



**UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA
SEDE GUAYAQUIL**

CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA

**CARACTERIZACIÓN BROMATOLÓGICA Y FUNCIONAL DE
MACROMOLÉCULAS Y METABOLITOS FERMENTATIVOS DEL
PEDÚNCULO FLORAL DE *AGAVE CORDILLERENSIS***

*Trabajo de titulación previo a la obtención del
título de Ingeniero en Biotecnología*

AUTORES: MONSERRATE MORALES EMILY DENNISE
CEPEDA HOLGUÍN WELINTON RAMIRO

TUTOR: Mgtr. NELLY LORENA PULGAR OLEAS

GUAYAQUIL - ECUADOR

2026

**CERTIFICADO DE RESPONSABILIDAD Y AUTORÍA DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN**

Nosotros, **Emily Dennise Monserrate Morales** con documento de identificación N° 0951513167 y **Welinton Ramiro Cepeda Holguín** con documento de identificación N° 0916283898 manifestamos que:

Somos los autores y responsables del trabajo y; no autorizamos a que la Universidad Politécnica Salesiana pueda usar, reproducir, difundir o publicar de manera total o parcial el presente trabajo de titulación.


Guayaquil, 28 de enero del año 2026

Atentamente,



Emily Dennise Monserrate Morales

CI: 0951513167



Welinton Ramiro Cepeda Holguín

CI: 0916283898

**CERTIFICADO DE CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN A LA UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA**

Nosotros, **Emily Dennise Monserrate Morales** con documento de identificación N° 0951513167 y **Welinton Ramiro Cepeda Holguín** con documento de identificación N° 0916283898, expresamos nuestra voluntad y por medio del presente documento cedemos a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que somos autores del trabajo experimental: **CARACTERIZACIÓN BROMATOLÓGICA Y FUNCIONAL DE MACROMOLÉCULAS Y METABOLITOS FERMENTATIVOS DEL PEDÚNCULO FLORAL DE AGAVE CORDILLERENSIS**, el cual ha sido desarrollado para optar por el título de: Ingeniero/a en Biotecnología, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En concordancia con lo manifestado, suscribimos este documento en el momento que hacemos la entrega del trabajo final en formato digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Guayaquil, 28 de enero del año 2026

Atentamente,



Emily Dennise Monserrate Morales

CI: 0951513167



Welinton Ramiro Cepeda Holguín

CI: 0916283898

CERTIFICADO DE DIRECCIÓN DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, **Nelly Lorena Pulgar Oleas** con documento de identificación N°0602420911 docente de la Universidad Politécnica Salesiana, declaro que, bajo mi tutoría, fue desarrollado el trabajo de titulación: **CARACTERIZACIÓN BROMATOLÓGICA Y FUNCIONAL DE MACROMOLÉCULAS Y METABOLITOS FERMENTATIVOS DEL PEDÚNCULO FLORAL DE AGAVE CORDILLERENSIS** realizado por **Emily Dennise Monserrate Morales** con documento de identificación N° 0951513167 y **Welinton Ramiro Cepeda Holguín** con documento de identificación N° 0916283898 obteniendo como resultado final el trabajo de titulación bajo la opción Trabajo Experimental que cumple con todos los requisitos determinados con la Universidad Politécnica Salesiana.

Guayaquil, 28 de enero del año 2026

Atentamente,



Nelly Lorena Pulgar Oleas

CI: 0602420911

Dedicatoria Emily Monserrate

Esta tesis está dedicada, en primer lugar, a Dios, por ser mi guía constante y por permitirme tener a mis padres, Juan Monserrate y Mariuxi Morales, quienes han sido los pilares fundamentales de mi vida. Gracias a ellos he aprendido a no rendirme, a creer en mí misma y a seguir adelante incluso en los momentos más difíciles. Sus consejos, su amor incondicional y su apoyo permanente han sido esenciales a lo largo de mi formación académica, desde mis primeros años de estudio hasta culminar esta etapa universitaria.

A mi familia, especialmente a mis tíos, por brindarme su apoyo incondicional, por estar presentes en cada momento y por ayudarme sin dudar cuando lo he necesitado. A mis tías, por sus valiosos consejos y por motivarme constantemente a crecer y mejorar día a día en el ámbito personal, y por creer siempre en mí.

A mis abuelitos, por escucharme con paciencia en los momentos de tristeza, por sus palabras de aliento, sus sabios consejos y por su amor infinito. Gracias por su apoyo incondicional y por tenerme siempre presente en sus oraciones, las cuales han sido una fortaleza en cada paso de este camino.

Dedicatoria Ramiro Cepeda

Este trabajo de investigación experimental está dedicado primero a Dios quien nos permite y nos da el conocimiento necesario para poder llegar y cumplir nuestras metas, a mi compañera de vida mi esposa Maricela quien es la que siempre me ha empujado a seguir adelante y poder cumplir este sueño que es de toda mi familia, a mis hijos que después de mi esposa son también los que me empujan a seguir, a mis Padres por darme la vida y mis suegros quienes están presentes en todo momento.

