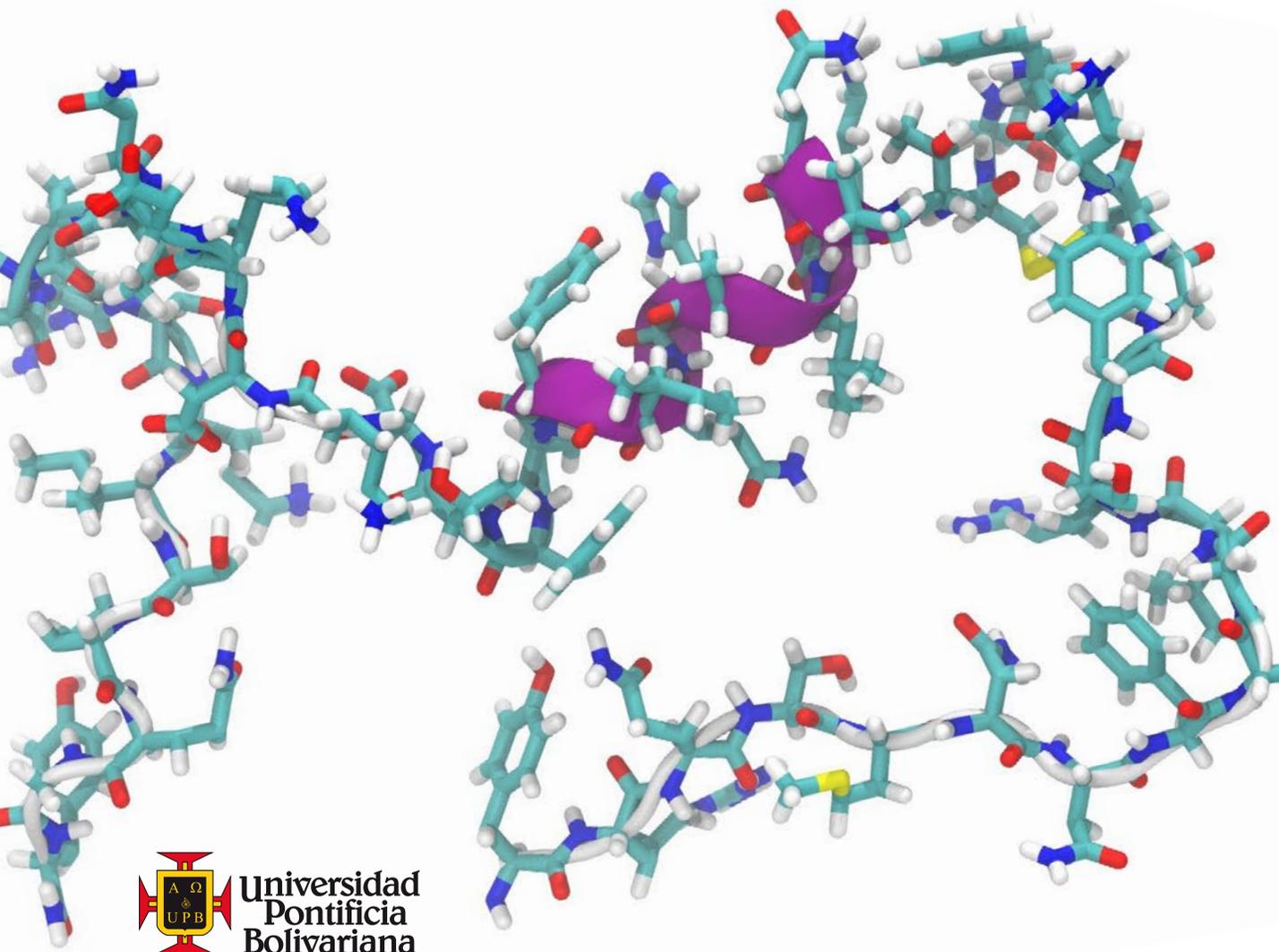


Prácticas 2

Química Agroindustrial

Gustavo Adolfo Hincapié Llanos, Laura Restrepo Rendón,
Kevin Daniel Ciprian Foronda y Delcy Camila Gafaro Garcés



Universidad
Pontificia
Bolivariana

Gustavo Adolfo Hincapié Llanos

Químico, Abogado, Especialista en ingeniería ambiental y magíster en ingeniería; docente - investigador en el área de química de la Facultad de Ingeniería Agroindustrial de la Universidad Pontificia Bolivariana.

Laura Restrepo Rendón

Estudiante de ingeniería agroindustrial de la Universidad Pontificia Bolivariana. Integrante del semillero de investigaciones agroindustriales de la UPB.

Kevin Daniel Ciprian Foronda

Estudiante de ingeniería agroindustrial de la Universidad Pontificia Bolivariana. Integrante del semillero de investigaciones agroindustriales de la UPB.

Delcy Camila Gafaro Garcés

Estudiante de ingeniería agroindustrial de la Universidad Pontificia Bolivariana. Integrante del semillero de investigaciones agroindustriales de la UPB.

Prácticas 2

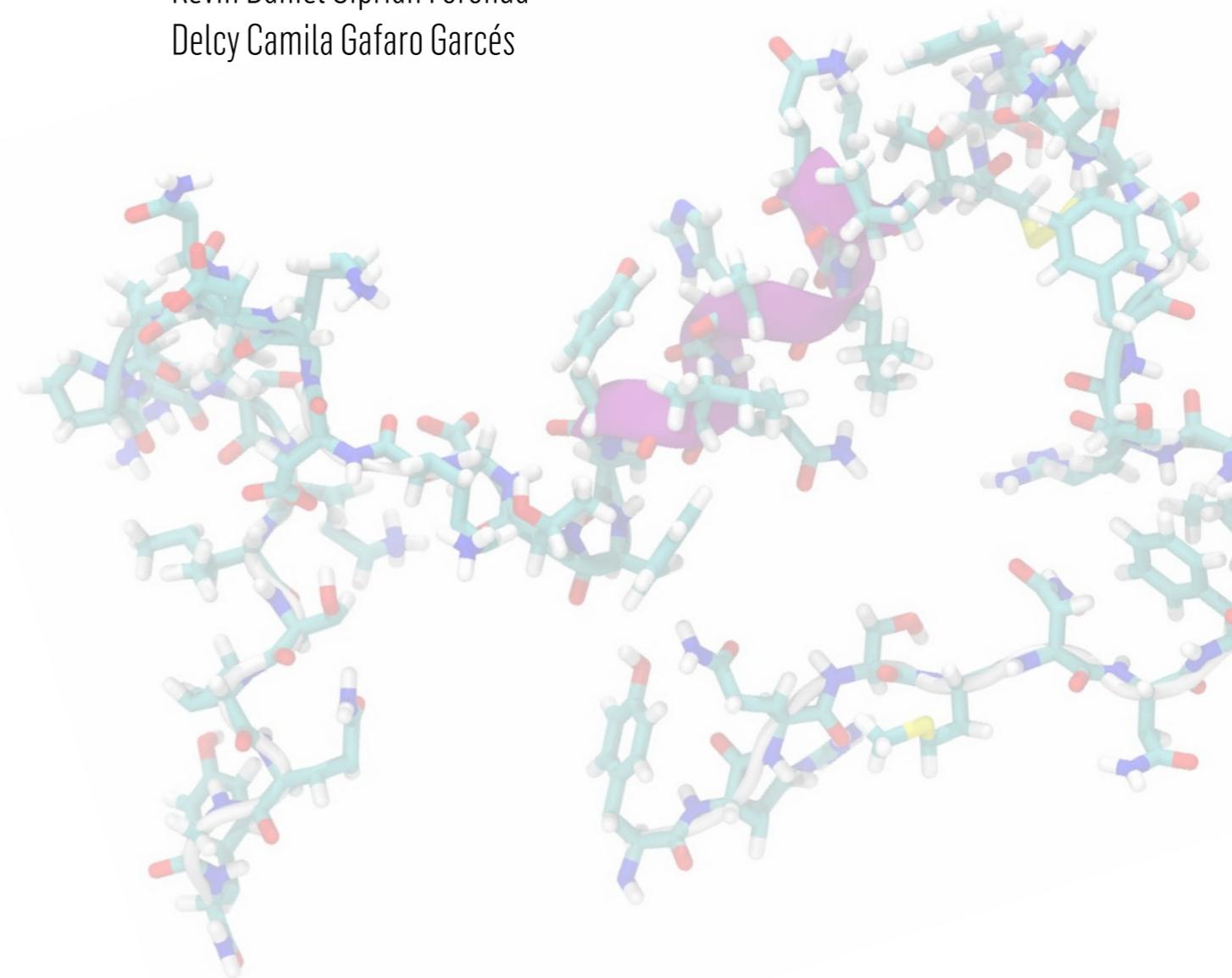
Química Agroindustrial

Gustavo Adolfo Hincapié Llanos

Laura Restrepo Rendón

Kevin Daniel Ciprian Foronda

Delcy Camila Gafaro Garcés



630
H659

Hincapié Llanos, Gustavo Adolfo, autor
Prácticas 2. Química agroindustrial / Gustavo Adolfo Hincapié Llanos y
otros 3 -- 1 edición -- Medellín : UPB, 2020.
70 páginas : 19 x 24 cm.
ISBN: 978-958-764-829-4

1. Química agroindustrial -- Prácticas de laboratorio -- 2. Aplicaciones
agroindustriales -- 3. Compuestos químicos -- I. Título

UPB-CO / spa / RDA
SCDD 21 / Cutter-Sanborn

© Gustavo Adolfo Hincapié Llanos
© Laura Restrepo Rendón
© Kevin Daniel Ciprian Foronda
© Delcy Camila Gafaro Garcés
© Editorial Universidad Pontificia Bolivariana
Vigilada Mineducación

Prácticas 2. Química Agroindustrial

ISBN: 978-958-764-829-4
DOI: <http://doi.org/10.18566/978-958-764-829-4>
Primera edición, 2020
Escuela de Ingenierías
Facultad de Ingeniería Química

Gran Canciller UPB y Arzobispo de Medellín: Mons. Ricardo Tobón Restrepo
Rector General: Pbro. Julio Jairo Ceballos Sepúlveda
Vicerrector Académico: Álvaro Gómez Fernández
Editor: Juan Carlos Rodas Montoya
Escuela de Ingenierías: Roberto Carlos Hincapié Reyes
Facultad de Ingeniería Agroindustrial: Juan Carlos Palacio Piedrahita
Coordinación de Producción: Ana Milena Gómez Correa
Diagramación: Ana Milena Gómez Correa
Corrección de Estilo: Mónica Patricia Ospina Toro

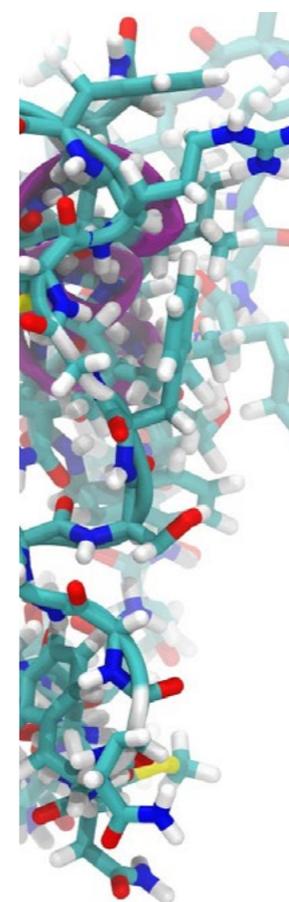
Dirección Editorial

Editorial Universidad Pontificia Bolivariana, 2020
Correo electrónico: editorial@upb.edu.co
www.upb.edu.co
Telefax: (57)(4) 354 4565
A.A. 56006 - Medellín - Colombia

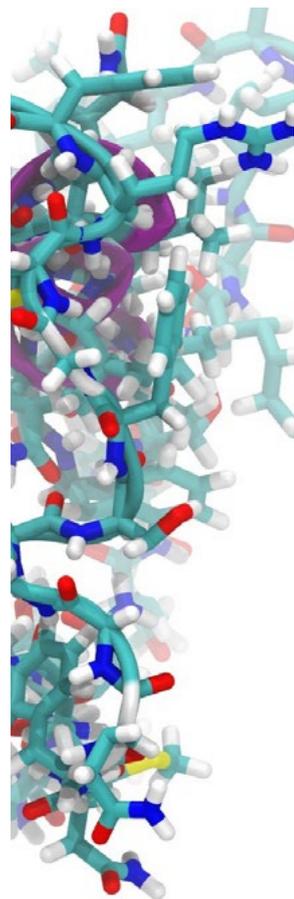
Radicado: 1962-05-03-20

Prohibida la reproducción total o parcial, en cualquier medio o para cualquier propósito, sin la autorización
escrita de la Editorial Universidad Pontificia Bolivariana.

Tabla de contenido

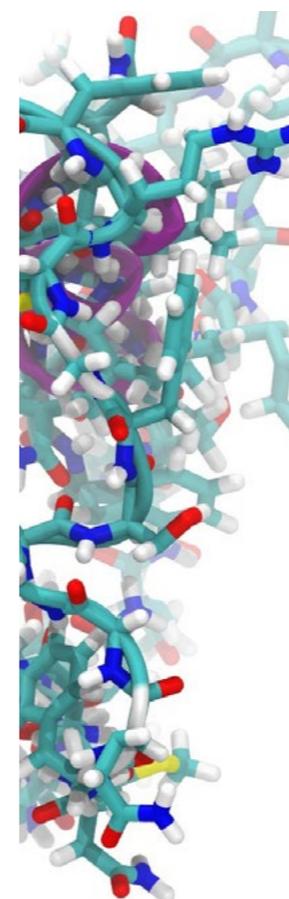


Presentación	9
Práctica N°1 Técnica de cristalización como método de purificación	11
Práctica N°2 Caracterización cualitativa de alcoholes y fenoles.....	17
Práctica N°3 Caracterización de aldehídos y cetonas	21
Práctica N°4 Equivalente de neutralización de un ácido carboxílico.....	27
Práctica N°5 Preparación de ésteres	31
Práctica N°6 Extracción de antocianinas y demostración de su poder indicador.....	37

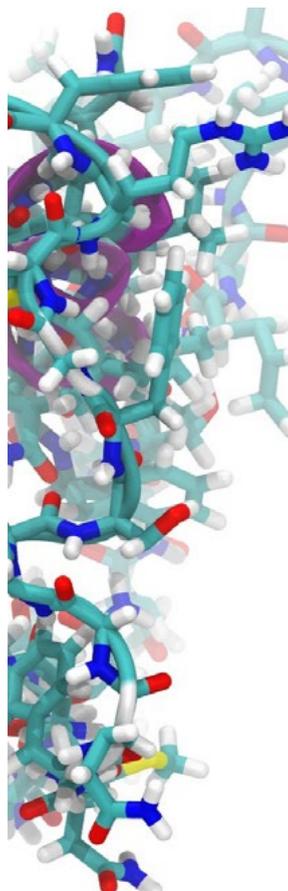


Práctica N°7 Extracción de carbohidratos	41
Práctica N°8 Caracterización química de carbohidratos	45
Práctica N°9 Reacciones de caracterización de aminoácidos y proteínas.....	51
Práctica N°10 Química de lípidos.....	57
Práctica N°11 Pardeamiento enzimático	61

Lista de tablas

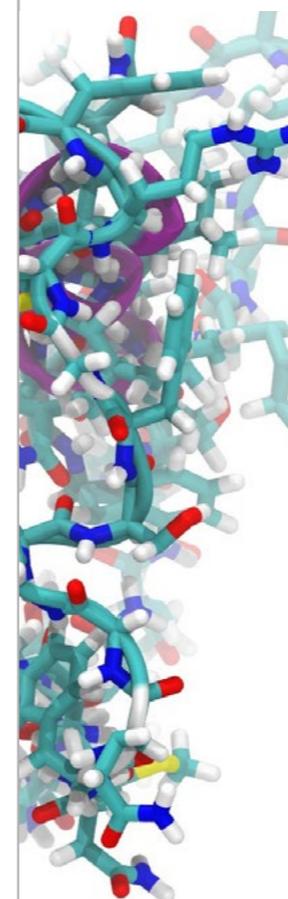


Práctica N°1 Tabla 1.1 Materiales y reactivos	12
Tabla 1.2 Resultados de la cristalización de la acetanilida.....	15
Práctica N°2 Tabla 2.1 Materiales y reactivos.....	18
Práctica N°3 Tabla 3.1 Materiales y reactivos.....	22
Práctica N°4 Tabla 4.1 Materiales y reactivos.....	28
Tabla 4.2 Datos obtenidos y calculados a partir de lo experimental.....	29
Práctica N°5 Tabla 5.1 Materiales y reactivos.....	32
Tabla 5.2 Datos para la preparación de ésteres.....	34
Práctica N°6 Tabla 6.1 Materiales y reactivos.....	38
Tabla 6.2 Preparación de las diferentes soluciones tampón fosfato.....	39



Práctica N°7	
Tabla 7.1 Materiales y reactivos	42
Práctica N°8	
Tabla 8.1 Materiales y reactivos.....	46
Tabla 8.2. Resultados de las pruebas según los carbohidratos relacionados	48
Práctica N°9	
Tabla 9.1 Materiales y reactivos.....	52
Tabla 9.2 Reacciones de caracterización de aminoácidos y proteínas.....	55
Práctica N°10	
Tabla 10.1 Materiales y reactivos	58
Tabla 10.2 Resultados.....	60
Práctica N°11	
Tabla 11.1 Materiales y reactivos.....	63

Presentación



La química es una ciencia que permea muchas profesiones, entre ellas la ingeniería agroindustrial; esta profesión tiene como objeto de estudio los productos de origen biológico, por eso se hace necesario conocer, en primera instancia, algunos compuestos orgánicos con aplicaciones en el área, como son los alcoholes, fenoles, aldehídos, cetonas, ácidos carboxílicos y ésteres.

