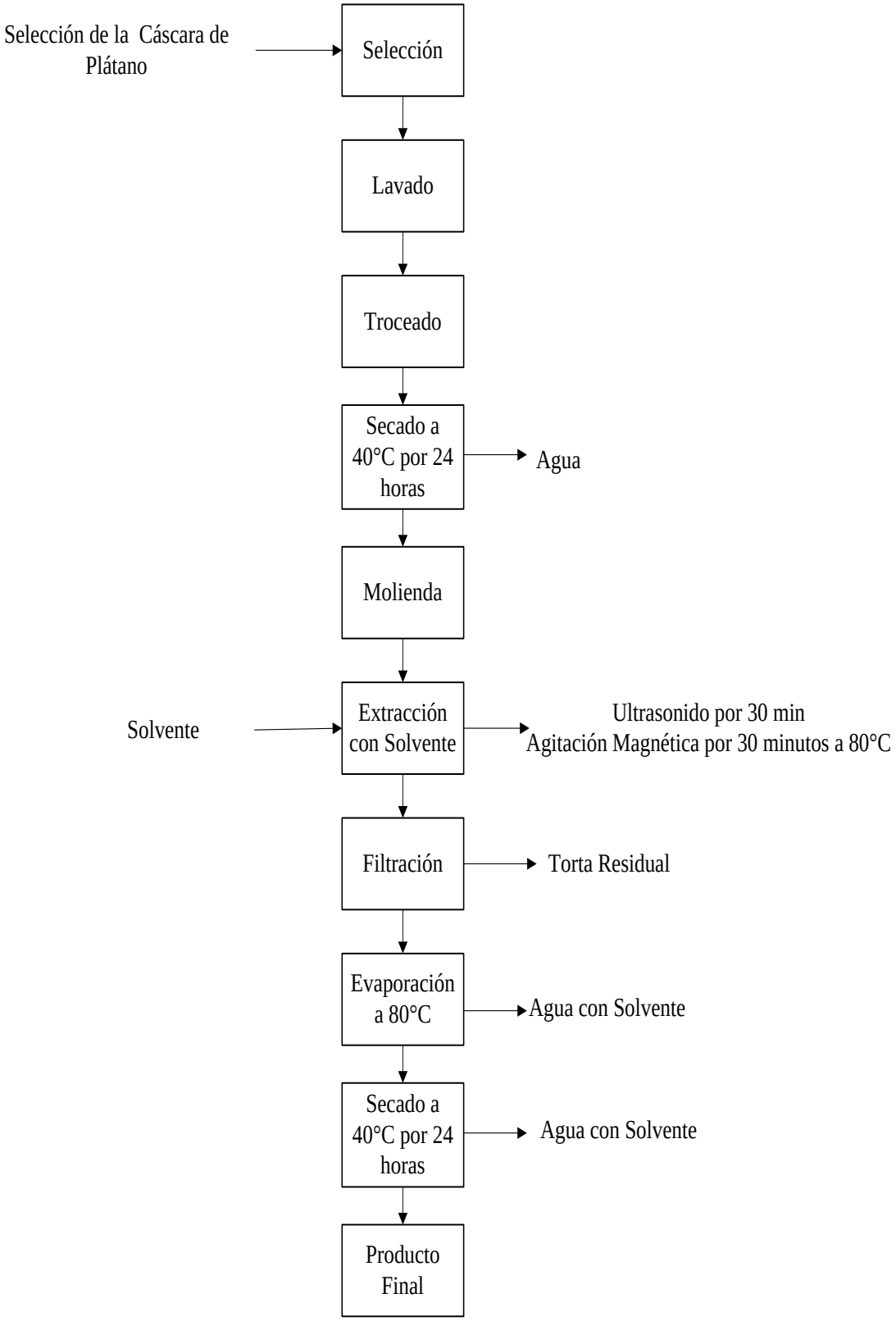
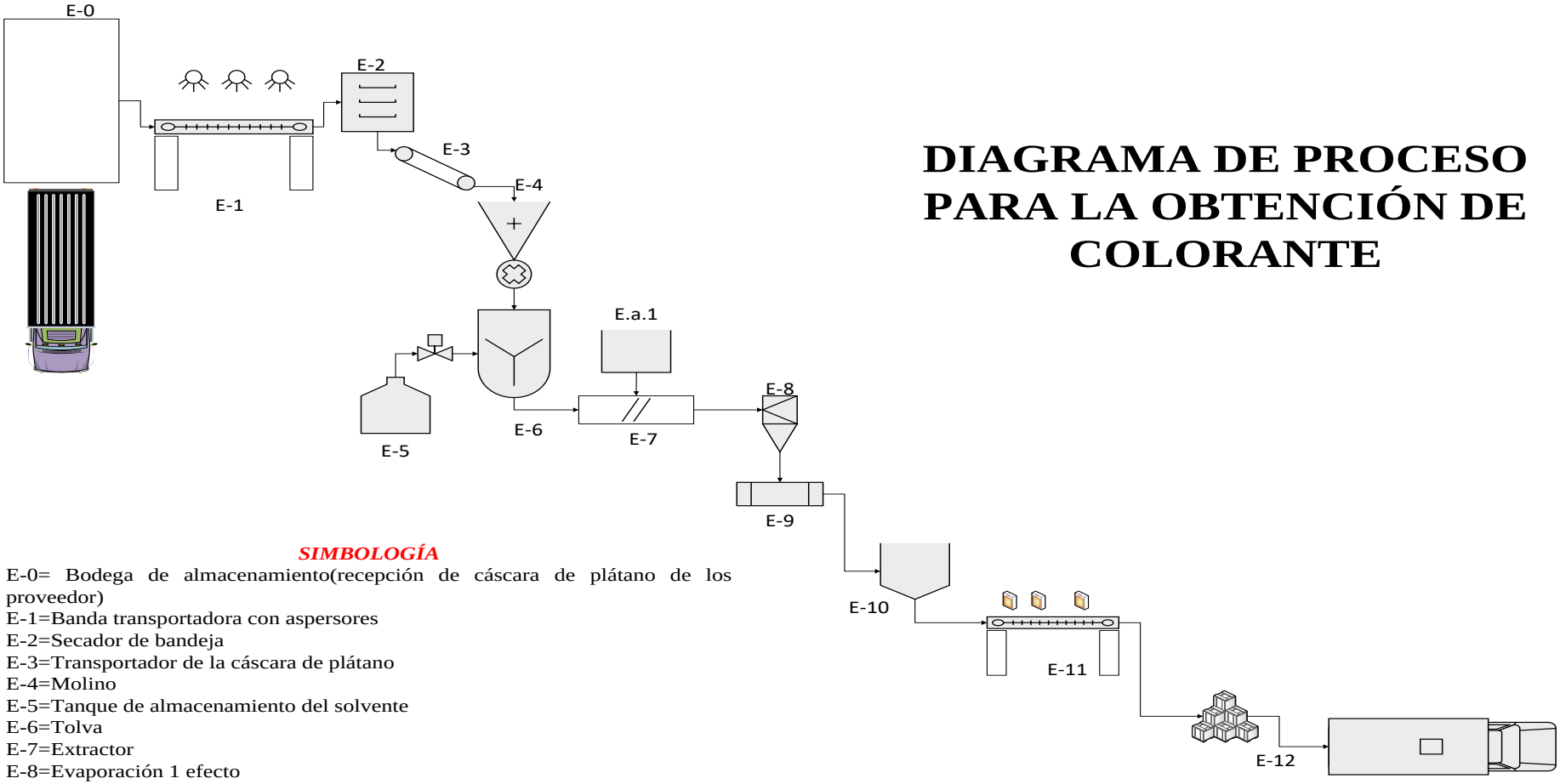


DIAGRAMA DE PROCESO PARA LA OBTENCIÓN DE COLORANTE



SIMBOLOGÍA

E-0= Bodega de almacenamiento(recepción de cáscara de plátano de los proveedor)
E-1=Banda transportadora con aspersores
E-2=Secador de bandeja
E-3=Transportador de la cáscara de plátano
E-4=Molino
E-5=Tanque de almacenamiento del solvente
E-6=Tolva
E-7=Extractor
E-8=Evaporación 1 efecto
E-9=Secador rotatoria
E-10= Tolva de almacenamiento del colorante
E-11=Empaquetado
E-12=Bodega de Almacenamiento producto final
E.a.1=Tanque de almacenamiento de torta residual

6.3.3.2. DESCRIPCIÓN DEL DIAGRAMA DE BLOQUES

Selección: Se recolectan las cáscaras de plátano que estén en buen estado, estas no deben contener impurezas (pulpa y otro tipo de residuos).

Lavado: La cáscara de plátano se lava con abundante agua para eliminar residuos de pulpa e impurezas adheridas a esta.

Troceado y secado: Las cáscaras son cortadas en rectángulos pequeños para facilitar el proceso de secado en la estufa a 40°C por 24 horas.

Molienda: Se lleva a molienda para obtener partículas muy pequeñas y lograr una presentación en polvo.

Extracción: Las muestras son colocadas en tubos de ensayos para ser asistidas por ultrasonido, mientras que las muestras para agitación magnética son envasadas en Erlenmeyer. Se pesa 25 gramos de cáscara molida, para ambos casos, y se mezclan con los solventes y se realiza la extracción durante los tiempos establecidos.

Filtrado: Se procede a separar la masa sólida del líquido mediante un lienzo fino reteniendo así la mayor parte del residuo sólido. De este proceso de obtiene una solución coloreada.

Evaporación: La solución coloreada es sometida a evaporación para eliminar parte del agua y trazas del solvente que se empleó para la extracción.

Secado: La solución concentrada se coloca sobre una caja Petri formando finas capas sobre esta, la cual se somete a secado en estufa a 40°C durante 24 horas.

Envasado: El extracto seco es extraído de las cajas Petri y almacenado en recipientes de vidrio o plásticos previamente esterilizados para su posterior almacenamiento a 4°C o temperatura ambiente.

6.3.3.3. CÁLCULOS DEL PROCESO

Hidróxido de sodio (preparación de la solución lejía)

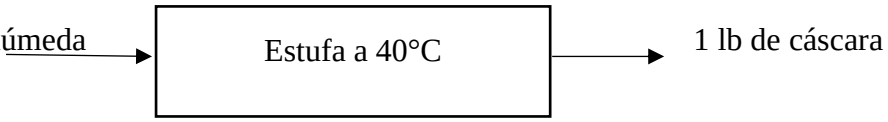
$$X(NaOH) = \frac{40g \times 500\ ml \times 0{,}25\ N}{1000\ ml \times 1\ N} = 5\ g\ NaOH$$

Etanol al 80% (preparación de la solución)

$$X(Etanol) = \frac{500\ ml \times 80\ \%}{100\ \%} = 400\ ml\ de\ Etanol$$

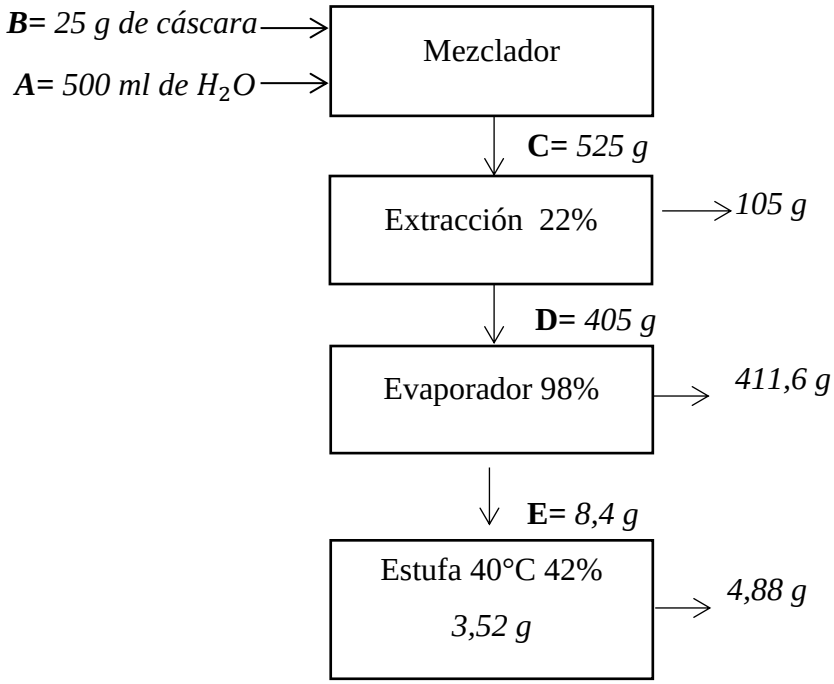
$$X(Agua) = (500 - 400)ml = 100\ ml\ de\ H_2O$$

Balance de la cáscara de plátano seca



$$X = (5 - 1)lb = \ 4\ lb\ se\ pierden\ en\ proceso\ de\ secado$$

Balance de materia con agua



Densidad H_2O= 1 g/cm³

$$m = d * v$$

$$m = \frac{1\ g}{ml} * 500\ ml = 500\ g\ H_2O$$

Balance de masa en el mezclador

A + B = C

500 g + 25 g = 525 g

Balance de masa en el ultrasonido

525 gr* 0.15 = 78,75 g (torta residual)

525 g – 78,75 g = 446,25 g (solución)

Balance de masa en el agitador magnético

525 gr* 0.20 = 105 g (torta residual)

525 g – 105 g = 420 g (solución)

Balance de masa en el evaporador

420 gr* 0. 98 = 411,6 g (evaporada)

420 g – 411,6 g = 8,4 g (concentrado)

Balance de masa en la estufa

8,4 g * 0.42 = 3,52 g (evapora)

8,4 g – 3,52 g = 4,88 g (colorante)

Balance de masa con la solvente agua por medio de lixiviación

A: Soluto a retirar
B: Soluto inerte
C: Solvente para retirar al sólido
$\boldsymbol{L_o, L_1}$**:** Líquido en suspensión con su respectiva composición basada en el flujo del componente B (sólido seco libre de soluto.)