Agradecimiento

Agradecemos a nuestra tutora Nelly Lorena Pulgar Oleas quien estuvo al pendiente de nuestro proceso y siempre nos ayudó cuando teníamos alguna duda y también en la parte experimental nos ofreció su tiempo y experiencia evitando que cometamos errores en la metodología y que los resultados tengan precisión

También en la parte experimental contamos con la ayuda de los laboratoristas Angie y Carla quienes nos ayudaron con los materiales para llevar a cabo nuestra investigación.

Resumen

La cabuya negra (*Agave cordillerensis*), una especie nativa de zonas andinas Esta especie forma una roseta de hojas carnosas de color verde grisáceo, lanceoladas. Durante la fase reproductiva, desarrolla un pedúnculo floral, planta ha sido utilizada para la obtención de fibras textiles y no utilizado como fuente de alimentación. El pedúnculo floral, una estructura que representa una gran fuente de energía por parte de la planta, no ha sido históricamente utilizado o descartado después de la floración. El objetivo de este proyecto es caracterizar la bromatología, funcionalidad de las macromoléculas y metabolitos fermentativos del pedúnculo floral de *Agave cordillerensis* para establecer las biomoléculas presentes y la bebida de fermentación del mismo. Se trabajo con el siguiente protocolo, se muestreo el material vegetal y se desinfecto con una solución de cloro al 1% y se enjuago con agua destilada y se coloca en la estufa a 49 °C, luego se obtuvo una harina posteriormente se realizó un análisis de benedict, biuret, Lugol, molish, sudan, permanganato de potasio, contenido de humedad, pH del material vegetal. Además, se realizó la fermentación del zumo de los pedúnculos del Agave, esterilizándolos en el auto clave 121 °C, 15 psi, 15 min con posterior inoculación con *S cerevisiae*, a 28–32 °C, 48–72h, evaluando su potencial nutricional y fermentativo del pedúnculo floral para su uso sostenible y amigable con el ambiente.

Palabras clave: *Agave cordillerensis*, Pedúnculo, Azucares fermentables, Producto bioactivo.

Abstract

Black agave (*Agave cordillerensis*), a species native to the Andean region, forms a rosette of fleshy, grayish-green, lanceolate leaves. During its reproductive phase, it develops a floral peduncle. The plant has been used for obtaining textile fibers but not as a food source. The floral peduncle, a structure that represents a significant energy source for the plant, has historically been neither used nor discarded after flowering. The objective of this project is to characterize the bromatology, macromolecular functionality, and fermentative metabolites of the *Agave cordillerensis* floral peduncle to identify the biomolecules present and the resulting fermented beverage. The following protocol was used: plant material was sampled and disinfected with a 1% chlorine solution, rinsed with distilled water, and placed in an oven at 49 °C. A flour was then obtained, and the following analyses were performed: Benedict's test, Biuret test, Lugol's iodine test, Molisch's test, Sudan test, potassium permanganate test, moisture content, and pH. Additionally, the juice from the agave peduncles was fermented after sterilization in an autoclave at 121 °C, 15 psi, for 15 minutes. with subsequent inoculation with *S. cerevisiae*, at 28–32 °C, 48–72h, evaluating its nutritional and fermentative potential of the flower peduncle for its sustainable and environmentally friendly us

Keywords: *Agave cordillerensis*, Peduncle, Fermentable sugars, Bioactive product.

Índice

Capítulo 1.....	1
Antecedentes	1
1.1. Introducción	1
1.2 Planteamiento de problema	3
1.3 Justificación	4
1.4 Objetivos	5
1.4.1. Objetivo general	5
1.4.2. Objetivo específico.....	5
Capítulo 2.....	6
Marco teórico	6
2.1. Importancia del género Agave en América latina.....	6
2.1.1 Taxonomía general del Agave	8
2.2 Agave cordillerensis	9
2.2.1 Descripción morfológica de Agave cordillerensis	10
2.2.2 Características de crecimiento y floración	11
2.2.3 Distribución geográfica en Ecuador	14
2.2.4.1 Formación del pedúnculo floral y su función fisiológica.....	14
2.3 Acumulación de metabolitos de reserva	16
2.3.1 Azúcares en el pedúnculo floral	18
2.3.2 Lípidos estructurales y energéticos.....	21
2.3.3 Proteínas.....	22
2.4. Fermentación.....	24
Capítulo 3.....	31
Materiales y Métodos.....	31
3.1 Ubicación geográfica.....	31
3.2 Diseño de experimentación:	32
3.3. Obtención de la Muestra:.....	33
3.3.1. Selección del material vegetal	33
3.3.2. Momento de recolección	34
3.3.3. Corte y transporte de la muestra	34
3.3.4. Limpieza y desinfección.....	34
3.3.5. Troceado y reducción de tamaño	35
3.3.6. Secado del material vegetal	35
3.3.7. Molienda y homogenización.....	36
3.3.8. Almacenamiento de la muestra.....	36
3.4. Proceso de extracción de fracción acuosa.....	36