En las primeras prácticas se identifican estos compuestos de manera cualitativa, se sintetizan, cristalizan y purifican algunos compuestos aplicando técnicas de laboratorio como son la cristalización, la filtración, la adsorción, la centrifugación y el reflujo, entre otros. Después de la síntesis de algunos compuestos se cuantifican para obtener eficiencias y rendimientos de las reacciones, al ser comparadas con los datos estequiométricos que se deben realizar para cada reacción.

En la práctica N°6 se extrae un metabolito secundario a partir del repollo morado, se

preparan soluciones buffer o amortiguadoras y se comprueba el efecto que tiene el pH sobre los grupos cromóforos de las antocianinas obtenidas de este producto. Cuando ya se tiene un acercamiento a los compuestos orgánicos de interés agroindustrial se procede a trabajar con los metabolitos primarios (carbohidratos, aminoácidos, proteínas y lípidos). Se realiza la extracción de carbohidratos de diversas fuentes, como son la leche, la caña de azúcar y algunas frutas; posteriormente, se caracterizarán de manera cualitativa para poder entender su clasificación y las propiedades químicas que tienen estos compuestos. Luego, se caracterizan algunos aminoácidos y proteínas de origen animal y vegetal por pruebas clásicas para conocer la composición de estos metabolitos; además, se realizan algunas pruebas químicas y físicas a algunos lípidos saponificables (grasas y aceites) de origen animal y vegetal para identificar sus posibles usos en la industria alimentaria y no alimentaria.

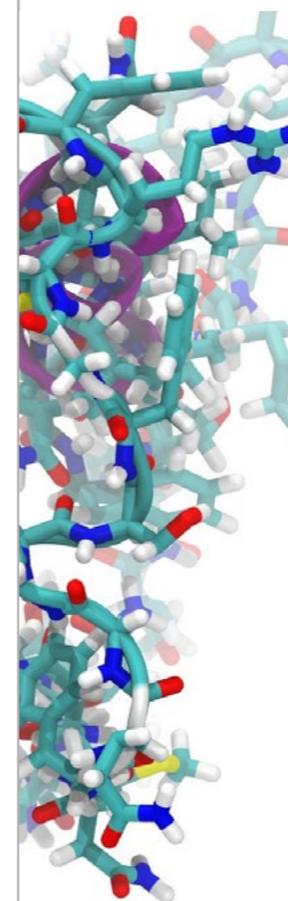
Por último, se evalúa el pardeamiento enzimático en algunas frutas que sufren este fenómeno al ser cortadas; se incide en los

tres factores fundamentales de esta reacción como son el sustrato, la enzima y el oxígeno para evaluar los procesos que se le pueden realizar a las frutas para evitar esta indeseable reacción.

Las prácticas están diseñadas para que el estudiante identifique los objetivos, algunas aplicaciones agroindustriales y un procedimiento que lo lleve a obtener unos resultados que se plasman en cada práctica y que se deben analizar a la luz de los conceptos consultados previamente; se sugiere que antes de la sesión el estudiante realice el diagrama de flujo del procedimiento para tener más claridad y que pueda hacer las preguntas necesarias al docente que oriente el curso. Se propone el contenido que debe tener el informe para orientar mejor al estudiante, aunque se deja abierta la posibilidad de que complemente con los análisis que considere pertinentes para una mejor comprensión de cada tema.

Práctica N°1

Técnica de cristalización como método de purificación



Objetivo general

Emplear técnicas de purificación de compuestos orgánicos sólidos basados en algunas propiedades fisicoquímicas de la materia.

Objetivos específicos

- Comparar el punto de fusión de un compuesto orgánico sólido puro, con el mismo compuesto en estado impuro, empleando la técnica del tubo capilar.
- Purificar una muestra de acetanilida impura por recristalización, utilizando el disolvente adecuado a una temperatura dada.
- Comprobar el grado de pureza de la acetanilida recristalizada, determinando el punto de fusión al compuesto cuando los cristales estén secos.

Aplicaciones agroindustriales

La cristalización es el proceso (natural o artificial) en el cual se forman cristales sólidos que se precipitan en una solución, se funden o, más raramente, se depositan directamente de un gas. La cristalización también es una técnica de separación química sólido-líquida (Hadizadeh et al., 2010). La cristalización de los lípidos tiene implicaciones importantes en el procesamiento industrial de alimentos, productos como chocolates, margarinas, cremas para untar, grasas para panadería y confitería, lácteos y mantecas de uso general tienen características físicas que dependen, en gran medida, de los cristales de grasas (Badan et al., 2015). En la industria azucarera el proceso de fabricación del azúcar consiste esencialmente en aislar los cristales de sacarosa del agua, así como las impurezas; por lo tanto, se dice que la cristalización del azúcar es el corazón de la producción de este disacárido, principalmente para el refinado (Umo et al., 2016).

Materiales y reactivos

Tabla 1.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
SopORTE Universal	1	Acetanilina (impura)	3 g
Estufa de secado	1	Agua destilada	10 L
Desecador	1	Carbón activado (para análisis)	5 g
Placa de calentamiento	1	Hielo	3 L
Medidor punto de fusión	1		
Beaker de 250 mL	2		
Mechero de gas	1		
Aro con nuez	1		
Erlenmeyer de 250 mL	1		
Erlenmeyer de 100 mL	1		
Embudo de vidrio talle corto	1		
Embudo buchner	1		
Erlenmeyer con desprendimiento lateral	1		
Tapón de caucho	1		
Sistema de vacío	1		

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Agitador de vidrio	1		
Balanza analítica	1		
Probeta de 50 mL	1		
Espátula de hoja angosta	1		
Vidrio de reloj de 10 mm	1		
Papel de filtro (Cualitativo)	3		
Tubos capilares	2		

Fuente: los autores

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Procedimiento

- Determinación del punto de fusión empleando un fusiómetro o equipo de medición de punto de fusión.
 - Introducir la muestra de acetanilida impura en un tubo de capilar sellado por un extremo.
 - Introducir en el equipo el tubo capilar y calentar hasta una temperatura de 10 a 20 °C por debajo del punto de fusión de la muestra. Averiguar cuál es el punto de fusión teórico de la acetanilida.
 - Calentar lentamente de 2 a 3 °C por minuto, hasta cuando tenga lugar la fusión.
 - Registrar el rango de fusión de la muestra, T1 – T2, siendo T1 la temperatura a la que se inicia la fusión, es decir, cuando se observa la primera burbuja líquida que se forme, y T2 la temperatura a la cual termina,

que es cuando todo el contenido del capilar pasa a estado líquido. Cabe señalar que la diferencia entre las temperaturas a las cuales comienza y termina la fusión no debe ser superior a 2°C para una sustancia pura.

- Recristalización de la acetanilida impura.
 - Pesar 0.5000 gramos de acetanilida impura, registrar el valor exacto.
 - Llevar los gramos pesados a un erlenmeyer de 100 o 150 mL.
 - Agregar 30 mL de agua caliente.
 - Llevar la mezcla a temperatura de ebullición.

Nota: si no se disuelve toda la acetanilida, agregar sucesivamente cantidades pequeñas de agua, aproximadamente de 2 a 3 mL cada vez, dejando hervir lentamente la mezcla hasta cuando se disuelva completamente. No se debe hervir muy rápidamente la mezcla, puesto que de esta

manera se pierde agua por evaporación, la cual tendría que reponerse con la consiguiente pérdida de tiempo y rendimiento.

Como regla general, es mejor, de ser posible, manipular el erlenmeyer con los dedos, puesto que, si el cuello está tan caliente que no se pueda resistir, esto indica que se está llevando a cabo una ebullición rápida, y habrá que reducir el grado de calor.

Para eliminar las impurezas coloreadas, una vez que toda la acetanilida se haya disuelto:

- Agregar 0.0500 gramos de carbón activado y hervir la mezcla lentamente durante 2 o 3 minutos.
- Filtrar por gravedad la solución caliente, usando un embudo caliente, un papel de filtro con pliegues y un beaker para recibir la solución filtrada, con el fin de separar el carbón.

Para evitar la recristalización del compuesto en el embudo se emplea uno que sea de vidrio, caliente y de talle corto. Se puede calentar el embudo en agua hirviendo, en una estufa o flameándolo cuidadosamente con la llama de un mechero. Si a pesar de todo el compuesto se cristaliza en el embudo, de tal manera que no pasa el filtrado, realice el siguiente procedimiento:

- Mezclar la solución ya filtrada, los cristales que hay en papel y la solución que no se ha filtrado.
- Agregar a la mezcla un poco más de agua (aproximadamente 10 mL), caliente hasta la ebullición.
- Filtrar con un embudo caliente.

Tan pronto como la solución haya sido filtrada.

- Enfriar primero con agua de la llave y luego en un baño de agua con hielo, durante 5 minutos.
- Filtrar la mezcla por medio de succión, emplear un papel filtro previamente pesado, para recoger los cristales en el embudo Büchner.

Nota: es importante que el papel de filtro en el embudo quede completamente plano y adherido en el fondo de este, sin embargo, no debe tocar las paredes.

- Succionar y después agregar rápidamente la mezcla que se va a filtrar.
- Dejar los cristales con succión durante 2 o 3 minutos, una vez que todo el líquido haya filtrado, con el fin de drenarlos bien, al tiempo que se presionan con una espátula, una varilla o un corcho limpio.
- Sacar del embudo y pasar a un vidrio de reloj, limpio y seco.
- Secar en la estufa a 70 °C por 20 minutos.
- Poner en el desecador por 5 minutos.
- Pesarse el papel filtro con los cristales, restarles el valor del papel filtro.
- Determinar el punto de fusión de los cristales de acetanilida "pura", según el procedimiento descrito anteriormente.

Cálculos y resultados

Tabla 1.2 Resultados de la cristalización de la acetanilida

Compuesto	Punto de fusión inicial (°C)	Punto de fusión final (°C)	Peso inicial W1 (g)	Peso papel filtro W2 (g)	Peso final W3 (g)	% de recuperación
Acetanilida cristalizada						
Acetanilida impura						

Fuente: los autores

- Determinar el peso y el punto de fusión de los cristales secos.
- Calcular el porcentaje de recuperación según la ecuación 1.1.

$$\% \text{ de recuperación} = \frac{\text{peso recuperado}}{\text{peso inicial}} \times 100 \% \quad \text{o} \quad \frac{w_3 - w_2}{w_1} \times 100 \% \quad \text{Ecuación 1.1}$$

Donde:

w_3 : peso del papel filtro con la acetanilida recuperada.

w_2 : peso del papel filtro seco.

w_1 : peso de la acetanilida impura.

Contenido del informe

- Completar la tabla 1.1.
- Calcular el porcentaje de recuperación según la ecuación 1.1.
- Comparar el punto de fusión teórico de la acetanilida, con el de la acetanilida impura y la recristalizada.
- Realizar análisis de resultados de acuerdo con los rangos en los puntos de fusión y la pureza según la teoría; analizar las razones por las cuales se obtuvo ese % de recuperación.

Instrucciones previas de manejo en el laboratorio

Leer las indicaciones del manejo de los reactivos antes de emplearlos, usar gafas protectoras y todos los elementos de protección; tener especial cuidado con el material de vidrio que se esté calentando.

Bibliografía

- Badan, A., Helen, M., Koji, E., Fontenele, M., Zuliani, V., Marangoni, G., and Guenter, T. (2015). Crystallization modifiers in lipid systems. *Journal of food science and technology*. 52(7), pp. 3925-3946.
- Hadizadeh, F., Mohajeri, S., and Seifi, M. (2010). Extraction and Purification of Crocin from Saffron Stigmas Employing a Simple and Efficient Crystallization Method. *Pakistan Journal of Biological Sciences*. 13 (14), pp. 691-698.
- Umo, A., and Alabi, S. (2016). Advances in Super-Saturation Measurement and Estimation Methods for Sugar Crystallisation Process. *International Journal of Food Engineering*. 2(2), pp. 108-112.

Práctica N°2

Caracterización cualitativa de alcoholes y fenoles

Objetivo general

Evaluar algunas reacciones químicas que sufren los alcoholes y los fenoles, de manera cualitativa.

Objetivos específicos

Comparar la reactividad que tienen los alcoholes primarios, secundarios y terciarios. Evaluar la reactividad y el pH de los alcoholes y los fenoles.

Aplicaciones agroindustriales

Los alcoholes son algunos de los compuestos orgánicos más comunes. El alcohol metílico (metanol), también conocido como "alcohol de madera", se usa como disolvente industrial y combustible en automóviles de carreras. El alcohol etílico (etanol) en ocasiones es llamado "alcohol de grano", ya

que se produce por la fermentación de granos o de casi cualquier otro material orgánico. El "alcohol isopropílico" es el nombre común para el propan-2-ol, utilizado como "alcohol antiséptico" (Wade, 2012). La producción de biocombustibles en el mundo ha crecido exponencialmente y se muestra como una alternativa para mitigar los efectos producidos por los gases de efecto invernadero.

Entre los principales biocombustibles de primera generación se encuentran el bioetanol, el biodiésel y el biogás. Por su parte, el bioetanol es un alcohol que deriva de la fermentación de los azúcares que se encuentran en ciertos vegetales, adicionalmente, es uno de los biocombustibles más empleados en Latinoamérica por sus bondades en los costos de fabricación (Morelos, 2016).