$\boldsymbol{V_o, v_1}$**:** Es la solución de derrame con una composición establecida por X_A
$\boldsymbol{N_o, N_1}$**:** Para formar un balance total de la solución (A+C) se puede realizar un balance con respecto A y con respecto B
M: Velocidad de flujo en Kg de A+C
$\boldsymbol{X_o, X_1, Y_{LAO}, Y_{LA1}, X_A, X_{AM}}$**:** Fracciones másicas de los componentes

$$\boldsymbol{V_o + L_o = V_1 + L_1 = M}$$

$$\boldsymbol{L_o Y_{LAo} + V_o X_1 = L_1 Y_{LA1} + V_1 X_A = M X_{AM}}$$

$$\boldsymbol{B = L_o Y_{LAo}}$$

$$B = 25\ g\ (1 - 0{,}3) = 17{,}5\ g\ sólidos\ inertes$$

$$A = (25 - 17{,}5\ )g = 7{,}5\ g\ de\ soluto$$

$M = L_o + V_o$

$$M = (500 + 25\ )g = 525\ g$$

$N_o = \frac{B}{L_o} = \frac{17{,}5\ g}{525} =$ 0,03 g de sólidos insolubles/g de solución retenida

B= $L_1 N_1$

$L_1 = \frac{B}{N_1} = \frac{17{,}5}{0{,}03}$ = 583,33 g de solución retenida

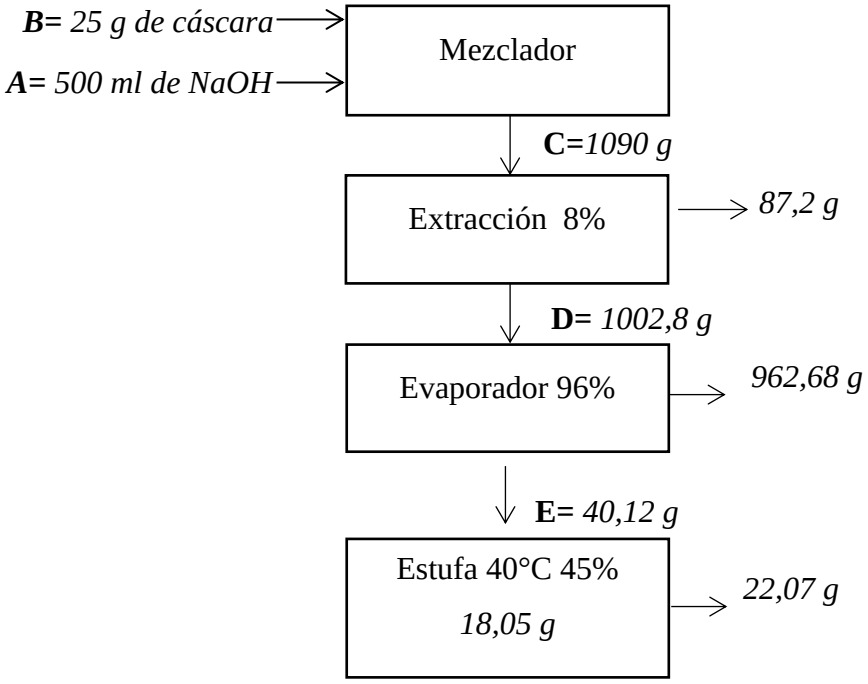
$M = L_1 + V_1$

$V_1 = M - L_1$= (583,33 – 525) g = 58,33 g

$X_{AM} = \frac{L_o Y_{LAo} + V_o X_1}{M} = \frac{L_o Y_{LAo}}{M} = \frac{25(0{,}3)}{525}$ = 0,014

$X_{AM} = Y_{A2}$= 0,014

Balance de materia con NaOH



Densidad NaOH 2,13 g/cm³

$$m = d * v$$

$$m = \frac{2{,}13\ g}{ml} * 500\ ml = 1065\ g\ NaOH$$

Balance de masa en el mezclador

A + B = C

1065 g + 25 g = 1090 g

Balance de masa en el ultrasonido

1090 g * 0.04 = 43,6 g (torta residual)

1090 g – 43,6 g = 1046,4 g (solución)

Balance de masa en el agitador magnético

1090 g * 0.08 = 87,2 g (torta residual)

1090 g – 87,2 g = 1002,8 g (solución)

Balance de masa en el evaporador

1002,8 g * 0. 96 = 962,68 g (evaporada)

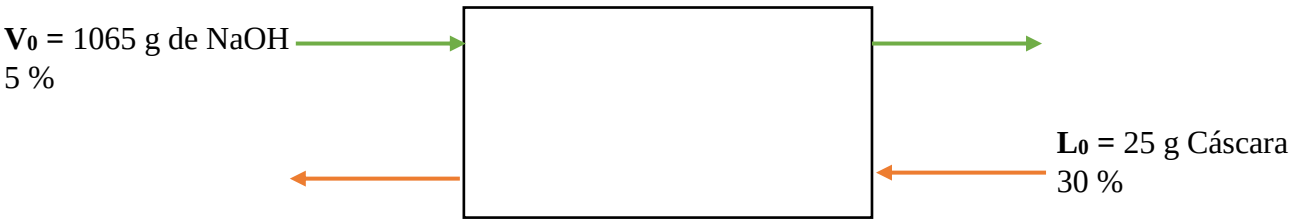
1002,8 g – 962,68 g = 40,12 g (concentrado)

Balance de masa en la estufa

40,12 g * 0.45 = 18,05 g (evapora)

40,12 g – 18,05 g = 22,07 g (colorante)

Balance de masa con el solvente hidróxido de sodio por medio de lixiviación



$$\boldsymbol{V_o + L_o = V_1 + L_1 = M}$$

$$\boldsymbol{L_o Y_{LAo} + V_o X_1 = L_1 Y_{LA1} + V_1 X_A = M X_{AM}}$$

$$\boldsymbol{B = L_o Y_{LAo}}$$

$$B = 25\ g(1 - 0{,}3) = 17{,}5\ g\ solidos\ inertes$$

$$A = (25 - 17{,}5)gr\ = 7{,}5\ g\ de\ soluto$$

$M = L_o + V_o$

$$M = (1065 + 25\ )g = 1090\ g$$

$N_o = \frac{B}{L_o} = \frac{17{,}5\ g}{1090}$ = 0,016 g de sólidos insolubles/g de solución retenida

B= $L_1 N_1$

$L_1 = \frac{B}{N_1} = \frac{17{,}5}{0{,}016}$ = 1093,75 g de solución retenida

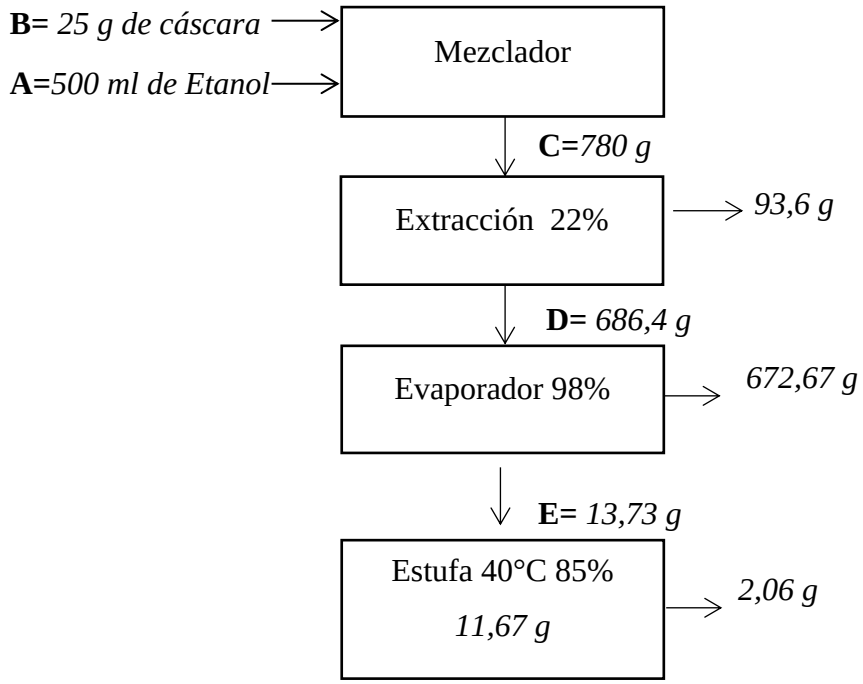
$M = L_1 + V_1$

$V_1 = M - L_1$= (1093,73 – 1090) g = 3,73 g

$$X_{AM} = \frac{L_o Y_{LAo} + V_o X_1}{M} = \frac{L_o Y_{LAo}}{M} = \frac{25(0,3)}{1090} = 0{,}0068$$

$X_{AM} = Y_{A2} = 0{,}0068$

Balance de materia con etanol



$Densidad\ C_2H_6O$ 1,51 g/cm^3

$$m = d * v$$

$$m = \frac{1{,}51\ g}{ml} * 500\ ml = 755\ g\ C_2H_6O$$

Balance de masa en el mezclador

A + B = C

755 g + 25 g = 780 g

Balance de masa en el ultrasonido

780 g* 0.06 = 46,8 g (torta residual)

780 g – 46,8 g = 733,2 g (solución)

Balance de masa en el agitador magnético

780 g* 0.12 = 93,6 g (torta residual)

780 g – 93,6 g = 686,4 g (solución)

Balance de masa en el evaporador

686,4 g * 0. 98 = 672,67g (evaporado)

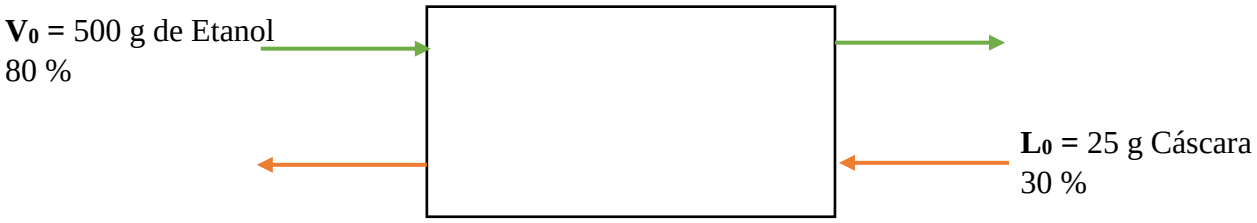
686,4 – 672,67 g = 13,73 g (concentrado)

Balance de masa en la estufa

13,73 g * 0.85 = 11,67 g (evaporado)

13,73 g – 11,67 g = 2,06 g (colorante)

Balance de masa con el solvente etanol por medio de lixiviación



$$\boldsymbol{V_o + L_o = V_1 + L_1 = M}$$

$$\boldsymbol{L_o Y_{LAo} + V_o X_1 = L_1 Y_{LA1} + V_1 X_A = M X_{AM}}$$

$$\boldsymbol{B = L_o Y_{LAo}}$$

$$B = 25\ g\ (1 - 0{,}3) = 17{,}5\ g\ solidos\ inertes$$

$$A = (25 - 17{,}5) g\ = 7{,}5\ g\ de\ soluto$$

$M = L_o + V_o$

$$M = (755 + 25)\ g\ = 780 g$$

$N_o = \frac{B}{L_o} = \frac{17{,}5\ g}{780} =$ 0,022 g de sólidos insolubles/g de solución retenida

B= $L_1 N_1$

$L_1 = \frac{B}{N_1} = \frac{17,5}{0,022}$ = 795,25 g de solución retenida

$M = L_1 + V_1$

$V_1 = M - L_1$ = (795,25 – 780) g = 15,45 g

$X_{AM} = \frac{L_O Y_{LAO} + V_O X_1}{M} = \frac{L_O Y_{LAO}}{M} = \frac{25(0,3)}{780}$ = 0,0096

$X_{AM} = Y_{A2}$= 0,0096

6.3.3.4. DESCRIPCIÓN DE LAS PRUEBAS DE IDENTIFICACIÓN PARA METABOLITOS SECUNDARIOS.

6.3.3.4.1. IDENTIFICACIÓN DE GLICÓSIDOS CARDIOTÓNICOS

- **Prueba de Lieberman-Buchard**

Se toma 2 ml del extracto, agregar 1 ml de ácido acético y 3 gotas de ácido sulfúrico concentrado, mezclar la solución y si hay formación de colores azul, verde, rojo, anaranjado, etc., los que cambian con el tiempo, la prueba será positiva.

6.3.3.4.2. IDENTIFICACIÓN DE GLICÓSIDOS SAPONÍNICOS

- **Prueba de Salkowski**

Se toman 3 ml de extracto y agregar 10 gotas ácido sulfúrico concentrado, gota a gota por las paredes del tubo de ensayo, se desarrollan colores amarillo o rojo para esteroles y metilesteroles, gradual (formación de un anillo).