3.5. Pruebas Cualitativas	37
3.5.1 Prueba de Benedict.....	37
3.5.2 Prueba de Biuret.....	38
3.5.3 Prueba de Fehling.....	39
3.5.4 Prueba con Lugol	40
3.5.5 Prueba de Sudan	41
3.5.6 Prueba de Baeyer.....	41
3.5.7 Prueba de Molisch.....	42
3.6. Pruebas Cuantitativas	43
3.6.1 Prueba para la Obtención y Cuantificación de Azúcares Fermentables por HPLC	43
3.6.2. Fundamento:.....	43
3.6.3. Materiales y Reactivos.	44
3.6.4. Condiciones cromatográficas.....	45
3.6.5. Preparación de las Soluciones de trabajo.....	45
3.6.5.1 Preparación de los estándares Madres de Glucosa, Fructosa y Sacarosa:	45
3.6.5.2. Preparación de las soluciones estándares de trabajo para la curva de calibración. .	45
3.6.6. Preparación de la muestra de Harina del pedúnculo Floral.....	47
3.7. Fermentación de la Harina del Pedúnculo Floral del <i>Agave Cordillerensis</i>	47
3.7.1 Procedimiento.....	48
3.7.2 Conservación.....	48
3.8 Determinación de pH.....	49
3.9 Determinación de Grados Brix	49
Capítulo 4.....	50
Resultados y discusión	50
4.1 Determinación de humedad, azúcares en la harina del pedúnculo floral de <i>Agave cordillerensis</i>	50
4.2 Resultados de Azúcares (Glucosa, Fructosa y Sacarosa), Carbohidratos totales por HPLC	52
4.3 Contenido de lípidos.....	56
4.4 Contenido de proteína	57
4.5 Evaluación del proceso de fermentación alcohólica	58
4.6.1 Porcentaje de etanol en la fermentación	59
4.6.2 Grados brix en la fermentación	60
4.6.3 pH en la fermentación	61
Capítulo 5.....	63
Conclusiones y recomendaciones	63
5.1 Conclusión	63
5.2 Recomendaciones.....	64

Anexos	66
Bibliografía	78

Capítulo 1

Antecedentes

1.1. Introducción

En Ecuador, el cultivo de agave se lleva a cabo principalmente a pequeña escala, destacándose como una práctica sostenible. Esta planta, que requiere poco mantenimiento y puede prosperar en suelos marginales, despierta un interés creciente debido a sus múltiples aplicaciones. Además de ser utilizada en la producción de agua miel, fibra para artesanías, hilos, entre otros usos el agave juega un papel crucial en la mitigación del cambio climático (Byron Santiago Sánchez Montaluisa, 2024).

El *Agave cordillerensis*, comúnmente conocida como cabuya negra, es una especie nativa de los Andes americanos, y distribuida principalmente en los países de Colombia, Ecuador y Venezuela (Giraldo-Cañas, 2023).

Esta planta pertenece a la familia *Asparagaceae* y, al igual que otras especies del género *Agave*, ha sido utilizada tradicionalmente solo para la producción de fibras naturales, bebidas fermentadas y como planta ornamental. Una de sus características más notables de esta planta es su pedúnculo floral, que puede alcanzar alturas muy considerables y que sirve como almacén de reservas de metabolitos antes del proceso de floración de la planta (Flores-García., 2021).

Asimismo, las flores, las semillas y los bulbillos constituyen una importante fuente de alimento para muchos animales silvestres y la porción interna de las bases de las brácteas proximales, sirve como refugio temporal para una gran cantidad y diversidad de artrópodos (Giraldo-Cañas, 2020).

Este género se distribuye, principalmente, en zonas semiáridas, áridas y templadas, desde el nivel del mar hasta los 3900 m de altitud, en Sudamérica sólo se han documentado diez especies, de las cuales, siete son nativas (seis de éstas endémicas) y tres naturalizadas (Giraldo-Cañas D. , 2023).

Tiene diferentes usos como Ornamental en jardines externos, cercas vivas, postes para alambrados provisionales, construcción de ranchos, enramadas y corrales para animales (se usa el pedúnculo), entechados para corrales (se emplean las hojas), leña (se usa el pedúnculo), obtención de fibras para diversas artesanías (Byron Santiago Sánchez Montaluisa, 2024).

En algunas áreas campesinas de Boyacá, se consume la parte tierna del pedúnculo, cuando la inflorescencia apenas empieza a desarrollarse y su consumo es a manera de palmito cocido). En algunas áreas de Ecuador se utiliza el fruto preparados, se les denomina “alcaparros”; alimento para humanos y animales, elaboración de jabón y champú, biocombustibles, fertilizantes, abortiva y medicinal, se lo utiliza para la elaboración de pulque el cual es una bebida que se obtiene por fermentación del agave (Byron Santiago Sánchez Montaluisa, 2024) y (Castro, 2013)

En esta especie no se han observado inflorescencias con bulbillos, así que la propagación y la reproducción se daría únicamente por hijuelos rizomatosos e infra foliares, así como por semillas. Las flores presentan una destacada producción de néctar durante varios días y éstas son frecuentadas por numerosos animales (Byron Santiago Sánchez Montaluisa, 2024).