Materiales y reactivos

Tabla 2.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Tubo de ensayo de 10 mL	20	n-butanol (para análisis)	100 mL
Espátula de hoja angosta	2	2-butanol (para análisis)	100 mL
Erlenmeyer de 100 mL	1	Ter-butanol (para análisis)	100 mL
Gotero	5	Sodio metálico (puro)	4 g
Papel de filtro (cualitativo)	1	Solución de ZnCl ₂ /HCl (reactivo de Lucas) (para análisis)	100 mL
Embudo de vidrio de 10 mm	1	Solución de permanganato de potasio (KMnO ₄) (0.1 M)	100 mL
Papel tornasol	1	B-naftol (para análisis)	10 g
Vidrio reloj grande	2	NaOH (5%)	100 mL
Pipeta de 5 mL	4	Bicarbonato de sodio (10%)	100 mL
		Etanol (0.5 M)	100 mL
		Fenol (0.5 M)	100 mL
		p-nitrofenol (0.5 M)	100 mL
		Ácido pícrico (0.5 M)	100 mL
		Cristales de fenol (para análisis)	4 g
		carbonato de sodio (3%)	100 mL

Fuente: los autores.

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Procedimiento

a. Reacciones con alcoholes; para esta parte se empleará un alcohol primario, uno secundario, uno terciario y uno desconocido que se denominará alcohol problema.

- Reacción con sodio:
 - Poner 1 mL de cada uno de los alcoholes, en cuatro tubos de ensayo limpios y secos.
 - Agregar a cada tubo una pequeña cantidad de sodio metálico.
 - Observar y anotar la velocidad de formación de hidrógeno para cada alcohol.
- Formación del halogenuro de alquilo:
 - Poner 1 mL del reactivo de Lucas (ZnCl₂/HCl) en cuatro tubos de ensayo.
 - Agregar 5 gotas de cada uno de los alcoholes en los respectivos tubos de ensayo.
 - Tapar y agitar los tubos.
 - Dejarlos quietos y anotar el tiempo necesario para la separación del halogenuro.

Nota: si después de media hora no se ha formado el halogenuro se puede concluir que bajo estas condiciones no puede haber reacción.

- Reacción con solución neutra de KMnO₄:
 - Poner 0,1 M de permanganato de potasio en cuatro tubos de ensayo.
 - Agregar 0,5 mL de cada alcohol a cada uno de los tubos de ensayo.
 - Tapar y agitar los tubos.

- Observar y anotar el cambio de color en el permanganato y el precipitado formado.

b. Reacciones con fenoles.

- Formación del B-naftóxido de sodio:
 - Agregar 0,2 g de B-naftol en un tubo de ensayo.
 - Adicionar 1 mL de agua y agitar.
 - Repetir el ensayo anterior, pero reemplazando el agua con una solución al 5 % de hidróxido de sodio.
 - Repetir el primer ensayo, pero reemplazando el agua con una solución al 10 % de bicarbonato de sodio.
 - Observar y anotar si ocurre reacción en los tres ensayos.
- Acidez:
 - Empleando 4 vidrios de reloj y papel indicador de pH, verifique el pH de soluciones 0,5 M de los siguientes compuestos: etanol, fenol, p-nitrofenol, ácido pícrico.

Nota: tenga mucho cuidado con el manejo del fenol, ya que quema la piel. Si por algún motivo toca la piel, lave con abundante agua.

- Reacción con carbonato de sodio:
 - Poner en un tubo de ensayo 3 mL de una solución al 2 % de carbonato de sodio.
 - Agregar algunos cristales de fenol (mantener el frasco bien tapado).
 - Observar si hay reacción al verificarse el desprendimiento de burbujas del anhídrido carbónico (CO₂).

- Repetir el ensayo empleando cristales de p- nitrofenol.
- Repetir el ensayo empleando cristales de ácido pícrico.

Contenido del informe

El informe consistirá en responder las siguientes preguntas y ampliar con análisis de resultados si es necesario.

- Organizar los alcoholes de acuerdo con la velocidad de reacción con el sodio metálico. Teniendo en cuenta su estructura, ¿qué tipo es el alcohol problema? Buscar y escribir las reacciones correspondientes.
- ¿Cuáles alcoholes formaron halogenuros de alquilo? Organícelos de acuerdo con su reactividad. Teniendo en cuenta su estructura, ¿qué tipo es el alcohol problema? Buscar y escribir las reacciones.
- Organizar los alcoholes de acuerdo con su reactividad con el permanganato de potasio. Teniendo en cuenta su estructura, ¿qué tipo es el alcohol problema? Buscar y escribir las reacciones correspondientes.
- ¿En cuál de los ensayos se produce el B-naftóxido de sodio?, buscar y escribir la reacción correspondiente.
- Organizar por acidez, de acuerdo con su pH, los siguientes compuestos: etanol, p-nitrofenol, fenol y ácido pícrico. Explicar dicho orden desde su estructura.
- ¿Cuál de los fenoles reacciona con el

carbonato de sodio?, buscar y escribir las reacciones.

- Con base en los resultados experimentales y la estructura química, ¿cuál es más ácido: el ciclohexanol o el fenol?
- Realizar análisis de resultados.

Instrucciones previas de manejo en el laboratorio

Tenga mucho cuidado con el manejo del fenol, ya que quema la piel. Si por algún motivo toca la piel lave con abundante agua. Revisar la etiqueta y las medidas de manejo de los reactivos empleados en la práctica, por ejemplo, el ácido pícrico es tóxico con ingestión.

Usar gafas y guantes como protección al manipular los diferentes reactivos de la práctica.

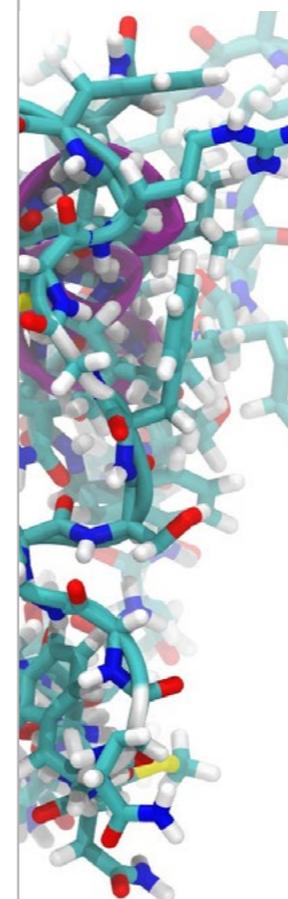
Preguntar al instructor el sitio de disposición de los productos resultantes de los diferentes ensayos.

Bibliografía

- Morelos, José. (2016). Análisis de la variación de la eficiencia en la producción de combustibles en América Latina. Estudios gerenciales. 32, pp. 120–126.
- Wade, Leroy (7.). (2012). Química orgánica. Naucalpan de Juárez, México: Pearson Educación de México.

Práctica N°3

Caracterización de aldehídos y cetonas



Objetivo general

Caracterizar los aldehídos y las cetonas por medio de algunas reacciones químicas de tipo cualitativo y cuantitativo.

Objetivos específicos

- Comparar el poder reductor de los aldehídos y las cetonas por medio de reacciones químicas.
- Diferenciar un aldehído y una cetona de acuerdo con su reactividad.
- Comprobar la reactividad de las cetonas y aldehídos, al caracterizar derivados formados por reacciones químicas.

Aplicaciones agroindustriales

Los aldehídos y las cetonas están entre los productos naturales más comunes y conocidos (Carey et al., 2014). Los aldehídos, los

alcoholes y las cetonas son grupos de compuestos químicos que juegan un papel clave en el sabor general de los alimentos procesados y, por ejemplo, son responsables del aroma característico de los alimentos fermentados (Diez-simon et al., 2019).

Adicionalmente, los aldehídos son una materia prima industrial muy usada, principalmente, en la industria de la madera, la textil, los pesticidas, los tintes, etc. (Ding et al., 2017). Este grupo químico puede estar presente en los vinos como resultado de procesos metabólicos durante la fermentación del vino o por oxidación y extracción de la madera durante el envejecimiento del vino en barricas de roble. Además del acetaldehído, el aldehído más abundante en el vino, otros aldehídos como el furfural y, más recientemente, la vainillina han demostrado contribuir a la formación de pigmentos estables (Escott et al., 2018).

La obtención de aldehídos mediante la deshidratación de azúcares (hexosas y pentosas) es uno de los procesos industriales más utilizados, actualmente, para la obtención de estos intermediarios de gran interés para la síntesis de numerosos productos químicos (Faba et al., 2014).

Materiales y reactivos

Tabla 3.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Tubo de ensayo de 20 mL	10	Reactivo de Tollens (para análisis)	100 mL
Espátula	1	Formaldehído (para análisis)	100 mL
Erlenmeyer de 100 mL	1	Acetona (para análisis)	100 mL
Papel filtro (cualitativo)	2	Benzaldehído (para análisis)	100 mL
Embudo buchner	1	Metil etil cetona (para análisis)	100 mL
Embudo de vidrio de 10 mm	1	Fehling A (para análisis)	100 mL
Mechero de gas	1	Fehling B (para análisis)	100 mL
Pipeta de 5 mL	3	Hidróxido de sodio (3%)	100 mL
Gotero	3	Solución yodo-yoduro de potasio en agua (I ₂ /KI)	100 mL
Baño maría	1	2,4-dinitrofenilhidrazina (para análisis)	10 g
Sistema de vacío	1	Ácido sulfúrico (concentrado)	100 mL

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Medidor de punto de fusión	1	Etanol (96%)	340 mL
Desecador	1	Hidróxido de sodio (5%)	100 mL
Estufa de calentamiento	1	Reactivo de Schiff (para análisis)	100 mL
Pera de succión	3	Hielo	500 g

Fuente: los autores.

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Procedimiento

a. Prueba de Tollens.

Se requieren dos tubos de ensayo. En uno se realiza la prueba con formaldehído (un gas, por lo tanto, se usa como una solución al 40 % en agua) y el otro con acetona, según el siguiente procedimiento:

- Agregar 1 mL de solución de nitrato de plata, al 5 % en agua, en un tubo de ensayo bien limpio y seco.
- Agregar una gota de solución de hidróxido de sodio al 10 %.
- Agregar una solución muy diluida de amoníaco (alrededor del 2 %).
- Agitar constantemente hasta que se disuelva el precipitado de óxido de plata. Para obtener un reactivo sensible es necesario evitar un exceso de amoníaco. (Si se tiene el reactivo de Tollens preparado, no se realiza el procedimiento anterior, solo se deben poner 2 mL del reactivo en un tubo de ensayo limpio y seco y continuar con el procedimiento).
- Agregar 2 gotas del compuesto carbonilo (formaldehído y acetona).

- Agitar y dejar el tubo quieto durante 15 minutos.

Si no ocurre reacción en este tiempo, seguir el siguiente procedimiento:

- Poner el tubo de ensayo en un beaker con agua previamente calentada a una temperatura de 40°C.
- Dejar en reposo durante 5 minutos.
- Anotar los resultados.

En esta prueba ocurre una formación de un espejo de plata (si el tubo está limpio) o un precipitado negro de plata, finamente dividido, indicando que el compuesto carbonílico se ha oxidado. Con compuestos insolubles en agua la prueba es negativa o muy débil. Con los compuestos desconocidos es de ayuda disolverlos en 0,5 mL de acetona para análisis (grado reactivo). La reacción también puede hacerse con benzaldehído, aunque es más lenta.

b. Prueba de Fehling.

Se requieren dos tubos de ensayo. En uno se realiza la prueba con formaldehído y en el otro con acetona, según el siguiente procedimiento:

- Agregar 1 mL de solución de sulfato de cobre en medio débilmente ácido (sln Fehling A) y 1 mL de solución alcalina de tartrato de sodio y potasio (sln Fehling B), ambas soluciones constituyen, al mezclarlas, el reactivo de Fehling y deben combinarse, al momento de usarlas, en un tubo de ensayo.
- Agregar 3 o 4 gotas de compuesto carbonílico.
- Calentar la mezcla durante 3 o 4 minutos.
- Anotar los resultados.

La reacción con benzaldehído es demasiado lenta y no debe ensayarse.

c. Prueba del yodoformo.

Se requieren dos tubos de ensayo. En uno se realiza la prueba con formaldehído y en el otro con acetona, según el siguiente procedimiento:

- Agregar 1 mL de una solución al 2 % de hidróxido de sodio en un tubo de ensayo pequeño.
- Agregar solamente una gota del compuesto carbonílico.
- Agregar a la mezcla gota a gota una solución de yodo-yoduro de potasio en agua.
- Agitar 1 minuto hasta que la solución quede ligeramente amarilla.
- Anotar los resultados.

d. Prueba de Schiff.

Se requieren dos tubos de ensayo. En uno se realiza la prueba con formaldehído y en el otro con acetona, según el siguiente procedimiento:

- Agregar 1 mL del reactivo de Schiff en un tubo de ensayo.
- Agregar una gota del compuesto carbonílico.
- Agitar el tubo.
- Anotar los resultados.

Los aldehídos con el reactivo de Schiff dan color violeta o rosa azulado. Esta prueba es ligeramente positiva para la acetona y negativa para el resto de las cetonas.

e. Preparación de la 2,4-dinitrofenilhidrazona de la acetona.

- Poner 0,2 g de 2,4- dinitrofenilhidrazina, previamente pesada, en un tubo de ensayo grande.
- Agregar 1 mL de ácido sulfúrico concentrado y 2 mL de agua.
- Agitar la mezcla hasta que toda la 2,4- dinitrofenilhidrazina se haya disuelto
- Agregar 10 mL de etanol.
- Agregar 1 mL de acetona.
- Agitar el tubo de ensayo.
- Dejar en reposo durante 5 minutos.
- Enfriar la mezcla en un baño de hielo.
- Filtrar al vacío. Se debe asegurar que el embudo este limpio antes de la filtración.
- Recristalizar los cristales mezclando 10 mL de etanol y 5 mL de agua.
- Enfriar la solución en un baño de agua-hielo durante 10 minutos.
- Filtrar los cristales con vacío, determinado el peso del papel filtro antes del proceso y secar los cristales en una estufa a 90°C.
- Pesarse el papel filtro con los cristales.

- Determinar el punto de fusión de los cristales según el procedimiento descrito en la práctica N° 1.
- Entregar los cristales al instructor.

f. Preparación de la dibenzalacetona:

- Disolver 2 mL de benzaldehído y 1 mL de acetona en 10 mL de etanol en un erlenmeyer de 50 mL.
- Agregar 5 mL de una solución al 5 % de hidróxido de sodio.
- Tapar el erlenmeyer.
- Agitar durante 10 minutos.
- Dejar en reposo durante 20 minutos, tiempo en el que se separan los cristales amarillos de la dibenzalacetona.
- Enfriar la solución en un baño de agua-hielo.
- Filtrar los cristales en un embudo Büchner limpio.
- Lavar los cristales con 50 mL de agua.
- Recristalizar en 10-15 mL de etanol.
- Enfriar la solución alcohólica en agua-hielo.
- Filtrar los cristales con vacío, determinar el peso del papel filtro antes del proceso y secar los cristales en una estufa a 90°C.

- Pesarse el papel filtro con los cristales.
- Determinar el punto de fusión de los cristales según el procedimiento descrito en la práctica N° 1.
- Entregar los cristales al instructor.

Cálculos y resultados

- Hallar el reactivo límite en las dos últimas pruebas, preparación de la 2,4-dinitrofenilhidrazona de la acetona y preparación de la dibenzalacetona, presentar su dato teórico.
- Comparar el punto de fusión teórico de los productos de las dos últimas reacciones con el punto de fusión hallado.
- Calcular el rendimiento de la reacción en la preparación de la 2,4-dinitrofenilhidrazona de la acetona según la masa del reactivo límite, empleando la ecuación 3.1.
- Calcular el rendimiento en la preparación de la dibenzalacetona según la masa del reactivo límite, empleando la ecuación 3.1.