6.3.3.4.3. IDENTIFICACIÓN DE GLICÓSIDOS FLAVONOIDES

- **Prueba de Shidona o de la Cianidina**

Se toman 5 ml de extracto y agregar 1 ml ácido clorhídrico concentrado, se considera la prueba positiva si se presentan colores naranja, rojo, rosa, azul y violeta.

Tabla 7.

Identificación de flavonoides por su coloración

FLOVANOIDES	COLORACIÓN
Flavonas y flavonoles	Amarillo a rojo
Flavanoles	Rojo a magenta
Flavanonas	Rojo, magenta, violeta , azul
Isoflavonas	Amarillo
Isoflavononas , chalconas y auronas	No dan coloración

Fuente: (Ugaz, 1997)
Elaborado por: (Cedeño Eduardo y Romero Ana**)**

6.3.3.4.4. IDENTIFICACIÓN DE GLICÓSIDOS ANTROQUINÓNAS

- **Prueba de Borntrager**

Se toman 10 ml de extracto, se disuelve el extracto con 10 ml de agua destilada, calentar y enfriar, se agrega 10 ml de benceno y se además de se agregan se 5 ml amoniaco. Observar el cambio de color que presenta en color rojo.

6.3.3.4.5. IDENTIFICACIÓN DE TANINOS

Se toma 2 ml de extracto agregar 5 gotas de la solución de tricloruro de hierro. Se toma 2 ml de extracto agregar 1 ml de la solución de dicromato de potasio. Aparecen colores: azul, azul negro, verde, azul verdoso y precipitado negro verdoso.

- Una coloración rojo-vino, compuestos fenólicos en general.
- Una coloración verde intensa, taninos del tipo pirocatecólicos.
- Una coloración azul, taninos del tipo pirogalol, derivados del ácido gálico (Barrera et al., 2014).

6.3.3.4.6. IDENTIFICACIÓN DE ALCALOIDES

Tomar 10 ml de extracto agregar 10 ml de cloroformo y acidificar con 10 ml ácido clorhídrico al 10% hasta un pH 1-2, separa en dos fases. Con la fase acida se realiza la prueba de Dragendorff.

- **Preparación del reactivo de Dragendorff**

Se pasan 0,22 g de nitrato de bismuto y 1,5 ml ácido acético en 10 ml de agua destilada. Pesar 4 g de yoduro de potasio en 10 ml de agua destilada. Se toma 1 ml de la solución de A y 4 ml de solución B, disolver en 100 ml de agua destilada.

- **Prueba de Dragendorff**

Colocar 1 ml de la capa acidificada en un tubo de ensayo y agregar 10 gotas del reactivo, se considera la prueba positiva si se presentan colores naranja, rojo, rosa, azul y violeta.

6.3.3.4.7. IDENTIFICACIÓN DE SESQUITERPENLACTONAS

Se toma 5 ml de extracto agregar 15 ml de acetato de plomo trihidratado al 5%, dejar reposar entre 12-15 horas y luego se filtra. Al filtrado hidroalcohólico agregar 25 ml de cloroformó y reunir las fracciones clorofórmicas, eliminar el sub-acetato de plomo con respectivos lavados con agua destilada. Eliminar la parte acuosa. Tomar 2 ml y agregarlo en un vaso precipitación para realizar la prueba de identificación.

- **Prueba legal**

Se toman 2 ml del extracto agregar 5 gotas de piridina, 5 gotas de solución nitroprusiato de sodio, 5 gotas de hidróxido de sodio 2 N. Siendo positiva si se torna de color amarilla-naranja a rojo oscuro.

6.3.3.4.8. IDENTIFICACIÓN DE FLAVONOIDES CON NAOH AL 10%

Se toman 5 ml de extracto en un tubo de ensayo y se agrega 1 ml NaOH al 10%. Se observa un cambio de color entre naranja-rojo.

Tabla 8.

Identificación de flavonoides con NaOH por su coloración

PRUEBA	REACTIVO	RESULTADO	INTERPRETACIÓN
Prueba con NaOH 1N	Hidróxido de sodio al 1N	Coloración amarilla	Flavonas y Flavonoles
		Diferentes tonos de rojo	Flavanonas e isoflavononas
		Coloración púrpura rojiza	Chalconas
		Coloración café anaranjado	Flavononoles
		Coloración azul	Antocianinas

Fuente: (Castillo Membreño & Ramírez González, 2006)
Elaborado por: (Cedeño Eduardo y Romero Ana)

6.3.4. MATERIALES Y REACTIVOS.

Tabla 9.

Tabla de materiales, reactivos y equipos utilizados en el proceso experimental de la investigación

Materiales.	Reactivos y sustancias	Equipo
Pipeta	Agua	Estufa
Bureta	Alcohol	Balanza analítica
Vaso de precipitación	Etanol	Potenciómetro
Matraz aforado	Ácido sulfúrico	Placa de agitación
Matraz Erlenmeyer	Ácido clorhídrico	magnética
Probeta	Ácido acético	Ultrasonido
Vidrio de reloj	Ácido nítrico	Sorbona
Cuchara deflagración	Amoniaco	Cocina eléctrica
Pera de succión	Nitrobenceno	Plancha asadora
Cajas Petri	Cloroformo	eléctrica
Embudo	Legía	
Termómetro	Hidróxido de sodio	
Pastilla de agitación	Tricloruro de hierro	
magnética	Dicromato de potasio	
Imán	Yoduro de potasio	
Soporte universal	Nitrato de bismuto	
Gotero		

Papel de aluminio Cinta Refractómetro Franela Plástico de cocina Envases de orina Tijera Perol de aluminio Cedazo Liencillo Pinzas Algodón	Acetato de plomo trihidratado Piridina Niprusiato de sodio Cáscara de plátano	

Fuente: Los autores.
Elaborado por: (Cedeño Eduardo y Romero Ana)

7. DEFINICIÓN Y SELECCIÓN DE MUESTRA

7.1. SELECCIÓN Y RECOLECCIÓN DE MUESTRA DE LA CÁSCARA PLÁTANO

La cáscara de plátano se recolectó en las instalaciones de la chifleria “Plin Plin”, localizada en la parroquia Rocafuerte del Cantón del mismo nombre, en la Provincia de Manabí, el muestreo se realizó durante los días 5 y 10 de diciembre del 2016 a partir de la 17:00 con el fin de obtener este residuo en buen estado.

8. RECOLECCIÓN DE DATOS

Tabla 10.

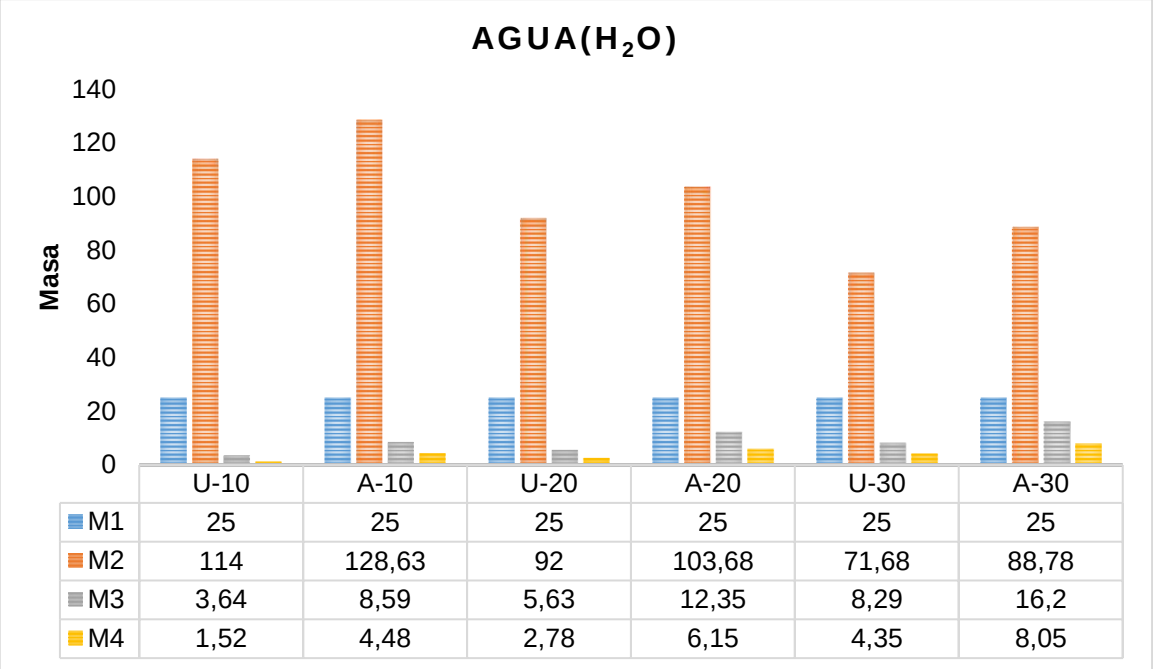
Resultados experimentales obtenidos a diferentes tiempos por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M)

Agua									
Tipo de extracción	**Tiempo de extracción (min)**	**M_1 (g) Cáscara de Plátano**	**M_2 (g) Torta Residual**	**Sustrato +Solvente (ml)**	**Temperatura de extracción ºC**	**pH**	**RGB (con solvente)**	**M_3(g) Colorante en Pasta**	**M_4(g) Colorante Seco**
U	10	25	114	400	40	5,46	155-110-66	3,64	1,52
U	20	25	92	400	40	5,98	156-105-59	5,63	2,78
U	30	25	71,68	400	40	5,67	157-120-75	8,29	4,35
M	10	25	128,63	300	40	6,2	145-120-97	8,59	4,48
M	20	25	103,68	300	40	5,85	148-115-88	12,35	6,15
M	30	25	88,78	300	40	6,43	150-128-100	16,20	8,05
Hidróxido de sodio al 0,25 N									
Tipo de agitación	**Tiempo (min)**	**M_1 (g)**	**M_2 (g)**	**Sustrato+ solvente (ml)**	**Temperatura ºC**	**pH**	**RGB (con solvente**	**M_3(g)**	**M_4(g)**
U	10	25	135,42	350	40	12,81	80-59-46	5,63	2,78
U	20	25	120,13	350	40	12,9	31-21-15	12,75	6,38
U	30	25	105,63	350	40	12,85	156-74-27	18,56	9,22
M	10	25	132,97	350	40	12,52	23-9-3	25,13	12,58
M	20	25	90,21	350	40	12,51	5-3-0	33,13	15,65
M	30	25	56,38	350	40	12,49	1-0-0	48,52	24,26
Etanol al 80%									
Tipo de agitación	**Tiempo (min)**	**M_1 (g)**	**M_2 (g)**	**Sustrato+ solvente (ml)**	**Temperatura ºC**	**pH**	**RGB (con solvente)**	**M_3(g)**	**M_4(g)**
U	30	50	97	400	40	4,66	181-95-47	-------	-------
M	30	50	88,66	400	40	4,78	179-85-44	--------	------

Fuente: Los autores.
Elaborado por: (Cedeño Eduardo y Romero Ana)

Gráfica 1.

Datos estadísticos a diferentes tiempos con agua por Ultrasonido (U) y Agitación magnética



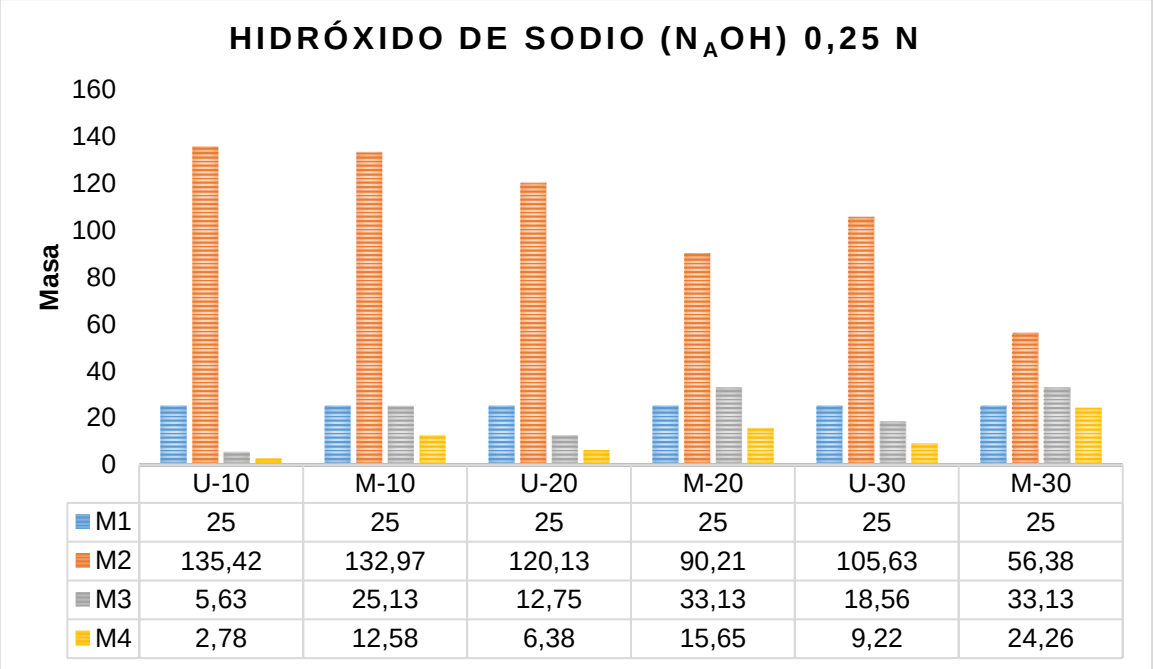
	U-10	A-10	U-20	A-20	U-30	A-30
M1	25	25	25	25	25	25
M2	114	128,63	92	103,68	71,68	88,78
M3	3,64	8,59	5,63	12,35	8,29	16,2
M4	1,52	4,48	2,78	6,15	4,35	8,05

Elaborado por: Cedeño Eduardo y Romero Ana

En el grafico #1 se representa los valores a diferentes tiempos (10, 20 ,30 min), Vs la masa (m1, m2, m3, m4 g), el solvente a utilizarse H_2O por medio de dos métodos físicos que son ultrasonido y agitación magnética, como podemos observar al tiempo de 30 minutos se tiene un mayor rendimiento de 8.05g utilizando la agitación magnética del colorante completamente seco.