El estudio promueve una oportunidad de desarrollo para el país generando más empleo y promoviendo una economía circular teniendo buenos resultados en diferentes áreas como lo son la económica debido a que la demanda del consumidor se centra en alimentos saludables, lo que ha impulsado el desarrollo de nuevas alternativas de producción, la social y la ambiental (Byron Santiago Sánchez Montaluisa, 2024) y (Miguel Enríquez, 2024)

1.2 Planteamiento de problema

El *Agave cordillerensis* es una especie que solo ha sido utilizada para la extracción de las fibras mientras que las demás partes de la planta como lo es el pedúnculo floral el cual es la estructura de la planta que vamos a utilizar es desechada a pesar de tener un alto contenido de compuestos químicos. Las investigaciones realizadas en otras especies del mismo género han demostrado que la estructura peduncular contiene macronutrientes (azúcares fermentables, lípidos, proteínas) que pueden utilizarse en la producción de alimentos, sin embargo, el *Agave cordillerensis* no consta de esta información ya que no se ha realizado estudios que prueben la capacidad que tiene para ser utilizada en un proceso fermentativo.

Debido a que la información que se tiene sobre su composición nutricional es escasa limita su valor dentro de las cadenas de productividad y limita el desarrollo de alimentos fermentados a partir de este recurso vegetal el cual se lo encuentra en gran cantidad en la región interandina del Ecuador, esta limitación genera pérdidas de materia prima y perjudicaría a la economía circular del país.

Otro inconveniente es que debido a la falta de información no se sabe con certeza si es que el microorganismo que vamos a utilizar el cual es *Saccharomyces cerevisiae* pueda metabolizar los azúcares que se encuentran en el pedúnculo de *Agave cordillerensis* ya que depende mucho de las características que estos contengan y se necesita evaluar el comportamiento durante el proceso de fermentación para poder probar con hechos y bases científicas que se lo puede utilizar en productos alimenticios para consumo humano.

1.3 Justificación

El *Agave cordillerensis*, conocido como cabuya negra, es una especie nativa de los Andes sudamericanos, tradicionalmente ha sido utilizada como fuente de fibra, pero otras partes de la planta, más específicamente el pedúnculo floral, han sido subutilizadas o desechadas, a pesar de que presentan un alto contenido en compuestos bioactivos. Los estudios realizados en especies afines del mismo género han demostrado que los pedúnculos florales son ricos en azúcares fermentables, lípidos esenciales y proteínas, lo que los convierte en una fuente potencial de ingredientes funcionales y nutrientes de valor agregado para la fabricación de productos alimenticios (Giraldo-Cañas, 2023).

Si se aprovechan biotecnológicamente estos compuestos representaría una alternativa sostenible que responde a la necesidad de cambiar las fuentes alimenticias en contextos de seguridad alimentaria del país, y especialmente en las regiones andinas. Además, el uso total de la planta contribuye a una economía circular, ya que se reduce los residuos agroindustriales, generando oportunidades para el desarrollo de productos alimenticios innovadores con aplicaciones funcionales y nutraceuticas (Díaz-Vázquez et al., 2023).

Por tal motivo, investigar, desarrollar y obtener procesos biotecnológicos para la valoración del porcentaje de los componentes del pedúnculo floral de *A. cordillerensis* y esto no solo es para optimizar el aprovechamiento de un recurso local, sino que también promover el desarrollo económico, científico y tecnológico de las comunidades andinas, y que estén alineados con los principios de sostenibilidad, biocomercio y soberanía alimentaria de estas regiones o comunidades (Álvarez-Chávez., 2021).

1.4 Objetivos

1.4.1. Objetivo general

Caracterizar la bromatología, funcionalidad de las macromoléculas y metabolitos fermentativos del pedúnculo floral de *Agave cordillerensis*.

1.4.1. Objetivo específico

1.- Determinar los azúcares y lípidos presentes en la harina del pedúnculo floral de *Agave cordillerensis* mediante pruebas cualitativas.

2.-Cuantificar el contenido del nitrógeno total y proteína bruta presente en la harina obtenida aplicando el método de kjeldahl.

3.- Elaborar un producto fermentado a partir de la harina del pedúnculo floral de *Agave cordillerensis* mediante el uso de levadura (*Saccharomyces cerevisiae*).