Tabla 3.2 Resultados de las pruebas en la determinación de aldehídos y cetonas

Pruebas Reactivo	Prueba de Tollens	Prueba de Fehling	Prueba de yodoformo	Prueba de Schiff

Fuente: los autores

$$\% \text{ Rendimiento} = \frac{\text{Dato experimental}}{\text{Dato teórico}} \times 100 \%$$

Ecuación 3.1

El dato teórico se encuentra por estequiometría, hallando la masa del reactivo límite y el dato experimental es medido en el laboratorio.

Contenido del informe

- Completar la tabla de datos con las cuatro pruebas.
- Anotar las reacciones de cada prueba.
- Escribir los cálculos del reactivo límite y el porcentaje de rendimiento de las reacciones cuantitativas.
- Comparar los puntos de fusión teóricos con los experimentales en las dos últimas pruebas.
- Realizar el análisis de todos los resultados.

Instrucciones previas de manejo en el laboratorio

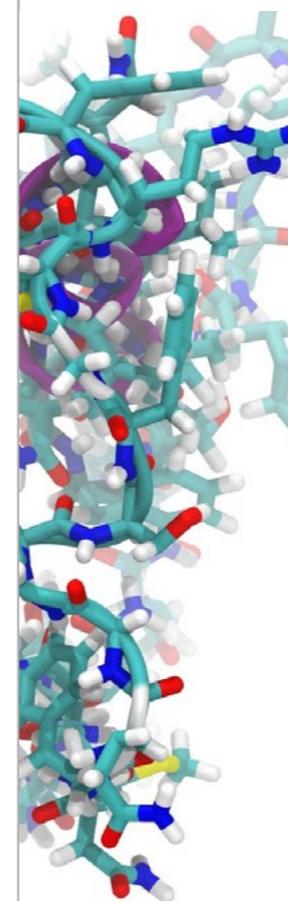
- Observar las etiquetas de los reactivos antes de usarlos para seguir las normas de seguridad de cada uno.
- Emplear gafas y guantes de seguridad en todas las pruebas.
- Tener especial cuidado con las reacciones en las que se emplee calentamiento.

Bibliografía

- Carey, F., and Giuliano, R. (2014). Química orgánica. México D.F, México: McGraw-Hill Interamericana.
- DiezSimon, C., Mumm, R., and Hall, R. (2019). Mass spectrometry-based metabolomics of volatiles as a new tool for understanding aroma and flavour chemistry in processed food products. *Metabolomics*. 15(41), pp. 1-20.
- Ding, P., Xin, X., Zhao, L., Xie, Z., Zhang, Q., Jiao, J., and Xu, G. (2017). On-off-on fluorescent oligomer as a chemosensor for the detection of manganese(VII), sulfur(II) and aldehydes based on the inner filter effect. *RSC Adv*. 7, pp. 3051–3058.
- Escott, C., Morata, A., Zamora, F., Loira, I., Del Fresno, J., and Suarez-Lepe J. (2018). Study of the Interaction of Anthocyanins with Phenolic Aldehydes in a Model Wine Solution. *ACS Omega*. 3 (11), pp. 15575–15581.
- Faba, L., Díaz, E., and Ordóñez, S. (2014). Transformación de biomasa en biocombustibles de segunda generación. *Madera bosques*. 20(3), pp. 11-24.

Práctica N°4

Equivalente de neutralización de un ácido carboxílico



Objetivo general

Hallar, experimentalmente, el peso molecular y el peso equivalente de varios ácidos orgánicos.

Objetivos específicos

- Aplicar el análisis volumétrico para determinar el peso equivalente de un ácido orgánico.
- Determinar, experimentalmente, el peso molecular de un ácido orgánico con base en el análisis volumétrico.
- Determinar la concentración de la solución patrón aplicando el proceso de normalización.

Aplicaciones agroindustriales

Los ácidos carboxílicos están presentes en muchos procesos industriales y en la ma-

oría de las rutas biológicas. En la naturaleza se encuentran muchos ácidos carboxílicos: el ácido acético es el compuesto orgánico principal del vinagre; el ácido butanoico, es el responsable del olor rancio de la mantequilla agria; y el ácido hexanoico (ácido caproico), es el responsable del aroma inconfundible de las cabras (McMurry, 2018). El ácido benzoico es un ácido carboxílico aromático que se encuentra de forma natural en las plantas, en los procesos industriales se usan ampliamente como conservantes y potenciadores del sabor (Valdez et al., 2015). El ácido cítrico en la industria se utiliza como aditivo (acidulante y antioxidante) en la fabricación de refrescos, postres, jaleas, dulces y vinos. Por su parte, el ácido láctico es un ingrediente importante para la producción de productos cárnicos curados, leche fermentada, encurtidos y productos marinados (Pereira et al., 2016).

Materiales y reactivos

Tabla 4.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Matraz aforado de 100 mL	1	Fenolftaleína (para análisis)	40 mL
Erlenmeyer de 250 mL	4	Solución de NaOH (0.1 N)	1 L
Agitador magnético	1	Ftalato ácido de potasio previamente seco a 105 ° C (para análisis)	3 g
Bureta de 50 mL	1	Ácido cítrico (para análisis)	10 g
SopORTE universal	1	Ácido oxálico (para análisis)	10 g
Pinza para bureta	1	Ácido succínico (para análisis)	10 g
Balanza analítica	1	Ácido tartárico (para análisis)	10 g
Espátula	1	Ácido láctico (para análisis)	10 g
Pipeta de 10 mL	1	Agua destilada	4 L
Frasco lavador	1		
Desecador	1		
Pera de succión	1		

Fuente: los autores.

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Procedimiento

Parte A: normalización de una solución de NaOH patrón. (Realice por triplicado este procedimiento).

- Pesarse con exactitud del mg entre 0,2 y 0,3 g de ftalato ácido de potasio (previamente secado a 105 °C por una hora) sobre un erlenmeyer de 250 mL (previamente lavado y secado).
- Disolver el ftalato en 100 mL de agua.
- Añadir unas 3 gotas de fenolftaleína.
- Titular con la solución de NaOH que se va a normalizar, hasta la aparición de un color rosa persistente por 30 segundos.
- Disponer de los vertimientos en el recipiente destinado para esto.

Parte B: determinación del peso equivalente de un ácido orgánico. (Se hace por triplicado).

- a. Preparación de la solución que se va a titular.
- Pesarse con exactitud del mg entre 0,2 y 0,3 g de los ácidos asignados por

su instructor, sobre un erlenmeyer de 250 mL, previamente lavado y seco.

- Disolver el ácido en unos 75 a 100 mL de agua destilada.
 - Adicionar unas 3 gotas de fenolftaleína.
 - Lavar las paredes con agua destilada.
- b. Titulación.
- Montar la bureta previamente purgada y llena de NaOH, en el soporte universal; El erlenmeyer con el ácido debe quedar sobre el agitador magnético.
 - Titular la solución con una solución de NaOH estandarizada, gota a gota hasta la aparición de una tonalidad rosada tenue que persista por más de 30 segundos (la fenolftaleína es incolora en medio ácido y rosada en medio básico).
 - Anotar el volumen de NaOH gastado en la titulación.
 - Disponer de los vertimientos en el recipiente destinado para esto.

Tabla 4.2 Datos obtenidos y calculados a partir de lo experimental

Ácido orgánico	Peso registrado	Volumen NaOH gastado	Concentración de NaOH (N)	Peso equivalente del ácido	Promedio del peso equivalente	Desvest

Fuente: los autores

Cálculos y resultados

Calcule la normalidad del NaOH según la volumetría, saque promedio de las tres determinaciones.

Establezca el peso equivalente para cada uno de los ácidos asignados, según la ecuación 4.1

$$P_{eq} = \frac{\text{Peso del ácido (g)}}{N \text{ del NaOH} \times \text{Volumen del NaOH(L)}} \quad \text{Ecuación 4.1}$$

Donde N del NaOH es igual a la molaridad, ya que este compuesto tiene un solo equivalente.

Compare los resultados con el reporte teórico para cada ácido, mediante % de error según la ecuación 4.2.

$$\% \text{ Error} = \frac{\text{Dato teórico} - \text{Dato experimental}}{\text{Dato teórico}} \times 100 \% \quad \text{Ecuación 4.2}$$

Contenido del informe

- Completar la tabla.
- Realizar los cálculos para la estandarización del NaOH.
- Realizar los cálculos para la determinación del peso equivalente de cada uno de los ácidos.
- Realizar los cálculos del promedio y del % de error para cada uno de los ácidos analizados.
- Realizar análisis de resultados.

Instrucciones previas de manejo en el laboratorio

Tener en cuenta las normas de seguridad en cuanto a la manipulación de los reactivos y los equipos.

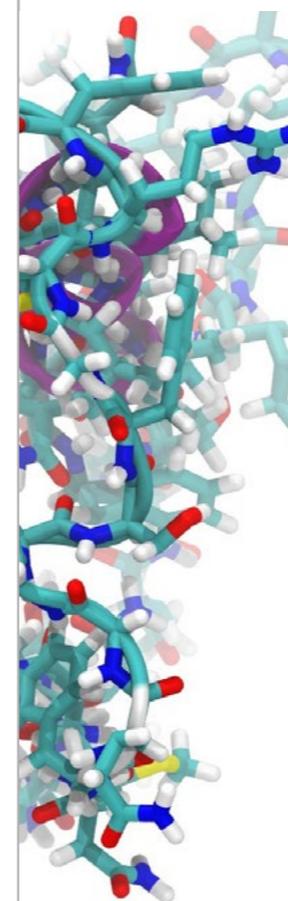
No olvidar disponer los residuos líquidos en los recipientes destinados para esto.

Bibliografía

- McMurry Jhon (2018). Química orgánica (9 edición). México D.F., México: Cengage learning.
- Pereira, J., Da Silva, K., De Carvalho, I., Teles, K., Lopes, W., Nunes, A., and Pereira, F. (2016). Aditivos alimentares: acidulantes. Revista de trabalhos académicos- universo campos dos goytacazes. 6(2), pp. 1-13.
- Valdez, L., González, S., and Benavides, A. (2015). Ácido benzoico: biosíntesis, modificación y función en plantas. Revista mexicana de ciencias agrícolas. 6(7), pp. 1667-1678.

Práctica N°5

Preparación de ésteres



Objetivo general

Evaluar la síntesis química de un éster a partir de la reacción entre un ácido carboxílico y un alcohol.

Objetivos específicos

- Realizar una reacción de esterificación a partir de un ácido carboxílico y un alcohol.
- Aplicar cálculos estequiométricos para la reacción química de esterificación.
- Evaluar la eficiencia de la reacción al hallar el dato teórico y el dato experimental del éster producido.
- Realizar la separación y purificación del éster producido en la síntesis química.

Aplicaciones agroindustriales

La medicina, cosméticos, alimentos y la industria oleo-química son algunas de las industrias en las cuales se hace uso de los ésteres, con diferentes funciones y aplicaciones. Este compuesto es uno de los más comunes en la naturaleza, su principal característica es un olor agradable, usualmente exhalado por flores y frutos; sin embargo, también pueden encontrarse en grasas animales y aceites vegetales. (Moraes, P.M. et al., 2015). Gracias a esto los ésteres son usados para proporcionar sabor y olor (Moraes, P.M. et al., 2015) como lo es en el caso de la cerveza (Loviso, C.L. y Libkind, D., 2018) o los ambientadores o aromatizantes. En el caso de los ésteres extraídos de aceites o grasas son usados como materia prima para productos como pinturas, lacas, solventes, etc. (Martínez, M. et al., 2007).

En la industria de la medicina, por ejemplo, los ésteres cumplen un papel importante al momento de la aplicación de medicamentos por vía no oral, esto debido a que modifican la liposolubilidad de estos, permitiendo una mejor absorción. (Serra, H.A; Roganovich, J.M. y Rizzo, L.F.L, 2012).

Materiales y reactivos

Tabla 5.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Erlenmeyer de 250 mL	2	Alcohol etílico (absoluto)	300 mL
Balanza analítica	1	Ácido acético glacial (puro)	1 L
Pipeta de 5 mL	2	Ácido butírico (concentrado)	300 mL
Montaje de reflujo	1	Alcohol amílico (concentrado)	300 mL
Perlas de ebullición	5	Alcohol isoamílico (concentrado)	300 mL
SopORTE universal	1	Ácido sulfúrico (concentrado)	30 mL
Plancha de calentamiento o mechero de gas	1	Hidróxido de sodio (0.1 M)	400 mL
Espátula de hoja ancha	1	Sulfato de sodio anhidro (para análisis)	30 g
Pera de succión	1	Butanol (concentrado)	300 mL
Beaker de 100 mL	2	2-butanol (concentrado)	300 mL
Embudo de separación de 500 mL	1		

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Papel tornasol	1		
Probeta de 100 mL	1		

Fuente: los autores.

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Procedimiento

Reacción de esterificación.

- Realizar los cálculos estequiométricos respectivos para hallar los volúmenes a tomar del ácido carboxílico y el alcohol asignados por su instructor; con base en la pureza, densidad y peso molecular de estos.
- Oler, con las precauciones necesarias, el ácido y el alcohol asignado, registrar lo que se percibe.
- Introducir los volúmenes calculados, en el balón de destilación previamente seco y adicionar 0,5 mL de ácido sulfúrico concentrado como catalizador.
- Introducir en el balón dos o tres perlas de ebullición y conectar el balón al tubo refrigerante.
- Someter el conjunto a reflujo durante 45 minutos. Regular la temperatura para que la reacción no sea muy fuerte y se escapen gases por el extremo del condensador.
- Transcurrido el tiempo de reacción dejar enfriar el sistema y verter su contenido en la probeta.
- Dejar separar las dos fases, medir y anotar el volumen de agua (parte infe-

rior) y el volumen de la fase orgánica (parte superior).

- Transferir los líquidos al embudo de separación y lavar con 20 mL de NaOH 0.1 M.
- Agitar la mezcla suavemente, dejar separar las fases y abrir la llave del embudo (asegurar que el embudo no esté con la tapa puesta en este momento) hasta transferir la parte acuosa a un beaker.
- Medir el pH de la fase orgánica que queda en el embudo de separación con papel indicador, si continua ácida repita el lavado (hasta que la prueba sea neutra).
- Transferir el contenido del embudo de separación a un erlenmeyer y adicionar 1 g del agente desecante (sulfato de sodio anhidro).
- Agitar, decantar y guardar el éster formado.
- Oler el éster formado para comprobar con la teoría si es el olor indicado del producto.

Cálculos y resultados

Realizar los cálculos con base en la densidad, pureza y peso molecular de los reactivos para obtener sus masas reaccionantes (datos teóricos). Completar la tabla 5.2.

Tabla 5.2 Datos para la preparación de ésteres

Reactivos asignados y éster formado	mL	Mw	Densidad	Olor
Ácido carboxílico				
Alcohol				
Dato teórico del éster				
Dato experimental del éster				

Fuente: los autores

Con base en la ecuación balanceada, los datos teóricos de los reactivos empleados, la densidad y el peso molecular del éster formado, calcular la cantidad del éster en mL que teóricamente se formaría con un 100 % de eficiencia.

Con base en el volumen experimental del éster recuperado, determine la eficiencia de la reacción mediante la ecuación 5.1.

Contenido que debe tener el informe

- Completar la tabla 5.2.
- Realizar la ecuación y balancearla.
- Calcular la eficiencia según la ecuación 5.1.
- Realizar el análisis de los resultados de acuerdo con el porcentaje de eficiencia y el olor percibido del éster comparado con el teórico.