Gráfica 2.

Datos estadísticos a diferentes tiempos con NaOH por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M)



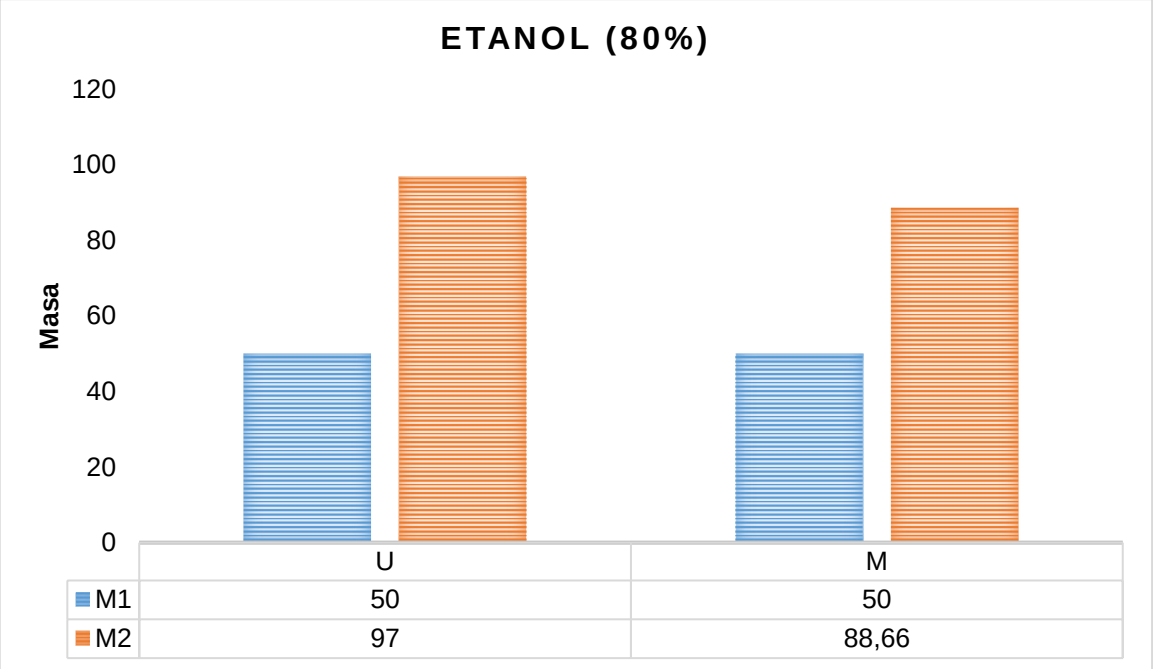
	U-10	M-10	U-20	M-20	U-30	M-30
M1	25	25	25	25	25	25
M2	135,42	132,97	120,13	90,21	105,63	56,38
M3	5,63	25,13	12,75	33,13	18,56	33,13
M4	2,78	12,58	6,38	15,65	9,22	24,26

Elaborado por: Cedeño Eduardo y Romero Ana

En el grafico #2 se representa los valores a diferentes tiempos (10, 20, 30 min), Vs la masa (m1, m2, m3, m4, g), el solvente a utilizarse hidróxido de sodio (NaOH) al 0.25 N por medio de dos métodos físicos que son ultrasonido y agitación magnética, como podemos observar se tiene un mayor rendimiento en agitación magnética a los 30 minutos con un valor de 24.26 g de colorante completamente seco.

Gráfica 3.

Datos estadísticos a un tiempo de 30 min con etanol por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M)



Elaborado por: Cedeño Eduardo y Romero Ana

En el grafico #3 se representa el valor del tiempo a 30 min Vs la masa (m1, m2, g), el solvente a utilizarse etanol (C_2H_6O) por medio de dos métodos físicos que son ultrasonido y agitación magnética, como podemos observar con la utilización de este solvente no se obtuvieron valores de la muestra completamente seca debido a que se observó durante su experimentación un color realmente bajo por este motivo lo descartamos.

Tabla 11.

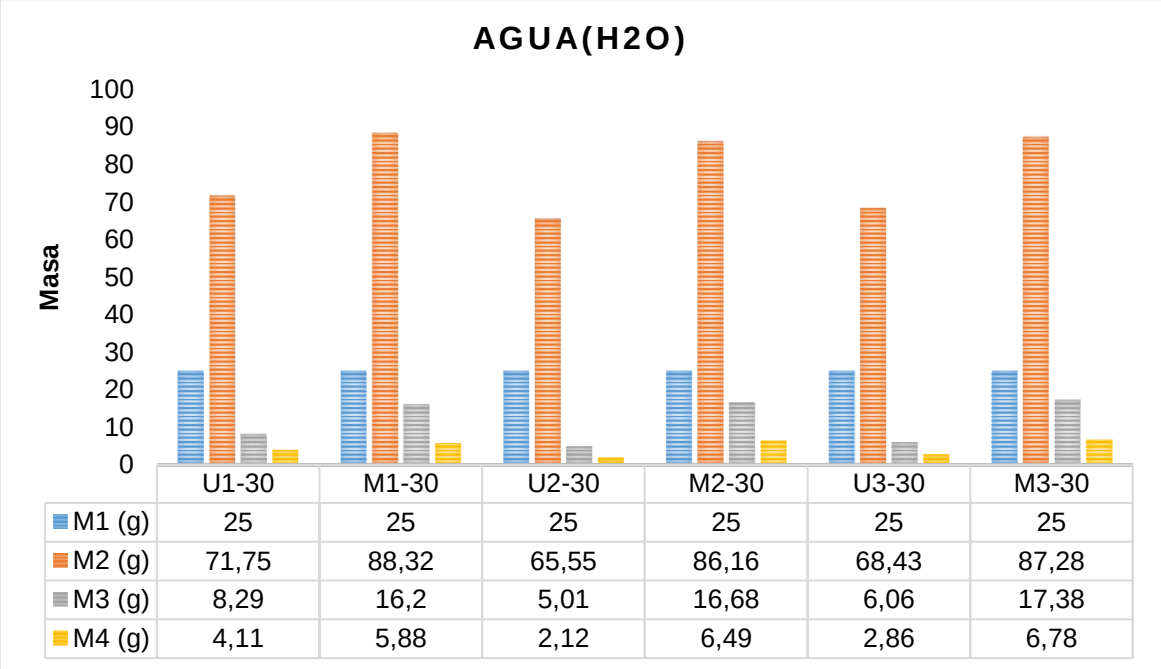
Resultados experimentales a un tiempo de 30 min por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M)

Agua									
Tipo de extracción	**Tiempo de extracción (min)**	**M_1 (g) Cáscara de Plátano**	**M_2 (g) Torta Residual**	**Sustrato +Solvente (ml)**	**Temperatura de extracción ºC**	**pH**	**RGB (con solvente)**	**M_3(g) Colorante en Pasta**	**M_4(g) Colorante Seco**
U1	30	25	71,75	400	40	6,41	156-74-27	8,29	4,11
U2	30	25	65,55	400	40	6,45	159-86-43	5,01	2,12
U3	30	25	68,43	400	40	6,49	176-86-41	6,06	2,86
M1	30	25	88,32	300	40	5,48	150-128-100	16,2	5,88
M2	30	25	86,16	300	40	5,59	146-117-89	16,68	6,49
M2	30	25	87,28	300	40	5,42	147-120-88	17,38	6,78
Hidróxido de sodio a 0,25 N									
Tipo de agitación	**Tiempo (min)**	**M_1 (g)**	**M_2 (g)**	**Sustrato+ solvente (ml)**	**Temperatura ºC**	**pH**	**RGB (con solvente**	**M_3(g)**	**M_4(g)**
U1	30	25	103,95	350	40	12,9	6-2-0	18,97	9,43
U2	30	25	106,36	350	40	12,85	6-1-0	15,42	8,28
U3	30	25	104,25	350	40	12,88	12-6-3	17,80	8,96
M1	30	25	56,32	350	40	12,51	1-0-0	43,82	21,64
M2	30	25	58,42	350	40	12,74	1-0-0	48,49	24,22
M3	30	25	60,12	350	40	12,66	1-0-0	46,48	23,6

Fuente: Los autores.
Elaborado por: (Cedeño Eduardo y Romero Ana)

Gráfica 4.

Datos estadísticos a un tiempo de 30 min con H_2O por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M)



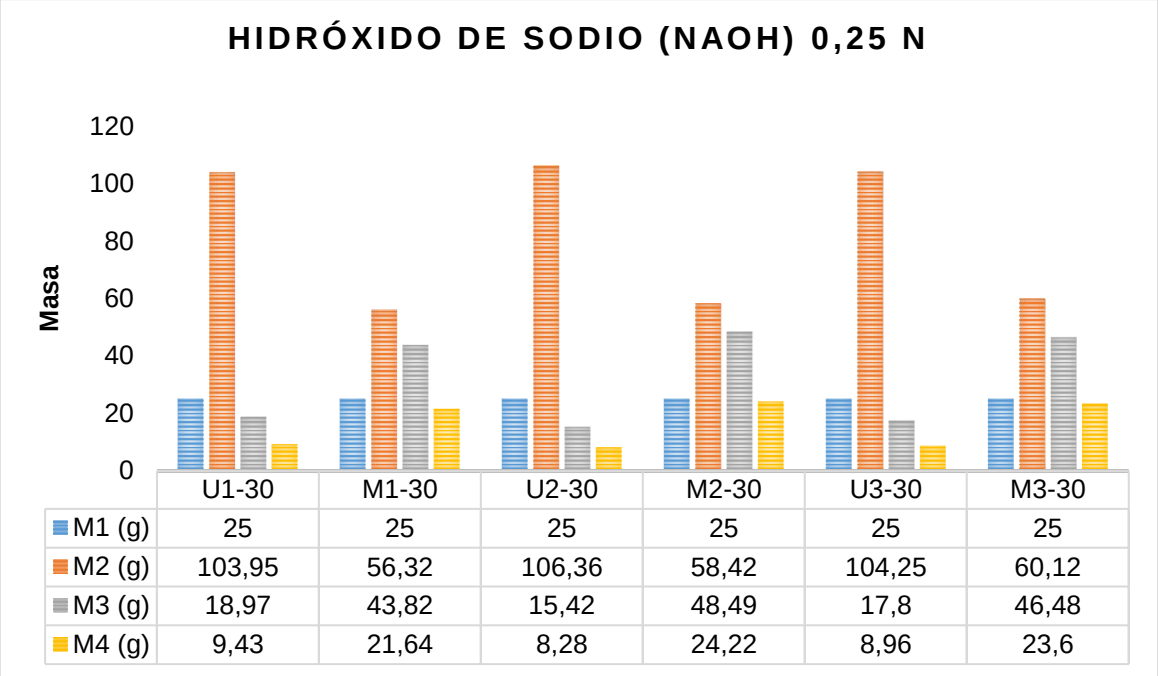
	U1-30	M1-30	U2-30	M2-30	U3-30	M3-30
M1 (g)	25	25	25	25	25	25
M2 (g)	71,75	88,32	65,55	86,16	68,43	87,28
M3 (g)	8,29	16,2	5,01	16,68	6,06	17,38
M4 (g)	4,11	5,88	2,12	6,49	2,86	6,78

Elaborado por: Cedeño Eduardo y Romero Ana

En el grafico #4 se representa la utilización del agua H_2O como solvente a un tiempo de 30 minutos vs la masa, donde se observó de los 2 métodos empleados para su extracción el mayor rendimiento fue la agitación magnética, ya que en este se produce mayor cantidad de colorante dando valores desde 5.88 hasta 6.78 g completamente seco.

Gráfica 5.

Datos estadísticos a un tiempo de 30 min con NaOH por Ultrasonido (U) y Agitación magnética (M)



	U1-30	M1-30	U2-30	M2-30	U3-30	M3-30
M1 (g)	25	25	25	25	25	25
M2 (g)	103,95	56,32	106,36	58,42	104,25	60,12
M3 (g)	18,97	43,82	15,42	48,49	17,8	46,48
M4 (g)	9,43	21,64	8,28	24,22	8,96	23,6

Elaborado por: Cedeño Eduardo y Romero Ana

En el grafico #5 se aprecia las comparaciones entre las diferentes muestras tratadas con hidróxido de sodio a un tiempo de 30 min vs la masa, donde evidentemente se puede notar que con este solvente hay mejores resultados, porqué se logró una mayor concentración de colorante en los dos métodos aplicados para su extracción, pero el método que da mayor rendimiento es la agitación magnética dando valores desde 21,64 hasta 24,22 g.