Capítulo 2

Marco teórico

2.1. Importancia del género *Agave* en América latina

Las plantas del género *Agave* L. (*Agavaceae*) así como otras suculentas presentan Metabolismo Ácido de Crasuláceas, se consideran las plantas más adaptadas a condiciones de estrés hídrico y térmico son las plantas, ya que la fijación de CO₂ permite una mayor eficiencia del uso de agua subsistiendo en sitios con severas limitaciones y en las zonas áridas y semiáridas son consideradas muy frágiles, poco productivas y de bajo potencial agrícola, sin embargo, pueden ser altamente productivas si son manejadas de forma, El papel fundamental de los árboles no es solo captura de carbono sino disminuir la incidencia de la alta radiación y sus efectos sobre la productividad de los cultivos (Enildeth Gotopo, 2024).

El género *Agave* es de gran importancia social y económica para las poblaciones del continente americano, debido a que es una planta conocida y aprovechada por los indígenas tanto en México, Estados Unidos de América, Venezuela y Ecuador quienes utilizaban sus jugos y fibras en rituales y elaboración de enseres y textiles u otros elementos útiles, El uso y aprovechamiento se remonta a la época prehispánica ya que eran utilizadas tanto como alimento, como para la elaboración de bebidas fermentadas por las etnias Caquetias, Ayamanes, Jiraharas, Ajaguas y Gayones, que poblaron la región centro occidental de Venezuela. La planta es extraída de su hábitat natural para proceder al procesamiento, cociendo el cormo a la leña en hornos artesanales para ser sometidos a procesos de esterilización, ya sea mediante maquinaria industrial o de forma casera (Enildeth Gotopo, 2024) y (Miguel Enríquez, 2024).

El cambio climático ha hecho evidente la necesidad de la reforestación y conservación de los árboles ya existentes a fin de minimizar los impactos biológicos y ecológicos que ha ocasionado el desarrollo de la agricultura intensiva y los macroproyectos urbanísticos, los cuales incrementan el proceso de desertificación. Ante la tendencia de crecimiento de la agricultura y expansión de su frontera a expensas del bosque, la agroforestería es planteada como sistema para el cabal aprovechamiento de los recursos, dándole el uso biológico, ecológico y económicamente adecuado garantizando la sostenibilidad y resiliencia del sistema de producción (Enildeth Gotopo, 2024).

Durante su proceso de fotosíntesis, el agave tiene la notable capacidad de capturar dióxido de carbono (CO₂) de la atmósfera, contribuyendo así a la reducción de los gases de efecto invernadero. Además, sus raíces extensas y profundas ayudan a estabilizar el suelo y almacenar carbono en él, fortaleciendo la resiliencia del ecosistema frente a la degradación ambiental ,uno de los constituyentes principales de los agaves son los polisacáridos, razón por la cual el pasado y presente de estas plantas están acompañados por la obtención de alcoholes para fabricar licores (Sánchez Montaluisa, 2024) y (Ávila Núñez, 2012).

Su resistencia a la sequía lo convierte en un cultivo valioso en regiones afectadas por este fenómeno, donde puede sobrevivir con poca disponibilidad de agua. En la provincia de Cotopaxi, específicamente en el cantón Latacunga, se han identificado diversas áreas con un alto potencial para la producción de agave. Parroquias como 11 de noviembre, Aláquez, Belisario Quevedo, Guaytacama, Joseguango Bajo, Latacunga, Mulaló, Poaló, San Juan de Pastocalle, Tanicuchi y Toacaso destacan por sus condiciones agroecológicas favorables y su capacidad para albergar este cultivo (Sánchez Montaluisa, 2024).

2.1.1 Taxonomía general del Agave

Los agaves se caracterizan por una roseta de hojas suculentas o coriáceas que varían en tamaño desde unos pocos centímetros hasta más de 2,5 metros (8 pies) de longitud, dependiendo de la especie. La mayoría tiene espinas a lo largo de los bordes y la punta de la hoja, por lo que a veces se confunden con cactus no relacionados. Las hojas varían en color desde verde pálido hasta azul grisáceo y pueden ser variegadas o rayadas. Muchas especies pueden reproducirse vegetativamente y generar rosetas clonales en la base del tallo principal o cerca a través de rizomas subterráneos; algunas especies producen bulbillos (estructuras similares a bulbos que pueden formar nuevas plantas) en la inflorescencia (Petruzzello, 2025).

Las plantas son generalmente monocárpicas, lo que significa que cada roseta muere después de florecer y fructificar, y la mayoría no vive más de 30 años. Las flores amarillas, verde pálido o rojas nacen en inflorescencias altas, ramificadas o no ramificadas, que pueden alcanzar más de 9 metros (30 pies) de altura en algunas especies. Cada flor consta de seis pétalos y un ovario ínfero (es decir, las otras partes de la flor están unidas por encima del ovario) y produce abundantes cantidades de néctar. Las flores son polinizadas por murciélagos, insectos como abejas y esfinge, o pájaros, según la especie. Las flores producen frutos en cápsula, se establecen en un tocón rizomatoso y presentan una roseta de enormes hojas carnosas, rígidas y fibrosas, que a menudo terminan en una espina (Petruzzello, 2025) y (Richmond François, 2024)

Como adaptación a sus hábitats áridos, los agaves utilizan una vía fotosintética conocida como metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM), en el que el dióxido de carbono se fija durante la noche para limitar la cantidad de agua que se pierde de las estomas de las hojas (Petruzzello, 2025).