Instrucciones previas de manejo en el laboratorio

Se deben tener en cuenta las normas de seguridad en cuanto a la manipulación de los reactivos asignados, leer en las fichas de seguridad su correspondiente manejo. Tener especial cuidado en los diferentes montajes, para evitar quemaduras con el vidrio caliente y posibles rupturas de estos.

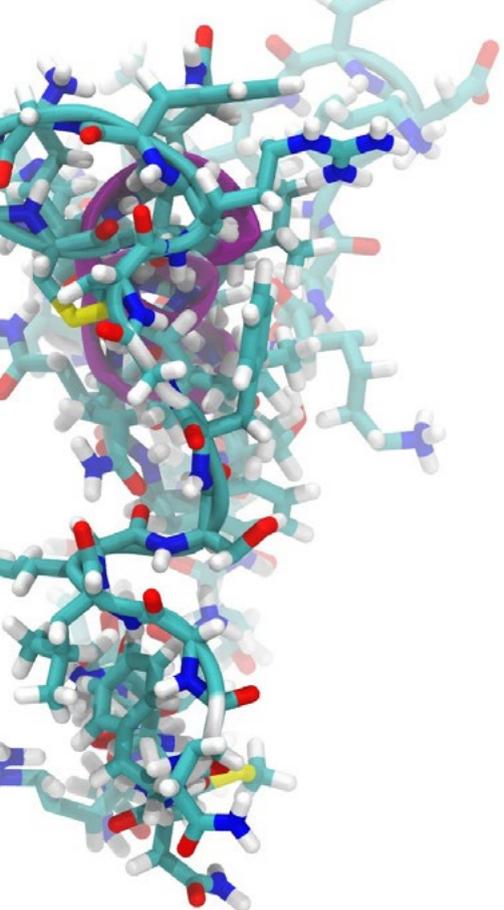
Bibliografía

Phelipe Matheus Moraes Calvalcante, Renato Luiz da Silva, Jucleiton José Rufino de Freitas, Juliano Carlo Rufino de Freitas and João Rufino de Freitas Filho. (2015). Educación química. Proposta de preparação e caracterização de ésteres: um experimento de análise orgânica na graduação. 26(4), pp. 319-329.

Loviso, Claudia L. and Libkind, Diego. (2018). Revista Argentina de Microbiología. Síntesis y regulación de compuestos del aroma y el sabor derivados de la levadura en la cerveza: ésteres. 50(4), pp. 436-446.

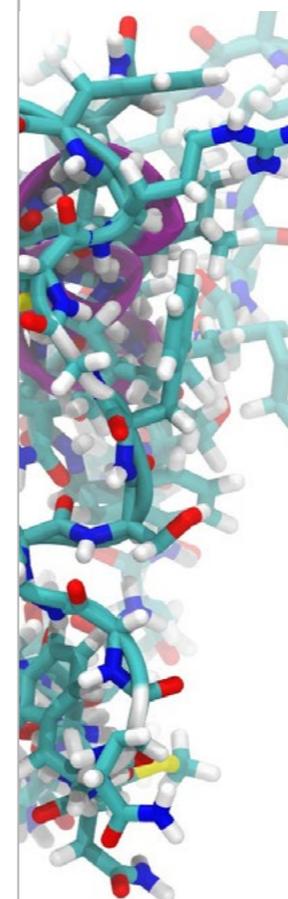
Martínez Ávila, Óscar Mauricio; Sánchez Castellanos, Francisco José; Suárez Palacios, Óscar Yesid. (2007). Ingeniería e Investigación. Producción de ésteres etílicos a partir de aceite de palma RBD. 27(2), pp. 34-43.

Serra, Héctor A.; Roganovich, Juan Manuel and Rizzo, Leonardo F. L.. (2012). Glucocorticoides: paradigma de medicina traslacional de lo molecular al uso clínico. Buenos Aires. 72, pp. 158-170.



Práctica N°6

Extracción de antocianinas y demostración de su poder



Objetivo general

Analizar la teoría de los indicadores con base en el poder de cambio del color de las antocianinas bajo diferentes condiciones de pH.

Objetivos específicos

- Evaluar la extracción de las antocianinas del repollo morado.
- Preparar soluciones amortiguadoras que abarquen toda la escala de pH.
- Evaluar el cambio de color de la antocianina extraída al ser sometida a un pH determinado.

Aplicaciones agroindustriales

Las antocianinas son un grupo de polifenoles responsables de coloraciones rojas, rosadas, azules y moradas de diversos ve-



getales, frutas y flores. Esta característica las hace bastante apetecidas como colorantes alimentarios naturales, agregando el hecho de diversos aportes beneficiosos a la salud como la actividad o capacidad antioxidante (Carmona. 2015).

Sin embargo, el uso de antocianinas se ve limitado debido a su baja estabilidad. Su estructura puede verse afectada por diversos factores, haciendo más complicado el uso de estas; algunos de estos factores son: pH (objetivo de la práctica), temperatura, agua, oxígeno y luz. Estos motivos facilitan la pérdida de gran parte de las cualidades (degradación) y dejan de ser útiles para la industria alimentaria. (Zapata, L.M. 2014).

Materiales y reactivos

Tabla 6.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
pHmetro	1	Ácido clorhídrico (concentrado)	25 mL
Centrífuga	1	Ciclohexano (para análisis)	150 mL
Tubo de centrífuga	5	Propanol (para análisis)	150 mL
Embudo de separación	1	Acetato de plomo (0.1 M)	200 mL
Gotero	2	Amoniaco (10%)	25 mL
Pipeta de 10 mL	6	Etanol (absoluto)	50 mL
Aro con nuez	1	HCl (0.1 N)	100 mL
Tela filtrante	2	KH ₂ PO ₄ (0.15M)	1 L
Tubo de ensayo	20	Na ₂ HPO ₄ (0.15 M)	1 L
Gradilla	1	Na ₃ PO ₄ (0.15 M)	1 L
SopORTE universal	1	NaOH (10%)	100 mL
Tabla y cuchillo	1		
Mortero y mazo	1		
Beaker de 400 mL	4		
Espátula	1		

Fuente: los autores.

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Material a traer

Repollo morado.

Procedimiento

- Triturar y macerar aproximadamente 200 g de repollo morado, adicionando 20 mL de acetato de plomo 0,1 M, más 0,5 mL de hidróxido de amonio al 10 %.

- Filtrar en tela filtrante y conservar el filtrado. Disponer el residuo en el lugar asignado por el docente.
- Centrifugar el filtrado a 2500 rpm por 5 minutos y desechar el sobrenadante en el lugar indicado por el docente.
- Lavar el precipitado con 25 mL de etanol.
- Decantar el líquido, si se dispersa el precipitado se puede volver a centrifugar a 2500 rpm por 5 minutos y se descarta el sobrenadante en el lugar indicado por el docente.

Tabla 6.2 Preparación de las diferentes soluciones tampón fosfato

Prueba (tubo)	HCl 0.1 N (mL)	KH ₂ PO ₄ 0,15M(mL)	Na ₂ HPO ₄ 0,15M(mL)	K ₃ PO ₄ - Na ₃ PO ₄ 0,15M (mL)	pH teórico	pH real
1	9,5	0,5			2,1	
2	0,5	9,5			3,6	
3		10,0			4,7	
4		9,5	0,5		5,6	
5		9,0	1,0		5,9	
6		8,0	2,0		6,2	
7		7,0	3,0		6,5	
8		6,0	4,0		6,6	
9		5,0	5,0		6,8	
10		4,0	6,0		7,0	
11		3,0	7,0		7,2	
12		2,0	8,0		7,4	
13		1,0	9,0		7,7	
14		4,5		5,5	8,0	
15		5,0		5,0	9,8	
16		3,0		7,0	10,7	
17			3,0	7,0	11,2	
18	NaOH 10 % 10mL				14,0	

Los tubos de ensayo se llenan con 10 mL de los reactivos solicitados de acuerdo con la tabla.

Fuente: los autores

- Añadir 15 mL de propanol más 1 mL de HCl concentrado.
- Centrifugar nuevamente. Se forma un precipitado de cloruro de plomo.
- Decantar el líquido coloreado en un embudo de separación.
- Añadir 15 mL de ciclohexano al embudo. Si no se separan las fases añadir 0,5 mL de agua.
- Recoger la fase acuosa inferior.
- Disponer los tubos de ensayo con tampón fosfato a diferentes pH (2.1-14) según la Tabla 6.2.
- Medir el pH de cada tubo y anotar.
- Añadir 5 gotas del extracto a cada tubo de ensayo.
- Observar y anotar los cambios de color.
- Medir la longitud de máxima absorbanza en los rangos dados por el profesor, empleando un colorímetro.

Contenido que debe tener el informe

- Completar la tabla 6.2 con el pH medido a cada tubo.
- Comparar el color de la antocianina del repollo morado, al ser sometidas a los diferentes tubos, con respecto a lo que se define en la teoría.

Instrucciones previas sobre seguridad

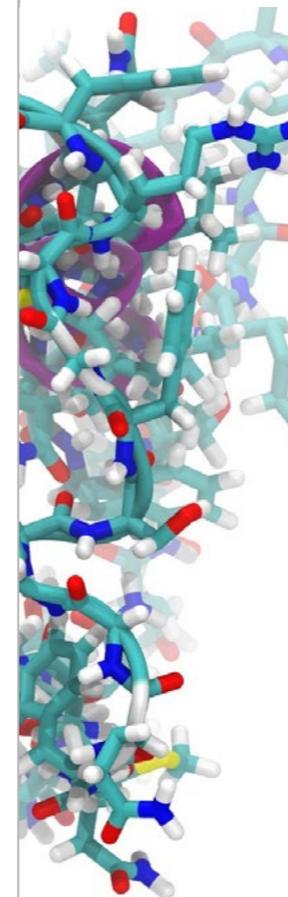
Leer la etiqueta de cada reactivo, determinando las normas de seguridad de cada uno. Emplear guantes y gafas al manipular los reactivos.

Bibliografía

- Carmona, Y. (2015). Caracterización de subproductos de la industria vitivinícola y su aplicabilidad en cosmética (Tesis doctoral). Universidad de Cádiz, Puerto Real.
- Zapata, L.M. (2014). Obtención de extracto de antocianinas a partir de arándanos para ser utilizado como antioxidante y colorante en la industria alimentaria (Tesis doctoral). Universitat Politècnica de València.

Práctica N°7

Extracción de carbohidratos



Objetivo general

Aplicar métodos generales para la extracción de carbohidratos a partir de productos de origen biológico.

Objetivos específicos

- Extraer sacarosa partiendo de la caña de azúcar.
- Extraer lactosa partiendo de la leche.
- Extraer la fructosa y la glucosa partiendo de frutas como uvas, naranja o mandarina.

Aplicaciones agroindustriales

Usualmente, en la industria, la extracción de algunos compuestos se hace con ayuda de diversas máquinas como molinos, difusores y extracciones sólido líquido, con el fin de aislar y caracterizar un determinado

compuesto de interés, logrando separarlo sin interferencias, ya sea de otro compuesto o de diversos factores, que puedan comprometer el aprovechamiento del extracto Guevara; Betalleluz ; Kina ; Campos . 2015).

En la actualidad los procesos de extracción se siguen dando de maneras similares; sin embargo, como es claro, el cuidado del medio ambiente se ha convertido en un factor muy importante y es por esto que se han intentado desarrollar métodos verdes (o amigables con el medio ambiente); principalmente, empleando solventes verdes. Un ejemplo de esto es la extracción y determinación de lactosa y lactulosa con agua (el disolvente más ecológico), mediante cromatografía líquida de alta resolución; este método propone usar únicamente agua como disolvente en el proceso de extracción (incluyendo los procesos de limpieza de muestra y fase para la cromatografía). Esta determinación es muy importante, ya que la lactosa en los procesos para la obtención de leche UHT, puede convertirse en lactulosa que, a su vez, en grandes cantidades, podría llegar a fermentarse en el tracto gastrointestinal porque no es hidrolizado por enzimas y así generar molestias digestivas (Gonzaga, N. et al. 2019).

Materiales y reactivos

Tabla 7.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
pHmetro	1	Agua destilada	5 L
Baño maría	1	HCl (0.1 N)	120 mL
Beaker de 600 mL	3	Ca(OH) ₂ (10%)	120 mL
Licuada	1		
Agitador de vidrio	1		
Sistema de vacío	1		
Pera de succión	4		
Plancha de calentamiento	1		
Embudo Buchner	1		
Erlenmeyer de 100 mL	1		
Tela fina para filtración o papel filtro.	1 (tela) o 3 (papel filtro)		
Erlenmeyer con desprendimiento lateral	1		

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Tabla y cuchillo	1		
Pipeta de 5 mL	4		

Fuente: los autores.

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Productos a traer

- Naranjas, mandarinas o uvas.
- Caña de azúcar.
- Leche entera.

- Decantar y filtrar con aplicación de vacío, si fuere necesario.
- Guardar el extracto de lactosa para la caracterización correspondiente.

b. Extracción de sacarosa.

- Licuar con ayuda de 100 mL de agua caliente algunos trozos de caña sin corteza.
- Recoger el producto desintegrado en un beaker de 250 mL.
- Adicionar 50 mL de agua destilada caliente al tejido desintegrado.
- Agitar por unos 3 a 5 minutos a fin de lavar la savia o jugo adherido a las fibras y facilitar la mejor extracción del azúcar.
- Pasar esta mezcla a través de tela doble.
- Clarificar el filtrado del jugo mediante adición de Ca(OH)₂ al 5 % hasta obtener un pH entre 8 y 8,5.
- Calentar hasta ebullición con agitación constante.
- Reposar y enfriar para lograr floculación de diversas sustancias presentes en el jugo, tales como proteínas, grasas, gomas, ceras, pectinas, ácidos orgánicos, minerales y otros componentes del tejido vegetal.
- Filtrar con ayuda de vacío.
- Guardar el extracto de sacarosa para la caracterización correspondiente.

Procedimiento

a. Extracción de la lactosa.

- A 100 mL de leche adicionar, poco a poco, HCl 0,1 M, hasta que el pH de la mezcla esté entre 4,6 y 4,8. Dejar en reposo para facilitar la separación de la cuajada y el lactosuero.
- Filtrar sobre tela doble o papel filtro cualitativo para separar la caseína y proceder con el suero filtrado.
- Adicionar Ca(OH)₂ al 5 % a este suero con todo cuidado y agitar suavemente, hasta alcanzar un pH de 6,2.
- Calentar la mezcla de suero hasta ebullición y dejar enfriar para que las proteínas y grasas residuales, la materia mineral y otras sustancias floculen y floten.
- Adicionar algo de dióxido de carbono para eliminar el exceso de hidróxido de calcio (soplando con un pitillo sobre la solución).

c. Extracción de la fructosa.

- Exprimir una naranja o una mandarina, o licuar de 6 a 8 uvas maduras con 100 mL de agua caliente.
- Calentar la mezcla en un beaker de 250 mL hasta alcanzar una ebullición suave.
- Filtrar en caliente con ayuda de vacío.
- Clarificar el filtrado mediante adición de $\text{Ca}(\text{OH})_2$ al 5 % hasta obtener un pH entre 8 y 8,5.
- Reposar y enfriar para lograr floculación de las diversas sustancias presentes.
- Filtrar con ayuda de vacío.
- Guardar el extracto de fructosa para la caracterización correspondiente.

Nota: las muestras deben ser rotuladas y guardadas en la nevera para la próxima práctica.

Instrucciones previas de manejo en el laboratorio

- Cada vez que se utilice el potenciómetro debe lavarse el electrodo antes y después de cada lectura, con agua destilada, mientras no se emplee se debe dejar en agua destilada limpia.
- Tener en cuenta las normas de seguridad en cuanto a la manipulación de los reactivos manejados.