Tabla 12.

Resultados de rendimientos de los solventes utilizados con los dos métodos de extracción

Agua		
Tipo de agitación	**Tiempo de extracción**	**Rendimiento con el solvente ml**
U	30 min	400
M	30 min	300
Hidróxido de sodio a 0,25 N		
Tipo de agitación	**Tiempo de extracción**	**Rendimiento con el solvente ml**
U	30 min	350
M	30 min	350
Etanol al 80%		
Tipo de agitación	**Tiempo de extracción**	**Rendimiento con el solvente ml**
U	30 min	400
M	30 min	400

Fuente: Los autores., **Elaborado por:** (Cedeño Eduardo y Romero Ana)

Tabla 13.

Identificación físico-química de metabolitos secundarios en el colorante extraído a base de cáscara de plátano con agua e hidróxido de sodio por medio ultrasonido y agitación magnética

Determinación	**Cantidad tomada del extracto**	**Prueba**	**Resultado**	**Confirmación**
Glicósidos Cardiotónicos	2 ml	Lieberman-Buchard	+	Anillo violeta azulado
Glicósidos Saponínicos	3 ml	Salkowski	+	Formación de anillo café
Glicósidos Flavonoides	5 ml	Shinoda	+	No hubo cambio de color ligero
Glicósidos Antraquinonicos	10 ml	Borntrager	+	Naranja-rojizo
Taninos	2 ml	Tricloruro de hierro	+	Coloración verde grisáceo
Taninos	2 ml	Dicromato de potasio	+	Coloración pardo rojiza
Alcoloides	10 ml	Dragendorff	+	Coloración pardo rojiza
Sesquiterpenlactonas	5 ml	Prueba legal	+	Color Amarilla
Flavonoides	5 ml	Preeba de NaOH al 10%	+	Naranja-rojizo

Fuente: Los autores., **Elaborado por:** (Cedeño Eduardo y Romero Ana).

9. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS

De acuerdo a los valores experimentales obtenidos a partir de la cáscara de plátano se obtuvo colorante natural mediante procesos físicos de extracción, las técnicas empleadas para este proceso son ultrasonido y agitación magnética, en la experimentación se observó que la agitación magnética tiene mayor rendimiento para la extracción del colorante natural, con el uso de solventes como el agua y el hidróxido de sodio, se consiguió mayor rendimiento ya que este equipo nos permite mantener el proceso de extracción a la temperatura adecuada de 40°C durante los 30 minutos, a diferencia de la extracción por ultrasonido con la cual no se podía manejar la temperatura adecuada para el proceso, la cual es uno de los factores determinantes en el rendimiento para la obtención del colorante natural a base de cáscara de plátano.

Además de esto se hizo pruebas con etanol como solvente para la extracción de colorante utilizando los métodos físicos ya mencionados, pero no se obtuvieron los resultados que esperábamos, y por eso se descartó el uso de este solvente para la obtención del colorante.

Otros de las variables que juega un papel importante en la estabilidad del colorante, es el pH de la muestra, el cual en mezcla con agua está en rango de (5,5-6.5) y con la muestra de hidróxido de sodio está en un rango de (12-13). Además se efectuó una neutralización con ácido nítrico de la muestra de hidróxido de sodio para bajar su pH, pero con esta neutralización se perdió la intensidad de color lo que nos deja claro que al trabajar con sustancias ácidas se le resta efectividad al proceso pero no solo se vio afectada esta variable sino que además este tiende a precipitar con formación de fóculos en el extracto.

La intensidad de color fue medida por RBG el cual es un punto importante durante el proceso de obtención del colorante, gracias a esto se pudo observar que la coloración en la solución trabajada con agua está entre naranja-café y la coloración con hidróxido de sodio varía entre marrón-negro, lo que nos confirma que la mejor técnica y solvente aplicados para la extracción son la agitación magnética con hidróxido de sodio.

Durante el proceso existen perdidas y una de ellas se da al momento de la filtración donde se genera una torta residual que se lleva consigo parte del solvente utilizado, se calcula una perdida en solución que oscila entre los 100-200ml.

Las pruebas aplicadas para la identificación cualitativa fueron: glicósidos cardiotónicos, glicósidos saponínicos, glicósidos flavonoides, glicósidos antraquinonicos, taninos, alcoloides, sesquiterpenlactonas y flavonoides, las que en todos los casos salieron positivas para flavonoides, taninos y terpenos. La prueba de mayor interés y confirmación fue la de identificación de las sesquiterpenlactonas que forman parte del grupo de los terpenos los cuales son causantes del color de algunos de los vegetales, y en el caso de los flavonoides a los que se les responsabiliza de la coloración en frutos.

10. ELABORACIÓN DE REPORTE DE LOS RESULTADOS

10.1. DISCUSIÓN

Esta investigación tuvo como propósito la extracción e identificación del colorante natural, y ver a qué familia pertenecía el colorante extraído a base de la cáscara de plátano y además evaluar cuál de los solventes empleados tiene mayor rendimiento en obtención del extracto natural. Los métodos físicos empleados a diferentes tiempos determinaron que el tiempo óptimo de extracción es a los 30 minutos en ambas técnicas, ya que el rendimiento del colorante el mayor a este tiempo, el rendimiento fue medido por la intensidad del color del extracto obtenido en RGB.

Según (Pineda & others, 2012), (Londoño & Alcívar, 2003) y (Vásquez et al., 2008) el mejor solvente para la extracción de colorante natural a base de cáscara de plátano es el hidróxido de sodio a una concentración de 0,25 N porque hay mayor intensidad de color y mayor rendimiento del colorante, lo que se logró verificar mediante la investigación.

10.2. CONCLUSIONES

- Se determinó que para poder extraer colorante a partir de la cáscara de plátano se necesita considerar diferentes variables de gran importancia como son la temperatura y el pH, las cuales ayudan al solvente para lograr una mayor extracción del extracto, de los diferentes solventes empleados el que logró una mayor extracción fue el hidróxido de sodio, no obstante en los otros casos se logró de igual manera obtener colorante pero en concentraciones menores en comparación con el solvente inorgánico.

- Los métodos aplicados para la extracción del colorante natural fueron evaluados mediante la realización de cálculos y balances del proceso con el objeto de conocer el rendimiento de los mismos. Estos balances fueron decisivos en la investigación, determinando que la agitación magnética fue la técnica con mejores resultados a la hora de hacer interactuar las moléculas del solvente con los pigmentos extraídos de la cáscara de plátano verde.

- Las diferentes pruebas cualitativas de detección realizadas al colorante obtenido de la cáscara de plátano indicaron que el mismo es perteneciente a la familia de los flavonoides, taninos y terpenos, siendo la de mayor relevancia la sesquiterpenlactonas la cual es el principal indicativo del grupo de terpenoides, causante del color de la especie.

10.3. RECOMENDACIONES

- El empleo de nuevos y diferentes solventes orgánicos e inorgánicos para la extracción del colorante natural de los ya utilizados en esta investigación, sería una excelente alternativa para así conocer y experimentar con qué otros componentes se podría obtener una mayor extracción del colorante y de esta forma dar el mayor provecho posible a la cáscara de plátano.

- Investigar otros métodos/técnicas que se puedan utilizar en la extracción de colorantes naturales, además de los empleados en esta investigación, para así poder comparar el rendimiento de colorante con otros métodos.

- Es de suma importancia no obviar las técnicas de identificación del extracto obtenido, pues estas juegan un papel importante al momento de la determinación de la familia a la que pertenece el colorante natural y para así poder conocer qué tipo de producto se está obteniendo.

PRESUPUESTO

N.	DESCRIPCIÓN	PRECIO TOTAL	ESPECIFICACIÓN
1	Materiales de vidrio	$ 90	Para el laboratorio.
2	Reactivos.	$ 25	Lejía, etanol y agua destilada.
3	Envases de orina.	$ 5	Recipientes de para guardar las muestras extraídas.
4	Equipo.	$ 43	Ultrasonido.
5	Impresiones y copias.	$ 75	Anteproyectos, y anillados.
6	Transporte.	$ 100	Todo tipo de movilización.
7	Varios.	$ 250	Gastos varios.
TOTAL		**$ 588**	

CRONOGRAMA

ACTIVIDADES	1er Mes				2do Mes				3er Mes	
	SEMANA				SEMANA				SEMANA	
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Elaboración del proyecto	X									
Entrega de proyecto	X									
Reunión con tutor de trabajo de titulación		X								
Recolección del material bibliográfico		X	X							
Revisión del material bibliográfico.			X	X						
Ensayos y pruebas			X	X	X	X	X			
Recopilación de datos							X	X		
Reunión con tutor de trabajo de titulación								X		
Tabulación, visualización, análisis, e interpretación de los resultados.									X	
Corrección y entrega del trabajo final									X	
Reporte de los resultados (conclusiones y recomendaciones)									X	
Fijación de fecha de sustentación										X
Sustentación ante el tribunal de defensa de trabajo de titulación										X

BIBLIOGRAFÍA

Aguilera-Ortíz, M., Alanis-Guzmán, M. G., García-Díaz, C. L., & Hernández-Brenes, C. M. (2009). Caracterización y estabilidad de antocianinas de higo, variedad Mission. *Universidad Y Ciencia*, *25*(2), 151–158.

Aguilera-Otíz, M., del Carmen Reza-Vargas, M., Chew-Madinaveita, R. G., & Meza-Velázquez, J. A. (2011). Propiedades funcionales de las antocianinas. *BIOtecnia*, *13*(2), 16–22.

Alonso, M., Bará, S., & Vega, J. A. (1993). Efecto del incendio y fuego prescrito sobre el porcentaje relativo de terpenos en Pinus pinaster. In *Congresos-CARGA FINAL*. Retrieved from http://secforestales.org/publicaciones/index.php/congresos_forestales/article/viewFile/15099/14942

Álvarez, J. M., Taninos, A., & Oxido-reducción, P. (2007). Tanino. La revolución enológica mito o realidad. *Revista Enología*, *2*, 1–15.

Álvarez Galo. (2013). *Banano Fruto Completo* (Tercera edición). Brasil: Cartie.

Andersen, Ø. M., & Markham, K. R. (Eds.). (2006). *Flavonoids: chemistry, biochemistry, and applications*. Boca Raton, FL: CRC, Taylor & Francis.

Anjaneyulu, Y., Sreedhara Chary, N., & Samuel Suman Raj, D. (2005). Decolourization of Industrial Effluents – Available Methods and Emerging Technologies – A Review. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, *4*(4), 245–273. https://doi.org/10.1007/s11157-005-1246-z

Arango Acosta Gabriel Jaime. (2008). *ALCALOIDES Y COMPUESTOS NITROGENADOS* (Universidad de Antoquia-Colombia). Medellín.

Arroyo Andres. (2011). *Contenido Nutricional De Las Frutas, Ed. Culto, Sexta edición,*. Mexico.

Astiasarán, I. (2003). *Alimentos y nutrición en la práctica sanitaria*. México: Ediciones Díaz de Santos.

Ávalos García, A., & Pérez-Urria Carril, E. (2011). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (Biología)*, *2*(3). Retrieved from http://revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/798

AYALA, M. P. (2015). *Técnicas generales de laboratorio*. Ediciones Paraninfo, S.A.

Azuola, R., & Pedro, V. (2007). Extracción de sustancias asistida por ultrasonido (EUA). *2007*, *20*. Retrieved from http://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/viewFile/449/377

Badui, S. (2006). *Química de los Alimentos* (Cuarta). México: PEARSON.

Barrera, C. A. C., Parra, J., & Suárez, L. E. C. (2014). Caracterización química del aceite esencial e identificación preliminar de metabolitos secundarios en hojas de la especie raputia heptaphylla (rutaceae). *Elementos*, *4*(4). Retrieved from http://journal.poligran.edu.co/index.php/elementos/article/view/513

Bustamante Alejandra. (2015). Análisis sectorial del plátano. Retrieved from http://www.proecuador.gob.ec/wp-content/uploads/2015/06/PROEC_AS2015_PLATANO1.pdf

Caldas, G. V., & Blair, M. (2004). Cuantificación de taninos condensados e identificación de QTLs asociados a su acumulación en fríjol común (Phaseolus vulgaris L.). *Taninos En La Nutrición de Rumiantes En Colombia*, 43.

Caldas Ávila Adriana Paulina. (2012). *Optimización, escalamiento y diseño de una planta piloto de extracción solido-liquido*. Universidad de Cuenca, Cuenca.

Calvo Carrillo, M. de la C., & Mendoza Martínez, E. (2012). *Toxicología de los alimentos* (PRIMERA). México: MCGRAW-HILL EDUCACIÓN.

Castillo Membreño, S. A., & Ramírez González, I. E. (2006). *Ensayo preliminar para la obtención de colorantes naturales a partir de especies vegetales comestibles*. Universidad de El Salvador. Retrieved from http://ri.ues.edu.sv/4989/

Cespon Romero, R. M. (2007). *Desarrollo de métodos analíticos automáticos para la determinación de metales en el medio ambiente laboral.* Universidad Santiago de Compostela.