Tabla número 1: Clasificación taxonómica del género *Agave*

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Subclase	Liliidae
Orden	Asparagales
Familia	Asparagaceae
Subfamilia	Agavoideae
Género	Agave

Elaborada por los autores (2026)

2.2 *Agave cordillerensis*

Agave cordillerensis, comúnmente conocida como cabuya negra, es una especie nativa de los Andes americanos, y distribuida principalmente en los países de Colombia, Ecuador y Venezuela (Giraldo-Cañas, 2023).

Esta planta pertenece a la familia *Asparagaceae* y, al igual que otras especies del género *Agave*, ha sido utilizada tradicionalmente solo para la producción de fibras naturales, bebidas fermentadas y como planta ornamental. Una de sus características más notables de esta planta es su pedúnculo floral, que puede alcanzar alturas muy considerables y que sirve como almacén de reservas de metabolitos antes del proceso de floración de la planta (Flores-García., 2021).

2.2.1 Descripción morfológica de *Agave cordillerensis*

Planta acaule, prolífera en la base, rosetas de 2-2.5 m × 2.5-3.5 m. Hojas rectas levemente recurvadas, no reflejas, 120-180 × 17-21 cm, gris-glaucos a azuladas, típicamente zonadas, oblongo-lanceoladas, muy levemente angostadas cerca de la base, canaliculadas, lisas ligeramente ásperas, rígidas; márgenes casi rectos a ondulados, armados de dientes simples insertos sobre un bulbo aplanado, 3-7 mm, separados a 10-47 mm, negros; ápice agudo, espina terminal marrón oscura a negruzca, subulada, 2-3 cm (Giraldo-Cañas D. , 2023).

Escapo de la inflorescencia de 8-10 m de largo con 20-45 brácteas triangulares acuminadas 6-10 cm de ancho en la base, 2-3.5 cm de ancho al medio y 17-40 cm de largo, erectas, luego reflejas. Inflorescencia paniculada, no bulbífera (no observado); con 14-20 ramas laterales umbeliformes de 50-80 cm de largo que se dividen sucesivamente de 3 (4), raquis típicamente curvado hacia abajo, pero remontando formando un bucle, permitiendo a las flores encontrarse erectas, flores de 7.5-8.5 cm; pedicelo de 14-16 mm con una bráctea triangular de 5-8 mm periantio verde esmeralda, lóbulos erectos, 23-28 mm, 4-6 mm de ancho en la base, 4 mm de ancho al medio, blanco-parduzcos a mayor distancia geográfica, mayor distancia genética (Giraldo-Cañas D. , 2023) y (Avendaño-Arrazate, 2015).

Estambres resaltantes con filamentos insertados cerca del medio del tubo del periantio, a 11-13 mm. de la base, erectos, amarillos verdosos, 5-7 cm; anteras verdes opaco, 20-28 mm; ovario 23-28 mm, pistilo tubular verde claro 5-7 cm, 1.5-2 mm. diam., estigma 2-3 mm ,cápsulas con pedúnculo corto, oblongas a claviformes, 60-80 mm de longitud y 28-35 mm de ancho, con ápice redondeado. Periantio seco rápidamente caduco. Semillas planasemicirculares negro-brillantes, (6) 8-10 mm (Giraldo-Cañas D. , 2023) .

2.2.2 Características de crecimiento y floración

Esta planta puede encontrarse en gran diversidad de hábitats, desde los valles y planicies hasta cerros y laderas pedregosas, incluyendo lugares montañosos de gran altitud. Se desarrollan mejor en suelos aluviales, de profundidad y textura medias y pH de neutro ligeramente alcalino, Su maduración se prolonga entre unos 10, 15, 20 y 25 años, dependiendo del tipo de suelo en el que crece, ya que en las tierras de las partes bajas por absorber mucha agua su crecimiento es más acelerada, pero en tierras áridas los pencos se demoran unos 20 a 25 años, tiene 3 metros de diámetro y 2.5 metros de alto aproximadamente (Quito, 2020).

Roseta robusta, gregaria (constituyendo densas colonias), rizomatosa, de hasta 3,5 m de alto, 1,1–4,0 m de diámetro, con numerosos hijuelos originados a partir de rizomas, cortamente caulirrósula, tallo simple, ocasionalmente con hijuelos infrafoliares, sin hijuelos intrafoliares; rosetas individuales hapaxánticas; raíces fibrosas, delgadas, numerosas; follaje denso, hojas espiraladas, simples, armadas (margen dentado, los dientes café oscuros y opacos, ca. 0,5 cm de largo, distanciados entre sí 1,3–5,0 cm) y siempre con una espina terminal rígida (ésta acanalada proximalmente y café oscuro a negruzca, 2,0–3,5 cm de largo.) conserva el agua en los tejidos vegetales porque las temperaturas más frías durante la noche conducen a una menor evapotranspiración de la que ocurriría durante el día (Giraldo-Cañas D. , 2023) y (Davis, 2022).