Contenido que debe tener el informe

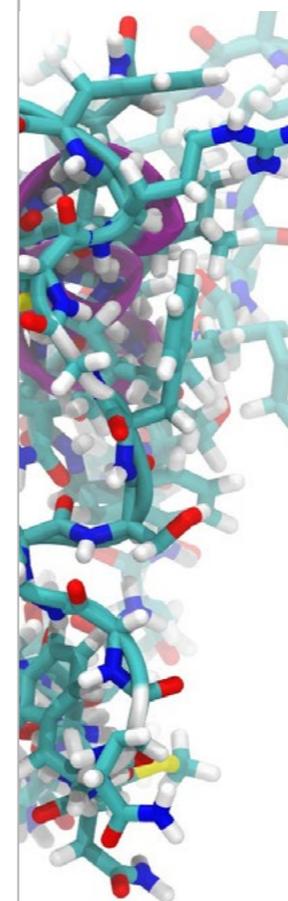
El informe se hará en conjunto con la práctica siguiente.

Bibliografía

- Guevara, M.I. Betalleluz, I. Kina, M. y Campos, D. (2015). Optimización del proceso de extracción de los fructooligosacáridos de yacón (*Smallantus Sonchifolius*). Universidad Nacional Agraria de Perú. Instituto de Biotecnología. Rev. Soc. Quím. Perú. 81(3), pp. 263-273.
- Gonzaga, N. Watanabe, L.S. Mereze, J. Madeira, T.B. Tamanini, R. Rios, E.A. Nixdorf S.L. y Beloti. V. (2019). Green method using water for lactose and lactulose extraction and determination in milk by high-performance liquid chromatography with refractive index detection. Rev. LWT-Food Science and Technology. Vol.113. no.108288.

Práctica N°8

Caracterización química de carbohidratos



Objetivo general

Identificar carbohidratos de manera cualitativa por medio de pruebas generales de caracterización.

Objetivos específicos

- Caracterizar químicamente carbohidratos extraídos de fuentes naturales (lactosa, sacarosa, fructosa y glucosa) y soluciones de azúcares grado reactivo.
- Diferenciar cualitativamente un azúcar reductor de uno no reductor.
- Realizar pruebas que permitan diferenciar monosacáridos de disacáridos.
- Diferenciar cualitativamente entre una aldosa y una cetosa, y entre una aldohexosa y una aldopentosa.

Aplicaciones agroindustriales

Los monosacáridos son algunos de los carbohidratos más usados en la industria alimentaria, licorera y, hasta, en la de combustibles (energías alternativas); entre los más utilizados están la glucosa y la fructosa (además la galactosa).

Un ejemplo de fermentación alcohólica es la elaboración del licor mexicano conocido como mezcal, que se da gracias a la fructosa extraída de la planta conocida como maguey, esta fructosa, gracias a la levadura, termina haciendo el proceso de fermentación alcohólica del cual se obtiene etanol, ingrediente principal de esta bebida alcohólica (Ramales Osorio M.C. y Ortiz Brao E.G. s.f). De igual forma, mediante fermentación de azúcares y otros procesos, se puede llegar a la obtención de bioetanol como alternativa de combustible. (Capdevila V.E; Kafarov V; Gely M.C. y Pagano A.M., 2015).

Por otro lado, tenemos la industria de alimentos en la cual la sacarosa (unión de dos mono-sacáridos, glucosa-fructosa) es usada continuamente como edulcorante y de acuerdo con las condiciones del proceso, como, por ejemplo, el empleo de altas temperaturas, le agregan cualidades al producto; como cuando ocurre la reacción de Maillard o la caramelización. Hoy en día se están usando algunas alternativas que sean mejores para la salud, como los polioles (Rodríguez Pérez M. y Agapito Serrano M.T., 2013) y otros tipos de edulcorantes.

Materiales y reactivos

Tabla 8.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Baño María	1	Agua destilada	5 L
Tubo de ensayo	20	Alcohol amílico (para análisis)	25 mL
Pipeta de 5 mL	5	Ácido sulfúrico (concentrado)	25 mL
Gradilla	1	Reactivo de Bial	50 mL
Pinza para tubo de ensayo	1	Reactivo de Barfoed	50 mL
Plancha de calentamiento	1	Reactivo de Molish	50 mL
Pipeteador	5	Reactivo de Benedict	50 mL
Gotero	5	Reactivo de Seliwanoff	50 mL

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Beaker de 50 mL	2	Fehling A	50 mL
		Fehling B	50 mL
		Fructosa (2 % p/v)	100 mL
		Maltosa (2 % p/v)	100 mL
		Xilosa (2 % p/v)	100 mL
		Sacarosa (2 % p/v)	100 mL
		Lactosa (2 % p/v)	100 mL
		Glucosa (2 % p/v)	100 mL

Fuente: los autores.

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Procedimiento

a. Prueba de Molish: identifica azúcares en general.

- Poner 1 mL del reactivo de Molish en un tubo de ensayo.
- Adicionar 1 mL del azúcar a analizar según la tabla 8.2.
- Mezclar y dejar caer lentamente y sin agitar unas gotas de H_2SO_4 concentrado hasta que se formen dos capas.
- Observar cuidadosamente y anotar cualquier cambio de color en la interface de los dos líquidos.

b. Prueba de Fehling: identifica azúcares reductores.

- En un tubo de ensayo mezclar 1 mL de Fehling A con 1 mL de Fehling B.
- Adicionar 1 mL de solución del carbohidrato asignado según la tabla 8.2.
- Calentar al baño maría por 3 minutos.

c. Prueba de Benedict: identifica azúcares reductores.

- Poner 1 mL del reactivo de Benedict en un tubo de ensayo.
- Adicionar 1 mL del azúcar a analizar según la tabla 8.2.
- Poner al baño maría por 3 minutos.
- Observar y anotar la coloración producida.

d. Prueba de Barfoed: identifica monosacáridos.

- Poner 2 mL del reactivo de Barfoed en un tubo de ensayo.
- Adicionar 1 mL del carbohidrato asignado según la tabla 8.2.
- Calentar al baño maría por 3 minutos.
- Retirar el tubo de ensayo y contra un fondo negro o blanco bien iluminado, observar si se ha producido un precipitado rojo, indicativo de la presencia de glucosa y otros monosacáridos.

- Filtrar sobre papel de filtro y observar si hay precipitado rojo sobre el filtro y las paredes del tubo.

e. Prueba de Seliwanoff: identifica cetosas.

- Poner 1 mL del reactivo de Seliwanoff en un tubo de ensayo.
- Adicionar 1 mL de la solución del carbohidrato asignado según la tabla 8.2.
- Calentar al baño maría por 3 minutos.
- Observar y anotar la coloración producida.

f. Prueba de Bial: identifica pentosas.

- Poner 1 mL del reactivo de Bial en un tubo de ensayo.
- Adicionar 1 mL de la solución del carbohidrato asignado según la tabla 8.2.

- Calentar al baño maría por 3 minutos.
- Enfriar el tubo con agua y agregar 1 mL de alcohol amílico.
- Agitar, observar y anotar la coloración producida.

Contenido que debe tener el informe

- Asignar en la tabla 8.2, el signo positivo o negativo según los resultados obtenidos.
- Hacer las estructuras de los diferentes carbohidratos trabajados en el laboratorio.
- Copiar las diferentes reacciones que se dan en estas pruebas.
- Analizar los resultados obtenidos, teniendo en cuenta las reacciones y las

estructuras de los diferentes carbohidratos; profundizar en los posibles carbohidratos que estén presentes en los extractos.

Instrucciones previas de manejo en el laboratorio

Tener en cuenta las normas de seguridad al utilizar cada uno de los reactivos, puesto que estos están preparados con compuestos orgánicos, cada uno con diferentes grados de toxicidad, acidez, etc.

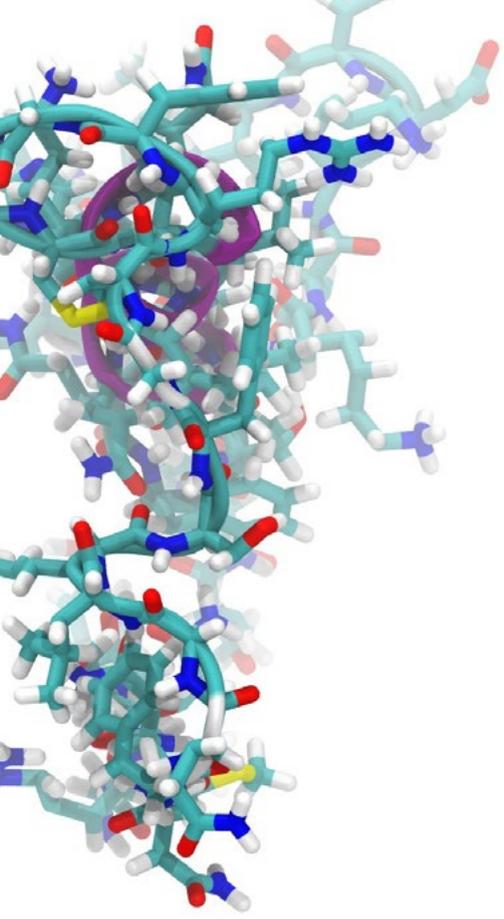
Bibliografía

- Ramales, M. C. and Ortiz, B. E. G. (s.f.). El proceso de la elaboración del mezcal y la importancia económica en la industria. *Rev. Académica de economía*. ISSN 1696-8352.
- Capdevila, V.E. Kafarov, V. Gely, M.C. and Pagano, A.M. (2015). Revaloración de residuos de la industria alimenticia para la producción de bioetanol de segunda generación. *Asociación Argentina de Ingenieros Químicos VIII*.
- Rodríguez, M. and Agapito, M. T. (2013). Efecto de los polioles en la nutrición y sus aplicaciones en la industria alimentaria. *Universidad de Valladolid*.

Tabla 8.2. Resultados de las pruebas según los carbohidratos relacionados

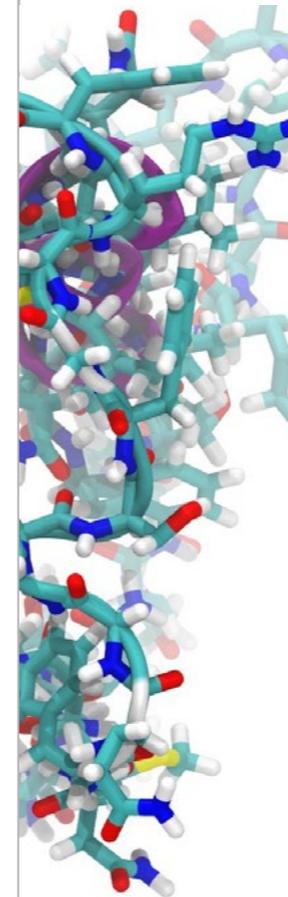
Carbohidratos	Pruebas					
	Molish	Fehling	Benedict	Barfoed	Seliwanoff	Bial
Extracto de caña de azúcar	*	*	*	*	*	*
Extracto de leche	*	*	*	*		
Extracto de fruta	*	*	*	*	*	*
Glucosa	*	*	*	*	*	
Fructosa	*	*	*		*	*
Sacarosa	*	*	*			
Lactosa	*	*	*	*		
Maltosa	*	*	*			
Xilosa	*	*	*		*	*

Las pruebas se realizarán a los carbohidratos seleccionados con el *
Fuente: los autores



Práctica N°9

Reacciones de caracterización de aminoácidos y proteínas



Objetivo general

Aplicar métodos cualitativos generales para la caracterización de aminoácidos y proteínas.

Objetivos específicos

- Caracterizar químicamente algunas soluciones de aminoácidos y proteínas, aplicando pruebas cualitativas.
- Identificar la presencia de aminoácidos y proteínas en soluciones de albúmina de huevo, gelatina y caseína de la leche.

Aplicaciones agroindustriales

Las proteínas son moléculas de gran tamaño formadas por una larga cadena lineal de sus elementos constitutivos propios, los aminoácidos (aa). Estos se encuentran formados de un grupo amino (NH_2) y un grupo



carboxilo (COOH), enlazados al mismo carbono de la molécula. Los aminoácidos se encuentran unidos por un enlace peptídico (enlace de un grupo amino con otro carboxilo perteneciente a otro aminoácido) (Martínez y Martínez, 2006). Desde el punto de vista nutricional la proteína es un macronutriente presente en los alimentos. La importancia de la proteína presente en la dieta se debe a su capacidad de aportar aminoácidos para atender al mantenimiento de la proteína corporal y al incremento de esta durante el crecimiento. La limitación en el aporte de energía y de proteína conduce a un retraso en el crecimiento. En el adulto, la pérdida de proteína corporal se asocia con numerosas alteraciones patológicas y a un aumento en la mortalidad (Martínez y Martínez, 2006).

Entre las diferentes investigaciones realizadas se encuentra un estudio para evaluar formulaciones de colada elaboradas con harina de sachá inchi (S.I.) producida a partir de la torta residual de la extracción del aceite. La torta de S.I. puede presentar proteína entre 36,9 y 59,0 % en base seca, adicionalmente, la composición aminoacídica presente en la torta puede ser igual o superior al patrón aminoacídico recomendado por la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) para adultos. La Organización Mundial de la Salud (OMS) recomienda que un adulto debe consumir aproximadamente 0,7 g/kg al día de proteína, los productos elaborados con la torta de este fruto y sus derivados podrían representar un aporte nutricional especialmente proteico para la dieta. La harina de S.I. producida a partir de la torta residual de la extracción del aceite puede ser considerada como buena fuente de proteína (Vásquez, Hincapié, Cardona, Jaramillo y Vélez, 2017). En otro estudio realizado sobre el desarrollo de galletas empleando harina de sachá inchi (*plukenetia volubilis* L.) obtenida de la torta residual, esta tiene un contenido proteico del 51,3 % BS, es importante evidenciar que la mayoría de los estudios consultados obtuvieron tortas con un contenido proteico por encima del 40 % (Vásquez, Jaramillo, Hincapié y Vélez, 2017).

Materiales y reactivos

Tabla 9.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Baño maría	1	Ninhidrina (para análisis)	50 mL
Mortero y mazo	1	Triptófano (2% p/v)	50 mL
Pipeta graduada de 5 mL	5	Tirosina (2% p/v)	50 mL
Tubo de ensayo	20	Caseína (2% p/v)	50 mL
Gradilla	1	Albúmina (2% p/v)	50 mL

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Pinza para tubo de ensayo	2	Fenilalanina (2% p/v)	50 mL
Mechero de gas	1	HNO ₃ (concentrado)	50 mL
Pera de succión	1	NaOH (40% p/v)	50 mL
Tabla y cuchillo	1	Biuret	50 mL
Beaker de 250 mL	3	H ₂ SO ₄ (concentrado)	50 mL
		Ácido acético (glacial)	50 mL
		Nitrito de sodio (1%)	50 mL
		Reactivo de Pauly	50 mL
		Reactivo de Millón	50 mL
		Nitrito de sodio (5% p/v)	50 mL
		Carbonato de sodio (5% p/v)	50 mL
		Nitroprusiato de sodio (5% p/v)	50 mL
		Aminoácido azufrado (cisteína, cistina o metionina) (2% p/v)	50 mL
		Hielo	500 g
		NH ₄ OH (concentrado)	5 mL

Fuente: los autores.

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Productos para traer

- 2 huevos de gallina.
- Un sobre de gelatina sin sabor.
- 250 mL leche entera.