Chalá, W. P., Guerrero, J. E., Rivas, A. C., Castro, A. A., Palacios, J. A., & Castro, A. (2003). Extracción artesanal de colorantes naturales, una alternativa de aprovechamiento de la diversidad biológica del chocó, Colombia. *Acta Biológica Colombiana*, *8*(2), 95–98.

Cruz Jhon. (2013). *El Plátano Rey de Frutos* (Primera edición). Colombia: Hillas.

Damodaran, S., Parkin, K. L., & Fennema, O. R. (2010). *Fennema Química de los Alimentos* (Tercera edición). Zaragoza (España): Acribia, S.A.

De las Ciencias, P., Baldi, A., & Vernengo, M. (n.d.). TOMO 60 N^{o}3 2010. Retrieved from https://www.researchgate.net/profile/Jorge_Cornejo2/publication/232062468_Las_contribuciones_cientficas_de_Francisco_Latzina/links/0912f5074830ac69e7000000.pdf

DE SEN, F. (n.d.). Departamento de Registro. Retrieved from http://www.ispch.gob.cl/sites/default/files/u7/N-481-10.pdf

Delgado-Vargas, F., Jiménez, A. R., & Paredes-López, O. (2000). Natural Pigments: Carotenoids, Anthocyanins, and Betalains — Characteristics, Biosynthesis, Processing, and Stability. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *40*(3), 173–289. https://doi.org/10.1080/10408690091189257

Díaz, N. A., Ruiz, J. A. B., Reyes, E. F., Cejudo, A. G., Novo, J. J., Peinado, J. P., … Fiñana, I. T. (2007). 8. Espectrometría: Espectros de absorción y cuantificación colorimétrica de biomoléculas. *Sf Http://www. Uco. Es/dptos/bioquimica-biolmol/pdfs/08_ESPECTROFOTOMETR% C3% 8DA. Pdf (Último Acceso: 9 de Febrero de 2016)*. Retrieved from http://www.uco.es/organiza/departamentos/bioquimica-biol-mol/pdfs/08_ESPECTROFOTOMETR%C3%8DA.pdf

Domingo, D., & López-Brea, M. (2003). Plantas con acción antimicrobiana. *Rev Esp Quimioterap*, *16*(4), 385–393.

El Comercio. (2011). Tres tipos de plátano se cosechan en el Ecuador. Retrieved from http://www.elcomercio.com/actualidad/negocios/tres-tipos-de-platano-se.html

Emaga T, Andrianaivo R, Whatelet B, & Techango J. (2007). Effects of the stage of maturation and varieties on the chemical composition of banana and plantain peels. *Food Chemistry*, 103(2), 590–600.

ESPAC. (2013). Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua. Retrieved from http://www.ecuadorencifras.gob.ec/wp-content/descargas/Presentaciones/PRESENTACION-Espac.pdf

FAO. (2011). Examen de la viabilidad técnica del seguimiento y análisis de la importancia económica de variedades de banano distintas de la Cavendish: esbozo de una estrategia. Retrieved from http://www.fao.org/docrep/meeting/022/ma590s.pdf

Fennema, O. R. (2000). *Química de los Alimentos* (2 ed). Zaragoza (España): ACRIBIA EDITORIAL.

Ferraro, G. E., Martino, V. S., Bandoni, A. L., & Nadinic, J. L. (2016). *Fitocosmética: Fitoingredientes y otros productos naturales*. EUDEBA.

Gao, M., & Liu, C.-Z. (2005). Comparison of Techniques for the Extraction of Flavonoids from Cultured Cells of Saussurea medusa Maxim. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, *21*(8–9), 1461–1463. https://doi.org/10.1007/s11274-005-6809-1

Geankoplis, C. J. (1998). *Procesos de transporte y operaciones unitarias* (Tercera). México: COMPAÑÍA EDITORIAL CONTINENTAL, S.A. DE C.V. MÉXICO.

Gibaja, S. (1998). *Pigmentos naturales*. México: UNMSM.

González-Montelongo, R., Gloria Lobo, M., & González, M. (2010). Antioxidant activity in banana peel extracts: Testing extraction conditions and related bioactive compounds. *Food Chemistry*, *119*(3), 1030–1039. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.08.012

Gorriti, A., Quispe, F., Arroyo, J. L., Córdova, A., Jurado, B., Santiago, I., & Taype, E. (2009). Extracción de antocianinas de las corontas de Zea mays L. Maíz morado. *Ciencia E Investigación*, *12*(2), 64–74.

Guarnizo Anderson, Martinez Pedro, & Otro Autos. (2009). *Experimentos de Química Orgánica*. ELIZCOM S.A.S. Retrieved from https://books.google.com.ec/books?id=Otm5wsEeKYEC&pg=PR13&dq=Experimentos+de+Qu%C3%ADmica+Org%C3%A1nica+con+enfoque+en+ciencias+de+la+vida&hl=es&sa=X&redir_esc=y#v=onepage&q=Experimentos%20de%20Qu%C3%ADmica%20Org%C3%A1nica%20con%20enfoque%20en%20ciencias%20de%20la%20vida&f=false

Guisti, M., & Wrolstad, R. E. (2001). Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-Visible Spectroscopy. Retrieved September 30, 2016, from http://www.academia.edu/6873755/Characterization_and_Measurement_of_Anthocyanins_by_UV-Visible_Spectroscopy

Hashem, M. M., Atta, A. H., Arbid, M. S., Nada, S. A., & Asaad, G. F. (2010). Immunological studies on Amaranth, Sunset Yellow and Curcumin as food colouring agents in albino rats. *Food and Chemical Toxicology*, *48*(6), 1581–1586. https://doi.org/10.1016/j.fct.2010.03.028

Herbst, W., Hunger, K., & Wilker, G. (2004). *Industrial organic pigments: production, properties, applications* (3., compl. ed). Weinheim: Wiley-VCH.

Hernández, M., & Vit Olivier, P. (2009). El plátano un cultivo tradicional con importancia nutriciona. *Revista Del Colegio de Farmacéuticos Del Estado Mérida*. Retrieved from http://www.saber.ula.ve/handle/123456789/30260

HUMBERTO, L. R. U., FRANCISCO, M. Z. L., JARET, P. M. K., & KRYSLIA, R. R. (n.d.). TÍTULO: CARACTERIZACIÓN FISICA Y QUIMICA DE LA CÁSCARA DE PLÁTANO, PARA LA ELIMINACIÓN DE HIERRO Y MANGANESO EN AGUAS PROVENIENTES DE POZOS PROFUNDOS. Retrieved from http://www.academia.edu/download/38030021/PROTOCOLO.pdf

Husain, Q. (2006). Potential Applications of the Oxidoreductive Enzymes in the Decolorization and Detoxification of Textile and Other Synthetic Dyes from Polluted Water: A Review. *Critical Reviews in Biotechnology*, *26*(4), 201–221. https://doi.org/10.1080/07388550600969936

Hutchings, J. (1999). *Food Color and Appearance* (2nd Ed.). Gaithersburg: Aspen Publishers.

Ibáñez, F., Torre, P., & Irigoyen, A. (2003). Aditivos alimentarios. *Área de nnnnNutrición Y Bromatología, Universidad Pública de Navarra*. Retrieved from http://muybio.com/wp-content/uploads/2012/10/aditivos-alimentarios.pdf

INEC. (2013). Instituto nacional de estadisticas y censos. Retrieved from http://www.ecuadorencifras.gob.ec/catalogo-inec-2013-2/

Jiménez, C. I. E., Martínez, E. Y. C., & Fonseca, J. G. (2009). Flavonoides y sus acciones antioxidantes. *Rev Fac Med UNAM*, *52*(2), 73–75.

Jiménez, J. L. G., Palanca, M. A., García, D. B., & de Luján, S. H. (2008). Aditivos alimentarios: los grandes desconocidos. *Distribución Y Consumo*, *18*(102), 80–86.

Kang, Y. J., Jung, S. W., & Lee, S. J. (2014). An optimal extraction solvent and purification adsorbent to produce anthocyanins from black rice (Oryza sativa cv. Heugjinjubyeo). *Food Science and Biotechnology*, *23*(1), 97–106. https://doi.org/10.1007/s10068-014-0013-8

Khan A. (1998). *Neurochemistry of schizophrenia and depression.* España: Clovis C.A.

Klages Federico. (1968). *Tratado de Química Orgánica* (TOMO 3). Zaragoza, España: Reverte.

Knapp F, & Nicholas H. (1969). Sterols and triterpenes of banana peel. *Phytochemistry*, 8(1), 207–14.

Kumar, K. S., & Bhowmik, D. (2012). Traditional and medicinal uses of banana. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, *1*(3). Retrieved from http://search.proquest.com/openview/047c9e3316a0c55beac06dcd5be42616/1?pq-origsite=gscholar

Lara, C. C. (2011). Aislados nativos con potencial en la producción de ácido indol acético para mejorar la agricultura. *INGRESAR A LA REVISTA*, *9*(1). Retrieved from http://revistabiotecnologia.unicauca.edu.co/revista/index.php/biotecnologia/article/view/175

Lescot, T. (2008). La diversité génétique des bananiers. *Fruitrop (Ed. Française)*, (210), 92–92.

Linden, G., Lorient, D., Bichat, H., & Carballo García, F. J. (1996). *Bioquímica agroindustrial: revalorización alimentaria de la producción agrícola*. Zaragoza: Acribia.

Lobato, A. R., Maldonado, F., Pérez, O. A., & Martir, E.-H. S. C. (2001). Cinética y Extracción de Colorantes Naturales. In *Xvi Congresso Latino-Americano De Química Textil. Quito*. Retrieved from http://artisam.org/descargas/pdf/EXTRACCION%20DE%20COLORANTES%20NATURALES.pdf

Londoño B, & Alcivar S. (2003). *Diseño de una Planta Piloto para la obtención del colorante de la cáscara del Plátano hartón. Proyecto de Grado de Ingeniería de Procesos.* EAFIT, Medellín.

López, G. B., & Montaño, F. J. G. (2014). Propiedades funcionales del plátano (Musa sp). *Med UV*, 22–26.

Madrid A, Cenzano I, & Vicente J. (2001). Libro: NUEVO MANUAL DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS. ISBN: 9788496709607 - TECNOLOGÍA ALIMENTOS. Retrieved December 18, 2016, from http://www.amvediciones.com/nmia.htm

Mane, S., Bremner, D. H., Tziboula-Clarke, A., & Lemos, M. A. (2015). Effect of ultrasound on the extraction of total anthocyanins from Purple Majesty potato. *Ultrasonics Sonochemistry*, *27*, 509–514. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2015.06.021

Manjarrés, K., Castro, A., & Rodríguez Sandoval, E. (2010). Producción de lacasa utilizando Pleurotus ostreatus sobre cáscaras de plátano y bagazo de caña. *Revista Lasallista de Investigación*, *7*(2), 9–15.

Marcano, D., & Hasegawa, M. (2002). *Fitoquimica Organica* (2002nd ed.). Caracas: CDCH UCV.

MARD, (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural). (2006). Encuesta nacional agropecuaria.

Martínez, A. (2005). Quinonas y compuestos relacionados. *Universidad de Antioquia, Curso de Farmacognosia Y Fitoquímica*. Retrieved from http://farmacia.udea.edu.co/~ff/quinonas.pdf

Martínez-Flórez, S., González-Gallego, J., Culebras, J. M., & others. (2002). Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. *Nutrición Hospitalaria*, *17*(n06). Retrieved from http://www.aulamedica.es/gdcr/index.php/nh/article/download/3338/3338

Mazza, G., & Miniati, E. (1993). *Anthocyanins in fruits, vegetables, and grains*. Boca Raton.

McCabe, W. L., Smith, J. C., & Harriott, P. (1991). *Operaciones unitarias en ingeniería química*. Madrid: Reverte.

Monteiro, J. M., de Albuquerque, U. P., de LAraujo, E., & de Amorim, E. L. C. (2005). Taninos: uma abordagem da química à ecologia. *Química Nova*, *28*(5), 892.

Morales, A. R. (2011). *Frutoterapia, nutrición y salud*. Bogotá: EDAF.

Morton, J. F. (2013). *Fruits of Warm Climates*. Miami: Echo Point Books & Media.

Neira González, A. M., Ramírez González, M. B., & Sánchez Pinto, N. L. (2005). Estudio fitoquímico y actividad antibacterial de Psidium guineense Sw (choba) frente a Streptococcus mutans, agente causal de caries dentales. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, *10*(3–4), 0–0.

NORMAN ORLANDO OSORIO CUELLAR. (2011). *Extracción de un colorante natural a partir de los desechos de la corteza de Myroxylon Balsamum (Bálsamo de el Salvador)*. Universidad de El Salvador, El Salvador. Retrieved from http://ri.ues.edu.sv/610/1/10137144.pdf

Núñez, M. B., Maguna, F. P., Okulik, N. B., & Castro, E. A. (n.d.). Predicción de la Actividad Inhibitoria MAO A de Derivados de Xantonas. Retrieved from http://200.45.54.140/unnevieja/Web/cyt/com2004/8-Exactas/E-065.pdf

Ochoa, C. I., & Ayala, A. A. (2011). Los flavonoides: apuntes generales y su aplicación en la industria de alimentos. Retrieved from http://bibliotecadigital.univalle.edu.co/handle/10893/1571

Organização das Nações Unidas para a Agricultura e Alimentação, Greenfield, H., Southgate, D. A. T., Burlingame, B. A., & Charrondiere, U. R. (2006). *Datos de composición de alimentos: obtención, gestión y utilización*. Roma: FAO.