Sésiles, gruesas, coriáceas, rígidas, rectas a ligeramente curvas, su porción distal, fibrosas, glabras, lanceoladas, cóncavas, engrosadas hacia la base, numerosas (33–65 hojas por roseta), ascendentes y dispuestas en ángulos de 45–60° con respecto al tallo, verde opacas, con matices grisáceos en ambas caras, (85–) 96–145 (–160) × (11–) 12–16 (–17) cm, venación inconspicua, las hojas con la porción proximal (muy

cerca de su punto de inserción al tallo) blanquecina, brillante y abaxialmente lisa (Giraldo-Cañas D. , 2023).

Inflorescencia terminal, paniculada, de contorno largamente oval, laxa, bracteada, bracteolada, florífera, sin bulbillos, (6–) 7–14 (–16) m de alto (incluido el pedúnculo); pedúnculo 10–32 cm de diámetro en su porción proximal, recto a más comúnmente recurvado a inclinado, verde claro o amarillento, opaco, con matices blanquecino-grisáceos o rojizos y opacos, de corteza dura que desprende en largas tiras; pedúnculo y ramificaciones primarias con tejido interno central esponjoso, blanquecino y opaco; porción fértil del pedúnculo a partir de la mitad o el último cuarto de éste, así que en el resto de la porción inferior el pedúnculo es sólo bracteado, los estomas, que están hundidos en muchas plantas como el agave para proporcionar una capa límite adicional de aire que minimiza la pérdida de agua, permanecen cerrados durante las horas del día mientras que el carbono previamente asimilado se descarboxila dentro de las hojas(Giraldo-Cañas D. , 2023) y (Davis, 2022).

Ramificaciones primarias fértiles (ramificaciones cimosas constituidas por unidades monocasiales, las cuales dan la apariencia de umbelas), espiraladas, de hasta $82 \times 3,3$ cm, ligeramente aplanadas; ramificaciones primarias y secundarias con algunos ejes rojizos, cobrizos o verdes a verde claros y opacos y con máculas escasas o numerosas, irregulares, cobrizas, granates o café oscuras, las máculas escasas o numerosas; las ramificaciones secundarias de hasta $20 \times 1,5$ cm; ramificaciones de hasta cuatro orden (Giraldo-Cañas D. , 2023).

Raquis curvado hacia abajo pero helicoidal, el cual permite que las flores se encuentren erectas; brácteas de la mitad o de los primeros tres cuartos del pedúnculo sin ramificaciones floríferas ni bulbilíferas, ni siquiera en estado vestigial, todas las

brácteas triangulares, café claro en su porción proximal, café oscuro en su porciones media y distal, todas tempranamente secas en toda la inflorescencia, adpresas a divergentes; brácteas proximales 50–82 × 4–5 cm; brácteas medias 20–42 cm de largo, brácteas distales 1–15 cm de largo, desarrollo acrópeto de las flores en el pedúnculo ,las floraciones son amarillo verdosas de número variado y vienen enclavadas en una inflorescencia dispuesta en panículo, en un escapo o columna alargada gigante(Giraldo-Cañas D. , 2023) y (Huamaní, 2020).

Flores (7,3–) 7,6–8,6 cm de largo, erectas, lisas, con destacada producción de néctar, pediceladas, pedicelos ca. 1,5 cm de largo, verde claros y opacos; ovario (2,6–) 3,3–3,7 (–3,8) cm de largo, ligeramente arqueado, succulento, verde brillante al igual que el cuello; ubo succulento; lóbulos (tépalos) de la flor erectos a ligeramente reflexos, 3,8–4,2 cm de largo, delgados, con su porción proximal verde clara y opaca, porciones media y distal opaca, amarilla a cobriza o rojiza; estilos largamente exertos, cuando maduros amarillos, 5,0–7,0 cm de largo, estigmas amarillos, ca. 0,25 cm diámetro (Giraldo-Cañas D. , 2023).

Estambres maduros largamente exertos y amarillos, filamentos 5,0–7,0 cm de largo, insertos cerca de la mitad del tubo (1,1–1,3 cm arriba de la base), anteras (2,0–) 3,0–3,7 cm de largo, versátiles, opacas, de dehiscencia longitudinal. Frutos numerosos, dispuestos densamente, persistentes, inmaduros verde oscuros y ligeramente brillantes, frutos maduros 5,9–8,0 × 3,0–3,2 cm, erectos a levemente inclinados, negruzcos y opacos; semillas inmaduras blanquecinas y opacas; semillas maduras planas, semicirculares, negras y brillantes , Presentan dientes curvados hacia abajo que bordean los bordes y la punta de cada hoja tiene una espina dura (Giraldo-Cañas D. , 2023) y (Arboretum., sf).