Procedimiento

a. Reacción de la ninhidrina para los aminoácidos

La ninhidrina, un agente oxidante poderoso, reacciona con todos los aminoácidos a un pH entre 4 y 8 para dar un

compuesto de color púrpura. Esta reacción se efectúa también con aminos primarias y amoniaco, pero sin desprendimiento de CO₂. Los aminoácidos prolina e hidroxiprolina también reaccionan con la ninhidrina, pero en este caso se obtiene un color amarillo en vez del color púrpura. La reacción es muy sensible y es la ideal para la detección de aminoácidos en cromatogramas y su determinación cuantitativa en fracciones de columnas.

- Poner 1 mL, en tubos de ensayo, de cada una de las soluciones de aminoácidos o proteínas según la tabla 9.2.

- Agregar 1 mL de solución de ninhidrina a cada tubo de ensayo.
- Calentar al baño maría por 2 minutos.
- Observar y anotar la coloración producida.

b. Reacción xantoproteica

Los aminoácidos que contienen un núcleo aromático forman nitro derivados de color amarillo cuando se calientan con ácido nítrico concentrado. Las sales de estos derivados son de color naranja, al ser alcalinizadas con NaOH. Esta reacción indica la presencia de los aminoácidos aromáticos fenilalanina, tirosina y triptófano.

- Poner 2 mL, en tubos de ensayo, de cada una de las soluciones de aminoácidos o proteínas según la tabla 9.2.
- Adicionar 1 mL de HNO₃ concentrado.
- Calentar al baño maría por 1 minuto.
- Enfriar con agua.
- Agregar gota a gota NaOH al 40 %, hasta que la solución sea fuertemente alcalina. Verificar con papel indicador.
- Observar y anotar la coloración producida.

c. Prueba de Biuret para enlaces peptídicos:

El sulfato alcalino de cobre reacciona con compuestos que contienen dos o más enlaces peptídicos dando un complejo de coloración violeta. La intensidad del color obtenido es proporcional al número de enlaces peptídicos presentes en la proteína. Sin embargo, esta reacción también la pueden presentar compuestos que tengan dos grupos

carbonilos unidos por un átomo de nitrógeno o de carbono.

- Poner 2 mL, en tubos de ensayo, de cada una de las soluciones de aminoácidos o proteínas según la tabla 9.2.
- Agregar 1 mL del reactivo de Biuret.
- Agitar vigorosamente.
- Observar y anotar la coloración producida.

d. Reacción de Hopkins – Cole:

Está formado por una mezcla de solución concentrada de H₂SO₄ con un aldehído, el cual forma un producto de color índigo al reaccionar con el triptófano.

- Poner 2 mL, en tubos de ensayo, de cada una de las soluciones de aminoácidos o proteínas según la tabla 9.2.
- Agregar 2 mL de ácido acético glacial.
- Adicionar lentamente 1 mL de H₂SO₄ concentrado por las paredes del tubo, hasta que se formen dos capas.
- Observar y anotar el cambio de color en la interfase; si se forma un anillo violeta la reacción se considera positiva.

e. Reacción de Millon

Los compuestos que contienen el radical hidróxibenceno reaccionan con el reactivo de Millon, el cual es una mezcla de Hg (NO₃)₂ en una solución de ácido nítrico al 15 %. Los únicos aminoácidos fenólicos detectados con este reactivo son la tirosina y sus derivados, dando un complejo de color rojo.

- Poner 1 mL, en tubos de ensayo, de cada una de las soluciones de aminoácidos o proteínas según la tabla 9.2.

- Agregar 5 gotas del reactivo de Millon.
- Calentar al baño maría por 10 minutos.
- Dejar enfriar a temperatura ambiente.
- Agregar 5 gotas de solución de nitrito de sodio al 1 %.
- Observar y anotar la coloración producida.

f. Prueba de Pauly

El ácido sulfanílico diazotizado se une con las aminas, fenoles e imidazoles para dar compuestos AZO fuertemente coloreados. Los compuestos diazonio se forman únicamente en el frío, así que las soluciones deben enfriarse en hielo antes de la diazotización.

- Poner 2 mL, en tubos de ensayo, de cada una de las soluciones de aminoácidos o proteínas según la tabla 9.2.
- Agregar 1 mL del reactivo de Pauly.
- Mezclar el contenido del tubo.

- Enfriar en baño de hielo.
- Agregar 1 mL de solución de nitrito de sodio (NaNO₂) al 5 % y dejar al frío por 3 minutos.
- Alcalinizar la solución añadiendo 2 mL de solución de carbonato de sodio al 5 % (Na₂CO₃).
- Observar y anotar la coloración producida.
- Prueba del nitroprusiato: los grupos tioles reaccionan con nitroprusiato de sodio en presencia de un exceso de amoníaco para dar un color rojo.
- Poner 2 mL, en tubos de ensayo, de cada una de las soluciones de aminoácidos o proteínas según la tabla 9.2.
- Agregar 0,5 mL de solución fresca de nitroprusiato de sodio.
- Agregar 0,5 mL de hidróxido de amonio.
- Observar y anotar la coloración producida.

Tabla 9.2 Reacciones de caracterización de aminoácidos y proteínas

Reactivo a.a. Proteína	Ninhidrina	Xantoproteica	Biuret	Hopkins-cole	Millon	Pauly	Nitroprusiato
Clara de huevo	X	X	X	X	x	x	x
Gelatina	X	X	X	X	x		x
Albumina	X	X	X	X	x		x
Caseína	X	X	X	X	x		x
Triptófano	X	X	X	X		x	
Tirosina	X	X		X	x	x	
Fenilalanina	X	X			x	x	
Metionina	X	X				x	x

Las pruebas se realizarán a los aminoácidos (a.a.) y proteínas seleccionados con el *
Fuente: los autores

Contenido que debe tener el informe

- Asignar en la tabla 9.2, el signo positivo o negativo según los resultados obtenidos.
- Hacer las estructuras de los diferentes aminoácidos trabajados en el laboratorio.
- Copiar los aminoácidos que componen las proteínas trabajadas en el laboratorio.
- Copiar las diferentes reacciones que se dan en estas pruebas.
- Analizar los resultados obtenidos, teniendo en cuenta las reacciones, estructuras y composición de los aminoácidos y proteínas trabajados en el laboratorio.

Instrucciones previas de manejo en el laboratorio

Tener en cuenta las normas de seguridad al manejar cada uno de los reactivos, puesto que estos están preparados con compuestos orgánicos, cada uno con diferentes grados de toxicidad, acidez, etc.

Bibliografía

- Martínez, O., and Martínez de Victoria, E. (2006). Proteínas y péptidos en nutrición enteral. *Nutrición Hospitalaria*. 21(2), pp. 01-14.
- Vásquez, D., Hincapié, G., Cardona, M., Jaramillo, D., and Vélez, L. (2017). Formulación de una colada empleando harina de sachu inchi (*Plukenetia Volubilis L.*) proveniente del proceso de obtención de aceite. *Perspectivas en Nutrición Humana*. 19(2), pp. 167-79.
- Vásquez, D., Jaramillo, J., Hincapié, G., and Vélez, L. (2017). Desarrollo de galletas empleando harina de sachu inchi (*Plukenetia volubilis L.*) obtenida de la torta residual. *UGCiencia*. 23, pp. 101-113.

Práctica N°10

Química de lípidos

Objetivo general

Evaluar algunas propiedades físicas y químicas de diferentes lípidos saponificables.

Objetivos específicos

- Identificar si un aceite ha pasado por el proceso de refinado mediante la prueba de fosfolípidos.
- Identificar la solubilidad y el punto de humo de algunos lípidos saponificables.

Aplicaciones agroindustriales

Los lípidos son grupos de compuestos constituidos por carbono, hidrógeno y oxígeno que integran cadenas hidrocarbonadas alifáticas o aromáticas, aunque también contienen fósforo y nitrógeno. Desempeñan muchas funciones en los tejidos, además de que son la fuente energética más importante, ya que

cada gramo genera 9 kcal (38,2 kJ) porque en su estructura contienen más átomos de carbono que las proteínas y los hidratos de carbono que producen 4 kcal/g (17 kJ/g) cada uno; muchos cumplen una actividad biológica, unos son parte estructural de las membranas celulares y de los sistemas de transporte de diversos nutrimentos, otros son ácidos grasos indispensables, vitaminas y hormonas y algunos constituyen pigmentos. También actúan como aislantes naturales en el hombre y en los animales, ya que, por ser malos conductores del calor, el tejido adiposo mantiene estable la temperatura del organismo (Badui, 2006).

Los lípidos, además de ser la mayor fuente de energía en la dieta dan sabor a los alimentos. Los ácidos grasos contribuyen no solo a la consistencia del material graso sino también a su capacidad gastronómica y culinaria. La industria alimentaria incorpora ácidos grasos poliinsaturados en la elaboración de productos de panadería, lácteos, bocadillos y suplementos nutricionales, entre otros (Castaño et al., 2012). El aguacate es una excelente fuente de aceite, el cual posee entre un 70 % y un 77 % de grasas monoinsaturadas, incluyendo entre 63 % y 69 % de ácido oleico, 14 % de ácido palmítico y trazas de ácido esteárico, mirístico, linolénico y raquíico. Este producto a ganado interés en el campo gastronómico por su aporte nutricional, trayendo grandes beneficios al consumidor, previniendo la acumulación de colesterol y enfermedades cancerígenas (Serpa et al., 2014). Al igual que el aguacate, el aceite de sacha inchi tiene gran potencial de aplicación en la industria alimentaria, las semillas contienen en promedio 48 % de aceite y 27 % de proteínas ricos en treonina y triptófano, un alto contenido de ácidos grasos poliinsaturados, principalmente el ácido alfa linolénico y el ácido linoleico, estos ácidos grasos esenciales ofrecen importantes beneficios para la salud y la nutrición, como la protección contra enfermedades cardiovasculares (Rodríguez et al., 2015).

Materiales y reactivos

Tabla 10.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Centrífuga	1	Étanol (absoluto)	200 mL
Tubo de centrífuga	4	Éter de Petróleo (para análisis)	50 mL
Termómetro (hasta 300°C)	1	Diclorometano (para análisis)	50 mL
Plancha de calentamiento	1	Hielo	500 g
Beaker de 100 mL	2		
Espátula	1		

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Tubo de ensayo	5		
Gradilla	1		
Probeta de 50 mL	1		

Fuente: los autores.

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Productos para traer

100 g de mantequilla.
100 g de margarina.
100 mL de aceite vegetal crudo.
100 mL de aceite vegetal (comercial).
100 g de sebo.

Procedimiento

a. Punto de humo.

Es la temperatura a la cual el aceite o la grasa se empieza a quemar o degradar térmicamente.

- Poner en beakers aproximadamente 40 g o 40 mL de las diferentes muestras de lípidos con que se cuenta en el laboratorio.
- Ponerlos en una plancha de calentamiento y aplicar calor de manera controlada.
- Determinar con termómetro la temperatura a la cual se alcanza el punto de humo (humo blanco).
- Anotar el valor obtenido en cada lípido.

b. Prueba de frío

Es el tiempo necesario para provocar el enturbiamiento de un aceite contenido

en un recipiente, sumergido en un baño de hielo.

- Adicionar en tubos de ensayo, 2 mL de un aceite refinado y de 2 mL de aceite sin refinar.
- Introducir los tubos de ensayo en un baño de hielo.
- Observar y anotar el tiempo que se requiere para el enturbiamiento del aceite.

c. Fosfolípidos (Desgomado).

- Adicionar en tubos de centrífuga, 5 mL de los diferentes aceites a trabajar.
- Agregar 1 mL de agua a cada uno de los tubos.
- Centrifugar a 250 rpm durante 5 minutos.
- Si aparece un precipitado de color blanco en la fase acuosa, significa que hay fosfolípidos en el aceite.

d. Prueba de solubilidad.

- Tomar 5 tubos de ensayo y agregar a cada uno 1 mL de:
 - Aceite + diclorometano.
 - Mantequilla + éter.
 - Aceite + alcohol puro.
 - Sebo + éter.
 - Aceite + agua.

- Agitar fuertemente los tubos y observar si se forma una sola fase que permanezca en el tiempo o se separan después de varios minutos.
- Anotar los resultados obtenidos.
- Tener los cuidados necesarios con los solventes y reactivos manejados en la práctica.

Bibliografía

Badui, S. (2006). Química de alimentos. México: Universidad Iberoamericana.

Castaño, D., Valencia, M., Murillo, E., Mendez, J., and Eras, J. (2012). Composición de ácidos grasos de sacha inchi (*plukenetia volubilis linneo*) y su relación con la bioactividad del vegetal. Revista Chilena de Nutrición. 39 (1), pp. 45-52.

Rodríguez, G., Villanueva, E., Glorio, P., and Baquerizo, M. (2015). Estabilidad oxidativa y estimación de la vida útil del aceite de sacha inchi (*Plukenetia volubilis L.*). Scientia Agropecuaria. 6(3), pp. 155-163.

Serpa, A., Echeverri, A., Lezcano, M., Vélez, L., Ríos, A., and Hincapié, G. (2014). Extracción de aceite de aguacate variedad "hHass" (persea americana mill) liofilizado por prensado en frío. Revista Investigaciones Aplicadas. 8(2), pp. 113-123.

Contenido que debe tener el informe

- Completar la tabla 10.2 con los resultados obtenidos.
- Realizar el análisis de los resultados obtenidos de acuerdo con las propiedades fisicoquímicas de los lípidos trabajados.

Instrucciones previas de manejo en el laboratorio

- Tener especial cuidado en el manejo de la centrifuga.

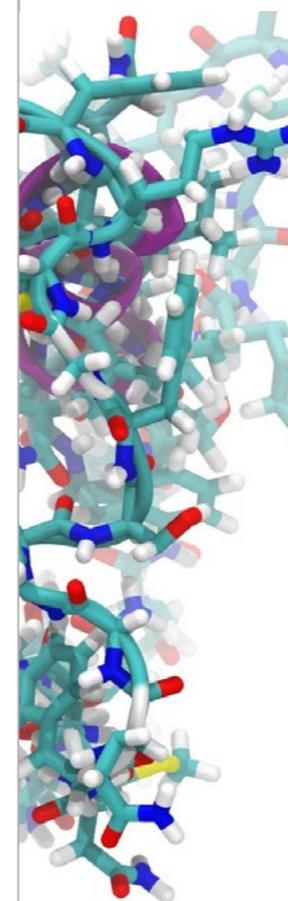
Tabla 10.2 Resultados

Materia prima	Punto de humo	Prueba de frío	Desgomado	Prueba de solubilidad
Mantequilla				
Margarina				
Sebo				
Aceite refinado				
Aceite extra virgen				

Fuente: los autores

Práctica N°11

Pardeamiento enzimático



Objetivo general

Identificar los diferentes factores que producen el pardeamiento enzimático y los diferentes mecanismos de control de este fenómeno bioquímico.

Objetivos específicos

- Comprobar el pardeamiento enzimático en una fruta que contenga polifenoles como sustrato.
- Identificar el oxígeno como uno de los factores que intervienen en la reacción de pardeamiento enzimático en algunos frutos.
- Evaluar la aplicación de algunos procesos que permitan la inhibición del pardeamiento enzimático en frutas.
- Evaluar la conveniencia del fenómeno de pardeamiento enzimático en frutas.

Aplicaciones agroindustriales

El pardeamiento de los alimentos puede seguir dos tipos de mecanismos claramente diferenciados: los de carácter enzimático, en los que intervienen enzimas propios del alimento, y los no enzimáticos, debido a procesos estrictamente químicos. El pardeamiento enzimático se produce mayoritariamente en alimentos de origen vegetal y se basa en reacciones de oxidación de sustratos de tipo fenólico, fácilmente oxidables, siendo catalizadas estas reacciones por enzimas genéricamente denominadas fenolasas o polifenol oxidasas (Hernández y Sastre, 1999). Uno de los principales problemas que reduce la vida útil de las frutas y hortalizas mínimamente procesadas es el pardeamiento enzimático de la superficie del corte, ya que convierte los compuestos fenólicos en pigmentos de color oscuro. Este deterioro tiene gran importancia por su impacto visual que perjudica la aceptación organoléptica, la calidad comercial y reducir el valor nutritivo del alimento (Denoya et al, 2012).