Orozco, M. (1998). *Operaciones unitarias*. México: Editorial Limusa.

Paz, R., & Pesantez, Z. (2013). POTENCIALIDAD DEL PLÁTANO VERDE EN LA NUEVA MATRIZ PRODUCTIVA DEL ECUADOR. *Revista Científica Yachana*, *2*(2). Retrieved from http://revistas.ulvr.edu.ec/index.php/yachana/article/view/47

Pérez-Urria Carril, E. (2011). Cladismo: Ejercicios de Parsimonia para Proteínas. *REDUCA (Biología)*, *2*(3). Retrieved from http://www.revistareduca.es/index.php/biologia/article/view/795

Pineda, J. E. D., & Calderón, L. S. (2012). Planta piloto para obtener colorante de la semilla del achiote (Bixa orellana). *Revista Universidad EAFIT*, *39*(131), 8–22.

Pineda, J. E. D., & others. (2012). Pulverización de colorantes naturales por secado por atomización. *Cuadernos de Investigación*, (33). Retrieved from http://publicaciones.eafit.edu.co/index.php/cuadernos-investigacion/article/view/1309

Prieto, R. E., Gonzales, G., & Abella, J. P. (2011). *Extracción con ultrasonido de compuestos fenólicos presentes en la cáscara de uva variedad Isabella (Vitis labrusca)* (Vol. 11). Cali- Valle-Colombia: Revista ReCiTeIA.

Rein, M. (2005). *Copigmentation reactions and color stability of berry anthocyanins*. University of Helsinki, Helsinki.

Ríos, N. C. B., Varón, F. A., & Garzón, L. P. (2015). EXTRACCIÓN DE PIGMENTOS COLORANTES TIPO FLAVONOIDES, FLOR DEL POMO (Syzygium jambos). ZONA VERDE DEL IEAR. FLORENCIA CAQUETÁ. *Amazonia Investiga*, *3*(5). Retrieved from http://www.udla.edu.co/revistas/index.php/amazonia-investiga/article/view/55

Robles Dávila Karina. (2007). *Harina producto-platano-240807*. Empresariales, Cali, Colombia. Retrieved from http://es.slideshare.net/carloosperdomoopolancoo/harina-productoplatano240807

Rodríguez-Amaya, D. B., & Pablo, S. (1999). *Carotenoides y preparación de alimentos: La retención de los Carotenoides Provitamina A en alimentos preparados, procesados y almacenados*. Agencia para el Desarollo Internacional de los Estados Unidos. Retrieved from

http://www.inta.uchile.cl/latinfoods/TEXTO%20FINAL%20COMPLETO%20CON%20TAPAS%20.pdf

Roger, J. D. P. (2003). *Salud por los alimentos*. España: Editorial Safeliz.

Sánchez Pérez Juan Pablo. (2014). *CUANTIFICACION DE SESQUITERPENLACTONAS PROVENIENTES DE LAS HOJAS DE Calea urticifolia (JUANISLAMA) RECOLECTADAS*. Universidad de El Salvador, El Salvador. Retrieved from http://ri.ues.edu.sv/3268/

Sanz Tejedor Ascension. (2007). Química Orgánica Industrial. Retrieved December 18, 2016, from https://www.eii.uva.es/organica/qoi/tema-11.php

Subagio, A., Morita, N., & Sawada, S. (1996). Carotenoids and their fatty-acid esters in banana peel. *Journal of Nutritional Science and Vitaminology*, *42*(6), 553–566.

Toledo de Oliveira, T., Nagem, T. J., Rocha da Costa, M., Marciano da Costa, L., Magalhaes, N. M., Stringheta, P. C., … others. (2004). Propiedades biológicas de los tintes naturales. Retrieved from http://digibug.ugr.es/handle/10481/28175

Ugaz, O. L. S. de. (1997). *Colorantes Naturales*. Fondo Editorial PUCP. Retrieved from https://books.google.com.ec/books?id=LjmH_3qjaEIC&printsec=frontcover&dq=Colorantes+Naturales&hl=es&sa=X&redir_esc=y#v=onepage&q=Colorantes%20Naturales&f=false

Ullauri, P. G. (2010). *Transporte de masa en extracción fase sólido-líquido* (2010th ed., Vol. 10). Revista ReCiTeIA.

Vaca Meza Eveleny Tirsa, & Villena Alcantara Marylin Nohely. (2016). *Efecto del extracto acuoso de semillas de Salvia hispánica L. sobre diabetes inducida en Mus muscules Balb/c*. Univercidad nacional de Trujillo, Trujilo. Retrieved from

http://dspace.unitru.edu.pe/xmlui/bitstream/handle/UNITRU/5056/Vaca%20Meza%20Eveleny%20Tirsa.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Vásquez, A., Dalila, A., & Fuentes Cañas, C. E. (2008). *Obtención de un colorante a partir de Musa paradisiaca (Plátano verde) con aplicación en la industria textil*. Universidad de El Salvador. Retrieved from http://ri.ues.edu.sv/2921/

Vergara Cantillo Ernesto. (2010, diciembre). Vagabundeando por los libros: ORIGEN E HISTORIA DEL PLATANO Musa paradisiaca L. Retrieved from https://apiciusysuslibros.blogspot.com/2010/12/origen-e-historia-del-platano-musa.html

Victoria Amador, M. del C., Morón Rodríguez, F., Morejón Rodríguez, Z., Martínez Guerra, M. J., & López Barreiro, M. (2006). Tamizaje fitoquímico, actividad antiinflamatoria y toxicidad aguda de extractos de hojas de Annona squamosa L. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, *11*(1), 0–0.

Vitale, A. A., Bernatene, E. A., & Pomilio, A. B. (2010). Carotenoides en quimioprevención: Licopeno. *Acta Bioquím Clín Latinoam*, *44*(2), 195–238.

Wachirasiri, P., Julakarangka, S., Wanlapa, S., & others. (2009). The effects of banana peel preparations on the properties of banana peel dietary fibre concentrate. *Songklanakarin Journal of Science and Technology*, *31*(6), 605–611.

ANEXOS

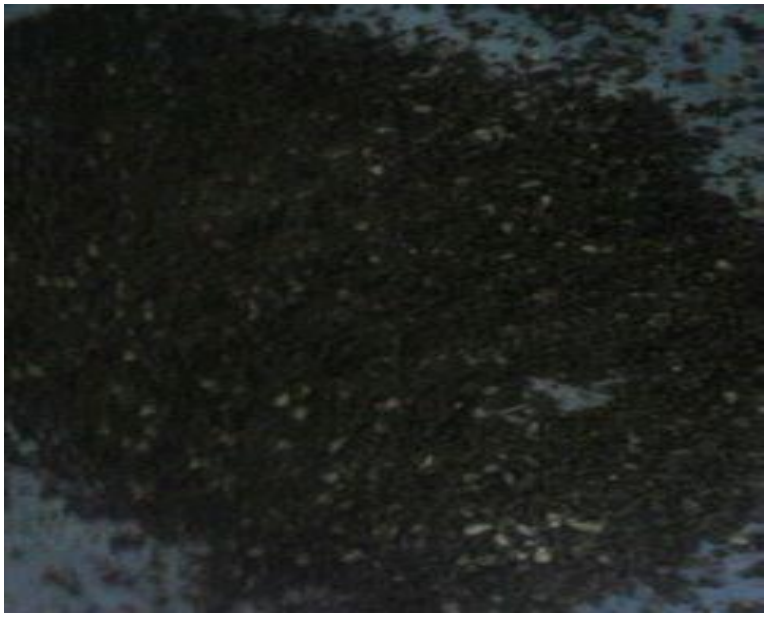
Anexo. 1

Se corta en cuadros la cáscara para proceder a su secado.

Fuentes: Autores

Anexo. 2

Molienda de la cascara de plátano ya secada



Fuente: Autores

Anexo. 3

Extracción de colorante con solvente (H_2O, NaOH) mediante el método de agitación magnética

Fuente: Autores

Anexo. 4

Extracción de colorante con solvente (H_2O, NaOH) mediante el método de ultrasonido

Fuente: Autores

Anexo. 5

Evaporar las muestras de colorante a 80 °C hasta se forme una pasta.

Fuentes: Autores

Anexo. 6

Secado de las muestras de colorante a 40°C en la estufa por 24 horas

Fuentes: Autores

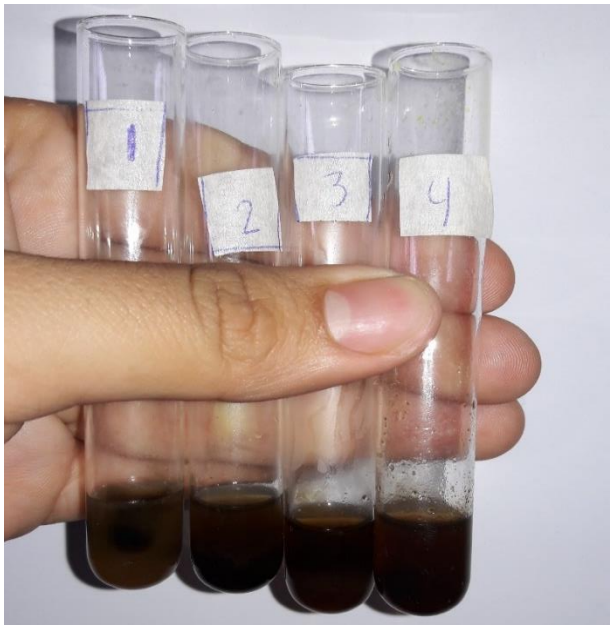
Anexo. 7

Colorante natural de la cáscara de plátano

Fuente: Autores

Anexo. 8

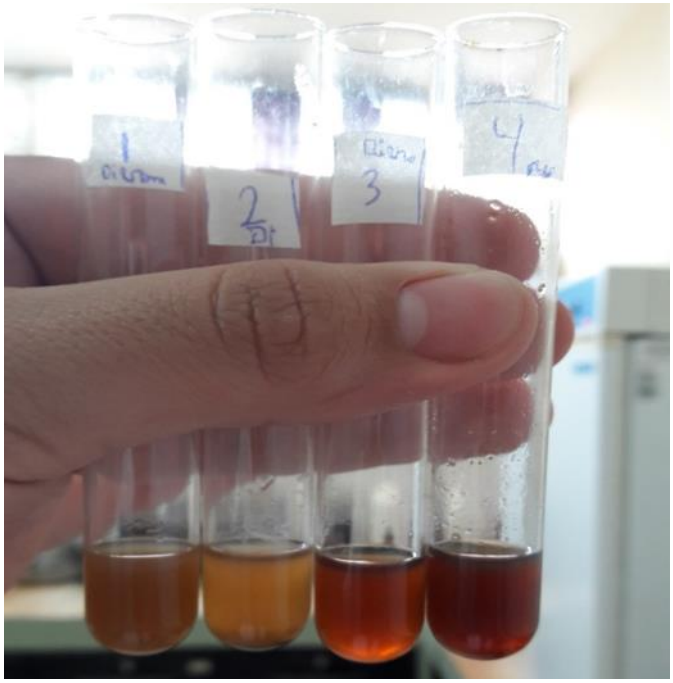
Identificación de Taninos en muestras con tricloruro de hierro



Fuente: Autores

Anexo. 9

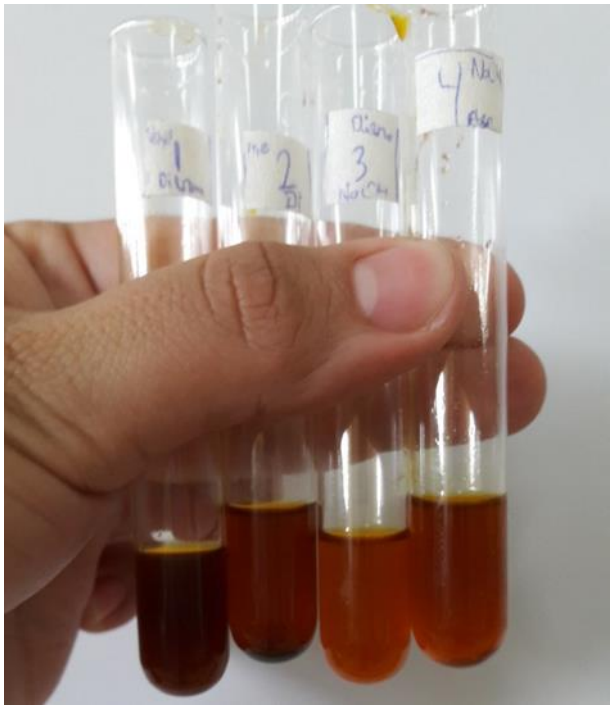
Identificación de Taninos en muestras con dicromato de potasio



Fuente: Autores

Anexo. 10

Identificación de Taninos en muestras 2 con dicromato de potasio



Fuente: Autores

Anexo. 11

Identificación de Glicósidos Saponínicos.

Fuente: Autores

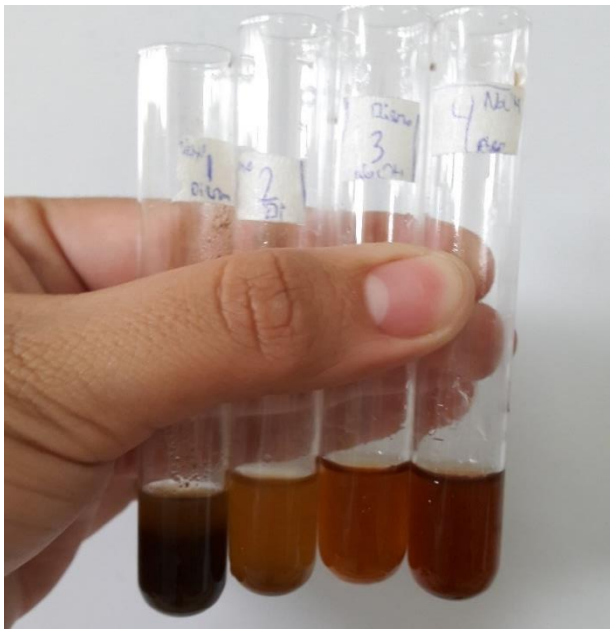
Anexo. 12

Prueba de Salkowski con ácido sulfúrico.

Fuente: Autores

Anexo. 13

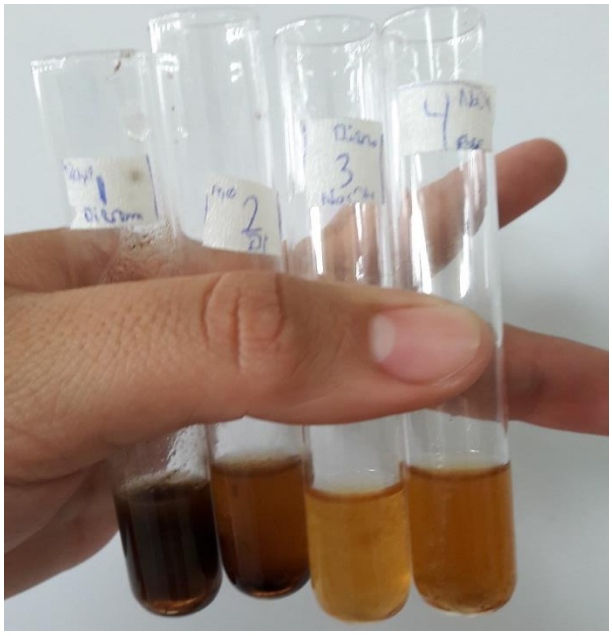
Identificación de Glicósidos Cardiotónicos mediante la Prueba de Lieberman-Buchard



Fuente: Autores

Anexo. 14

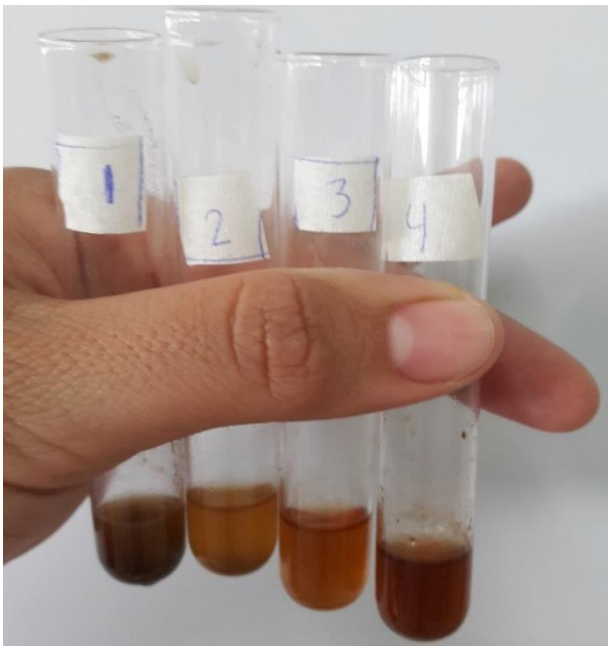
La Prueba de Lieberman-Buchard en muestra 4



Fuente: Autores

Anexo. 15

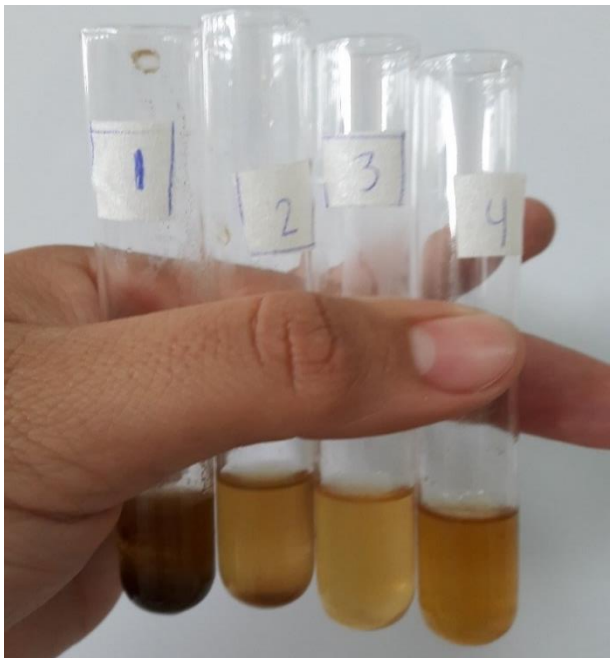
Identificación de Glicósidos Flavonoides, mediante la prueba de Shinoda o de la Cianidina



Fuente: Autores

Anexo. 16

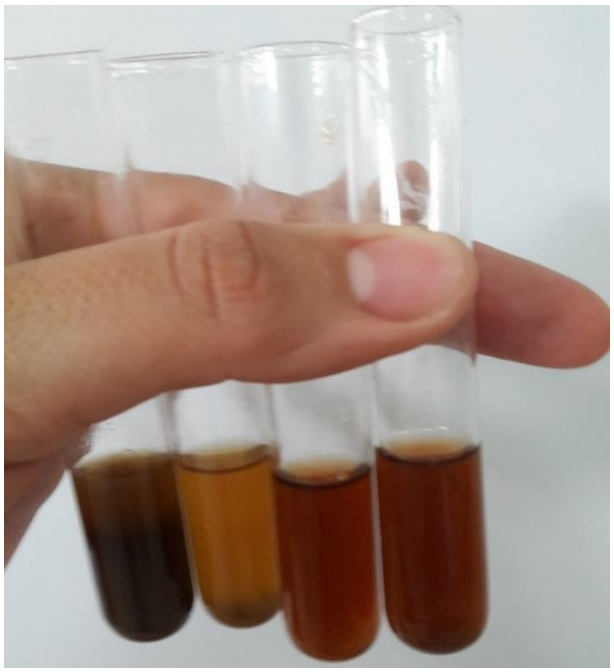
Prueba de Shinoda o de la Cianidina



Fuente: Autores

Anexo. 17

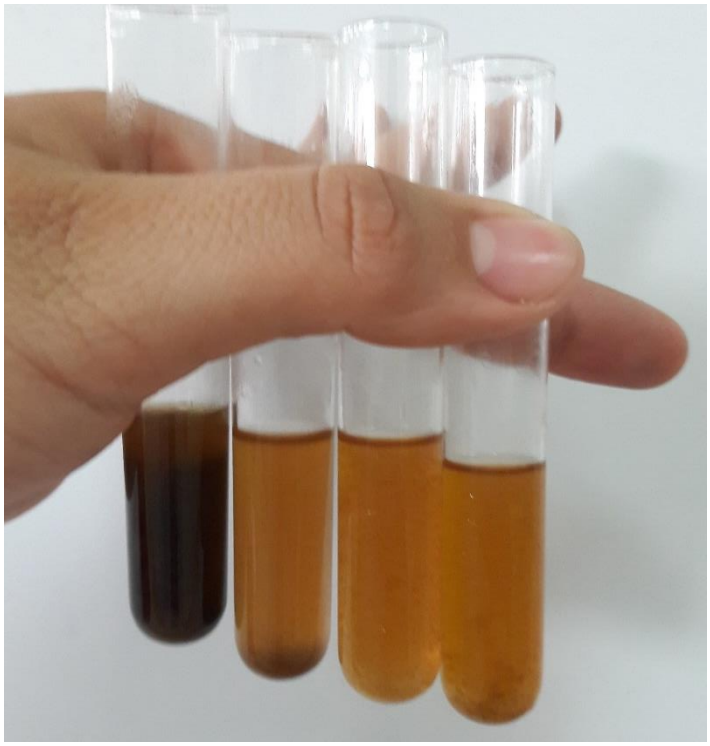
Prueba con una solución del NaOH



Fuente: Autores

Anexo. 18

Prueba con una solución del NaOH



Fuente: Autores

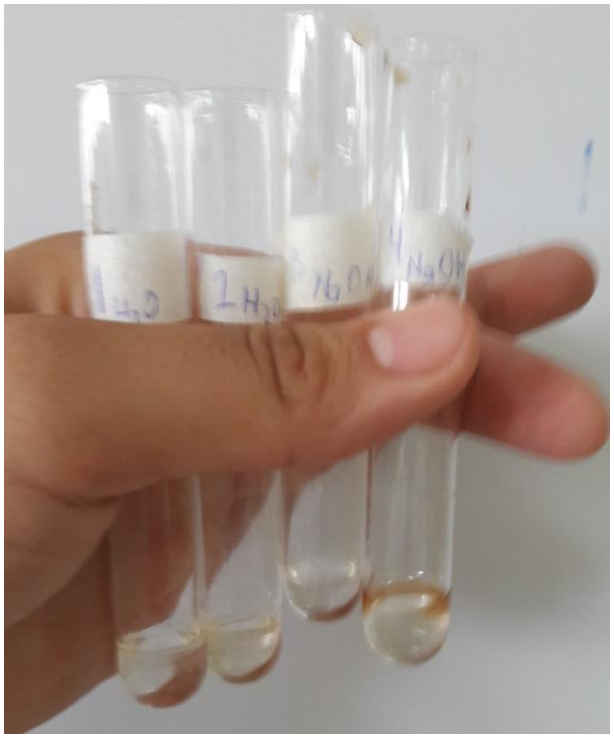
Anexo. 19

Identificación de Alcaloides

Fuente: Autores

Anexo. 20

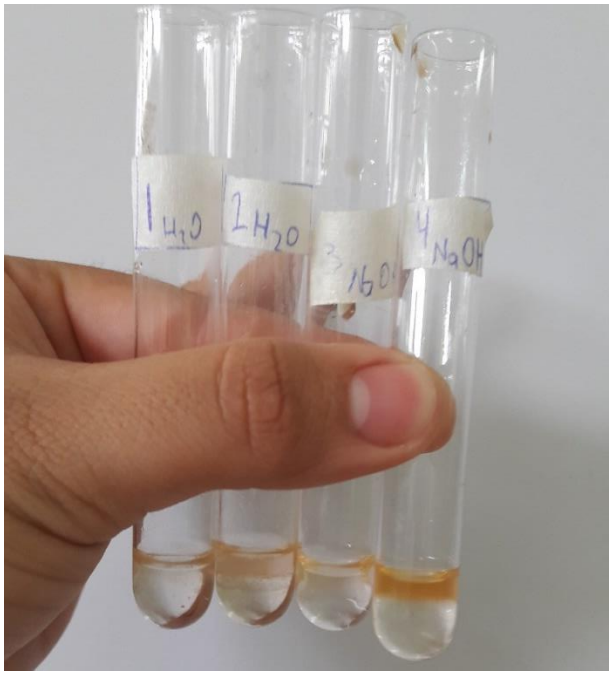
Prueba de Dragendorff.



Fuente: Autores

Anexo. 21

Prueba de Dragendorff



Fuente: Autores

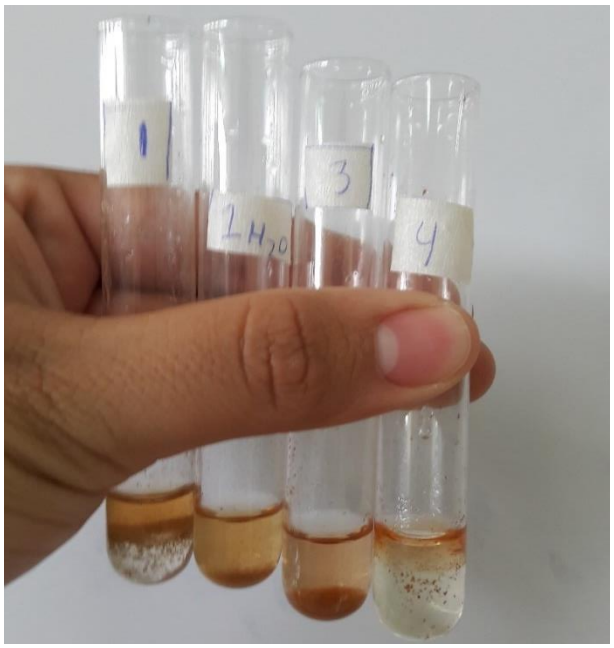
Anexo. 22

Identificación de Sesquiterpenlactonas por medio de la prueba de Legal

Fuente: Autores

Anexo. 23

Identificación de Sesquiterpenlactonas por medio de la prueba de Legal



Fuente: Autores

Anexo. 24

Se realizó la neutralización de extracto con ácido nítrico y el extracto pierde su color.

Fuente: Autores