Entre los métodos empleados para el control del pardeamiento aparecen los tratamientos físicos, tales como los tratamientos térmicos, radiación ionizante,

radiación no ionizante (UV-C, microondas, ultrasonido), bajas temperaturas y manejo de la composición de la atmósfera, ya sea mediante el uso de envasado en atmósfera modificada o recubrimientos comestibles. Los tratamientos térmicos y el uso de radiación producen la inactivación de carácter reversible o irreversible de las enzimas responsables de los procesos (Silveira, A. C., 2017). El uso de aditivos químicos es la técnica más empleada para la reducción del pardeamiento enzimático. Estos productos pueden actuar sobre la enzima, el sustrato o los productos de la reacción. El pardeamiento enzimático también puede ser controlado a través del uso de agentes antioxidantes y complejantes, capaces de formar complejos con los sustratos de la polifenoloxidasas o de interaccionar con los productos de la reacción. La principal acción de los antioxidantes químicos es evitar el pardeamiento mediante la reducción de las o-quinonas a sus o-difenoles precursores (Silveira, 2017). En un estudio sobre el control del pardeamiento enzimático en manzanas cortadas mediante un sistema de envasado activo, se obtuvo como resultado una mejora de estabilidad en el color de la manzana y una reducción de la actividad polifenoloxidasas, la cual se evaluó por espectrofotometría UV/Vis (Piedra, 2017).

Materiales y reactivos

Tabla 11.1 Materiales y reactivos

Insumos y equipos		Sustancias químicas	
Nombre	Cantidad	Nombre	Cantidad
Balanza analítica	1	Agua destilada	10 L
Baño maría	1	Cloruro de sodio (2% p/v)	200 mL
Licuada	1	Solución de catecol (1% p/v)	50 mL
pHmetro	1	Ácido cítrico (0.5% p/v)	250 mL
Caja de petri	7	Bicarbonato de sodio (1% p/v)	250 mL
Tubos de ensayo	10	Ácido cítrico (1.5% p/v)	250 mL
Termómetro (0 - 100°C)	1	Bicarbonato de sodio (2% p/v)	250 mL
Vidrio reloj de 12 mm	5	Solución de pirogalol (1% p/v)	50 mL
Cápsula de porcelana de 10 mm	5	Solución de fenol (1% p/v)	50 mL
Pipeta graduada de 5 mL	5	Ácido ascórbico (5% p/v)	250 mL
Estufa de calentamiento	1	Ácido ascórbico (2.5% p/v)	250 mL
Gradilla	1	Ácido ascórbico (1% p/v)	250 mL
Pera de succión	1	Ácido clorhídrico (2N)	250 mL
Beaker de 250 mL	3		
Tabla y cuchillo	1		
Mortero y mazo	1		
Goteros	5		

Fuente: los autores.

Listado de los materiales y reactivos que se requieren por grupo de laboratorio.

Productos para traer:

1 pera, 1 plátano, 1 papa.
4 manzanas.
1 limón.

Procedimiento:

Contacto del aire con el tejido vegetal.

- Seleccionar una unidad fresca, sana y poco madura de diversas frutas y hortalizas de pulpa blanca (manzana, pera, plátano, papa).
- Lavar y secar cuidadosamente.
- Cortar cada unidad en cuatro cuartos, transversal o longitudinalmente.
- Dejar al aire dos cuartos.
- Sumergir otro cuarto dentro de agua recién destilada y fría por 1 minuto.
- Sumergir el último cuarto en una solución de cloruro de sodio de 2 % en vasos de precipitado durante 1 minuto (la zona de corte debe estar muy visible).
- Sacar los dos últimos trozos del agua y de la solución de cloruro de sodio y exponerlas al aire.
- Observar en qué productos aparece pardeamiento, comparar los tiempos en los que aparece el pardeamiento.
- Anotar los resultados.

Efecto del tratamiento previo del producto sobre la reacción de pardeamiento.

Primera parte

- Pelar una manzana, quitar las semillas y cortar rápidamente en trozos.
- Homogenizar en una licuadora con 150 mL de agua recién destilada, entre 10 y 15 segundos.
- Filtrar enseguida a través de gasa o lino.

- Medir el pH.
- Recibir el filtrado en un erlenmeyer y tapar debidamente. (Proceder con celeridad, en forma simultánea en este y los dos siguientes experimentos, de lo contrario, se debe preparar jugo para cada prueba).
- Poner 10 mL del filtrado en un tubo de ensayo.
- Poner 10 mL en una caja de Petri destapada.
- Anotar el tiempo en el cual aparece el pardeamiento.

Segunda parte

- Tomar la mitad de otra manzana de la misma variedad.
- Cortar por la mitad en sentido longitudinal.
- Poner una cuarta parte con sus cortes expuestos al aire, sobre un vidrio de reloj o placa de porcelana.
- Al mismo tiempo triturar o desintegrar la otra cuarta parte.
- Poner junto al trozo entero.
- Anotar los tiempos en los cuales aparece el pardeamiento en cada muestra.

Efecto del calor sobre la reacción de Pardeamiento.

- Rotular 5 tubos de ensayo con las letras A, B, C, D, E.
- Añadir 10 mL de filtrado de manzana fresco en cada tubo.
- Someter estas muestras a los siguientes tratamientos térmicos:
- Tubo A: mantener a temperatura ambiente.

- Tubo B: calentar a la llama en un mechero y dejar hervir con suavidad durante 1 minuto.
- Tubo C: calentar al baño maría a 80 °C por 2 minutos.
- Tubo D: calentar al baño maría a 60 °C por 2 minutos.
- Tubo E: calentar al baño maría a 40 °C por 2 minutos.

Efecto de pH sobre la reacción de pardeamiento.

- Rotular 6 vidrios de reloj y sobre ellos poner trozos iguales de manzana empapados en las siguientes soluciones, cuyo pH se debe medir previamente.
- Ácido cítrico al 0,5 %.
- Ácido cítrico al 1,5 %.
- Zumo de limón.
- Agua destilada.
- Bicarbonato de sodio al 1 %.
- Bicarbonato de sodio al 2 %.
- Dejar los vidrios de reloj con las muestras expuestas al aire durante varios minutos.
- Anotar los tiempos en que los trozos de manzana se empiezan a pardear.

Causantes del pardeamiento.

- Rotular cuatro vidrios de reloj o cápsulas de porcelana.
- Poner en los vidrios o cápsulas trozos iguales de manzana fresca y sana.
- Remojar cada uno de ellos de acuerdo con la siguiente distribución de tratamientos.
- Solución de catecol al 1 %.
- Solución de pirogalol al 1 %.

- Solución de fenol al 1 %.
- Agua destilada.
- Observar los cuatro trozos, la rapidez de la reacción y el grado de la coloración.
- Comparar con los experimentos precedentes sobre el pardeamiento enzimático y comparar las estructuras de las tres sustancias empleadas con los componentes fenólicos que se encuentran de manera natural en la manzana y otras frutas.

Relación tiempo - temperatura en el control del pardeamiento.

Primera parte

- Rotular o enumerar 7 tubos de ensayo.
- En cada uno de los tubos poner 5 mL de filtrado fresco de manzana, de una variedad dada, preparada como ya se indicó anteriormente.
- Calentar los tubos uno a uno en la llama de un mechero durante 5, 10, 15, 30, 60, 75 y 90 segundos respectivamente.
- Enfriar cada tubo con la mayor rapidez posible, bajo un chorro de agua fría.
- Adicionar una gota de catecol al 1 %, con el fin de acelerar el pardeamiento que pueda presentarse.
- Mantener los tubos en una gradilla para poder comparar.
- Observar a partir de qué tubo deja de presentarse pardeamiento, a fin de determinar el tiempo requerido para inhibir la reacción enzimática. (De ser necesario, restringir los rangos de tiempo para establecer una relación más adecuada y precisa entre el tiempo y la temperatura).

Segunda parte

- Poner 5 trozos iguales y frescos de manzana de una variedad dada, dentro de agua en ebullición.
- Retirar del calor los trozos de manera sucesiva a los 30, 60, 90, 120 y 150 segundos.
- Enfriar rápidamente.
- Poner sobre una bandeja de vidrio, porcelana o esmalte blanco.
- Cortar cada trozo por la mitad y exponer al aire.
- Observar a partir de qué muestra deja de presentarse el pardeamiento.
- Poner unas gotas de catecol al 1 % sobre los cortes de los trozos, con el objeto de acelerar y mejorar la coloración, o modificar los rangos de tiempo para lograr una relación más exacta.
- Anotar los resultados obtenidos.
- Analizar estos resultados, comparar el filtrado y los trozos de manzana.
- Control químico del pardeamiento.

Control con ácido ascórbico

- Poner cinco trozos frescos e iguales de manzana de una variedad dada, sobre vidrios de reloj.
- Remojar cada trozo con una de las siguientes soluciones:
 - Agua.
 - Ácido ascórbico al 1 %.
 - Ácido ascórbico al 2,5 %.
 - Ácido ascórbico al 5 %.
 - Ácido clorhídrico al 2N.
- Anotar el tiempo en que cualquiera de los trozos se torna más marrón o pardo que el trozo 5. (El trozo 5 actúa como testigo y patrón de comparación debido

a que es imposible el pardeamiento por la adición del ácido clorhídrico 2N).

Contenido que debe tener el informe

- Realizar una tabla de resultados por cada experimento, que contenga lo que se solicita en cada punto.
- Análisis de resultados de cada punto y conclusiones generales de la práctica.

Instrucciones previas de manejo en el laboratorio

Todos los reactivos ofrecen altos grados de peligrosidad por ingestión o contacto con la piel, manipular con pipeta y pera de succión. Tener cuidado especial con el HCl 2N, el fenol, el pirogalol y el catecol. No consumir los insumos antes ni después de los tratamientos.

Bibliografía

- Denoya, G., Ardanaz, M., Sancho, A., Benítez, C., González, C., and Guidi, S. (2012). Efecto de la aplicación de tratamientos combinados de aditivos sobre la inhibición del pardeamiento enzimático en manzanas cv. Granny Smith mínimamente procesadas. *Revista de Investigaciones Agropecuarias*. 38(3), pp. 263-267.
- Hernández, M and Sastre, A. (1999). *Tratado de nutrición*. Madrid, España: Díaz de Santos.

Silveira, A. C. (2017). Uso de aditivos y métodos físicos para mantener la calidad de los productos de IV gama o mínimamente procesados. *Agrociencia Uruguay*, 21(1), pp. 1-6.

Piedra, F. J. (2017). Control del pardeamiento enzimático en manzanas cortadas (Red Delicious) mediante un sistema de envasado activo. *Enfoque UTE*, 8(2), pp. 66-77.

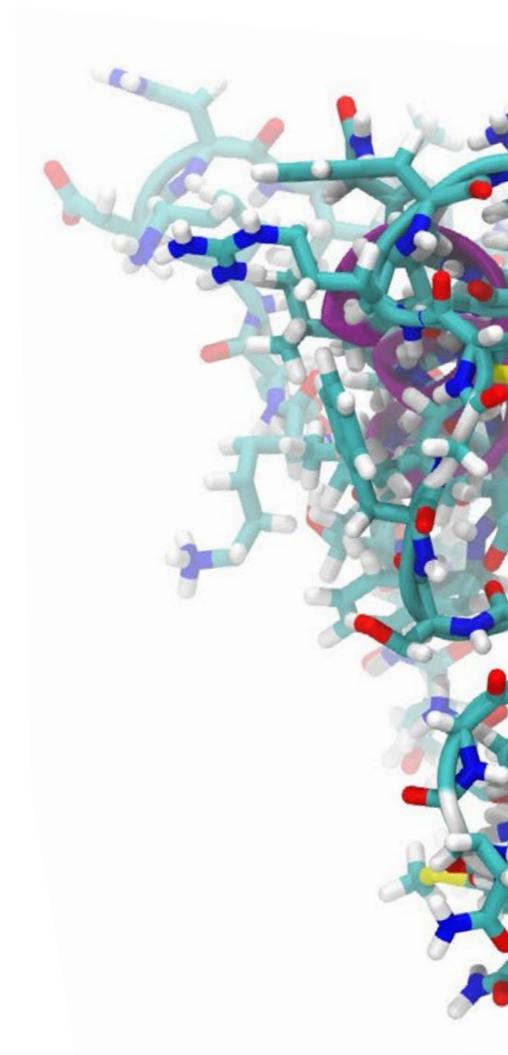


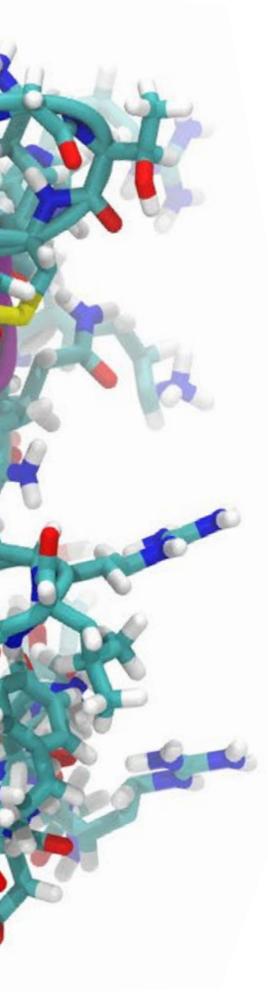
Universidad
Pontificia
Bolivariana

SU OPINIÓN



Para la Editorial UPB es muy importante ofrecerle un excelente producto.
La información que nos suministre acerca de la calidad de nuestras publicaciones será muy valiosa en el proceso de mejoramiento que realizamos.
Para darnos su opinión, comuníquese a través de la línea (57)(4) 354 4565 o vía correo electrónico a editorial@upb.edu.co
Por favor adjunte datos como el título y la fecha de publicación, su nombre, correo electrónico y número telefónico.





La química es una ciencia que permea muchas profesiones, entre ellas la ingeniería agroindustrial; esta profesión tiene como objeto de estudio los productos de origen biológico, por eso se hace necesario conocer en primera instancia algunos compuestos orgánicos con aplicaciones en el área, como son los alcoholes, fenoles, aldehídos, cetonas, ácidos carboxílicos y ésteres.

Cuando ya se tiene un acercamiento a los compuestos orgánicos de interés agroindustrial se procede a trabajar con los metabolitos primarios (carbohidratos, aminoácidos, proteínas y lípidos). Por último, se evalúa el pardeamiento enzimático en algunas frutas que sufren este fenómeno al ser cortadas; se incide en los tres factores fundamentales de esta reacción como son el sustrato, la enzima y el oxígeno para evaluar los procesos que se le pueden realizar a las frutas para evitar esta indeseable reacción.

Las prácticas están diseñadas para que el estudiante identifique los objetivos, algunas aplicaciones agroindustriales y un procedimiento que lo lleve a obtener unos resultados que se plasman en cada práctica y que se deben analizar a la luz de los conceptos consultados previamente; se sugiere que antes de la sesión el estudiante realice el diagrama de flujo del procedimiento para tener más claridad y que pueda hacer las preguntas necesarias al docente que oriente el curso. Se propone el contenido que debe tener el informe para orientar mejor al estudiante, aunque se deja abierta la posibilidad de que complemente con los análisis que considere pertinentes para una mejor comprensión de cada tema.