2.2.3 Distribución geográfica en Ecuador

Agave cordillerensis exhibe una distribución disyunta entre Colombia (sólo documentada en los departamentos de Boyacá y Cundinamarca), Ecuador (provincias de Azuay, Bolívar, Cañar, Carchi, Chimborazo, Cotopaxi, Imbabura, Loja, Los Ríos, Pichincha y Tungurahua) Esta especie es localmente frecuente y se le encuentra en áreas xerofíticas de montañas andinas, entre los 1500 y los 3800 m de altitud, siendo mucho más abundante y dominante en la xerofitia de varias áreas contiguas desde Quito (Pichincha) y hasta cerca de Cotacachi-Otavallo, se lo encuentra en la región interandina en linderos ubicados cada 2 a 3 metros de distancia (Imbabura) (Ecuador) (Giraldo-Cañas D. , 2023) y (Benítez, 2023).

2.2.4.1 Formación del pedúnculo floral y su función fisiológica

En las Angiospermas, la formación de los gametos masculinos y femeninos es el resultado de los procesos consecutivos de esporogénesis y gametogénesis. Durante la esporogénesis una o varias células somáticas se diferencian del resto y, a través de meiosis, producen células haploides conocidas como microsporas (masculino) y megasporas (femenino). En la gametogénesis, estas esporas, mediante divisiones mitóticas, forman los gametofitos masculinos, también conocidos como granos de polen, y los femeninos, llamados sacos embrionarios, responsables de formar los gametos (Martha Lucía Arenas Ocampo, 2023).

Durante la reproducción sexual los gametos masculinos y femeninos participarán directamente en el proceso de fertilización para formar una semilla. Los gametofitos masculinos y femeninos se producen en órganos específicos de la flor: el polen se desarrolla en los estambres (con anteras) y los sacos embrionarios en los pistilos (con

ovario y óvulos), La reproducción sexual del género *Agave* inicia con la emisión de una inflorescencia comúnmente llamada “quiote”, que se origina en 24 Aspectos relevantes del desarrollo sexual en el género *Agave* y otras asparagáceas el centro de la roseta. Esta inflorescencia consiste en un tallo espectacular que, en la madurez de la planta y dependiendo de la especie, llega a medir desde 2 hasta 12 m o más, el bulbo presenta un meristemo primario de engrosamiento cerca de la base de las hojas (Martha Lucía Arenas Ocampo, 2023) y (Eloy Solano, 2017).

Este tallo puede ser espigado o racemoso (subgénero *Littaea*) o paniculado (subgénero *Agave*), con flores en racimos umbelados en ramas laterales, aunque existen diversas formas intermedias entre los dos anteriores según la especie. Las flores del género *Agave* son hermafroditas y protándricas, es decir los dos sexos (masculino y femenino) existen en la misma flor y el androceo (compuesto de seis estambres con anteras) madura antes que el gineceo (pistilos con ovario y óvulos). Esta es una estrategia para facilitar la alogamia, que a su vez produce variabilidad genética (Martha Lucía Arenas Ocampo, 2023) .

En este caso no se tiene mucha información sobre la formación del pedúnculo floral del *Agave cordillerensis* sin embargo se puede tomar información sobre el mismo género *Agave*, las flores del género son protándricas con ovario trilocular ínfero y seis filamentos con anteras. El gametofito masculino (polen) se produce mediante meiosis con dos divisiones sucesivas que resultan en una tétrada tetragonal de cuatro microsporas que darán lugar a cuatro granos de polen (Rosa María Camacho Ruiz, 2023).

El gametofito femenino del *Agave* es considerado Monospórico del tipo *Polygonum*. en su madurez, el saco embrionario está compuesto de siete células. Durante la doble fertilización, la célula huevo dará lugar al embrión, mientras que una célula

central, particularmente grande y con el núcleo con polaridad invertida, formará el endospermo de la semilla (Rosa María Camacho Ruiz, 2023).

La función fisiológica principal del pedúnculo floral del agave es servir como una estructura de soporte y transporte masivo de nutrientes desde la base de la planta hacia las numerosas flores y frutos que se desarrollarán en su extremo, permitiendo la floración y reproducción, siendo un evento crucial que consume gran parte de los recursos de la planta. Este "tallo" (quiote) emerge para elevar las inflorescencias y facilitar la polinización por insectos y luego para la maduración de los frutos liberando la semilla y completando así su ciclo en el periodo de crecimiento vegetal solo se producen hoja y cuando se inicia la maduración emerge la inflorescencia, (Rosa María Camacho Ruiz, 2023) y (Kancab, 2016).

2.3 Acumulación de metabolitos de reserva

Las plantas pertenecientes al género *Agave*, almacenan fructanos como principal carbohidrato de reserva los cuales están asociados con la tolerancia a distintos tipos de estrés, además, actúan como osmoprotectores ante condiciones adversas como: altas y bajas temperaturas, sequía, los fructanos comprenden principalmente monómeros de fructosa unidos mediante enlaces glucosídicos con un residuo terminal de glucosa ,la síntesis de fructanos en las plantas se inicia a partir de una molécula de sacarosa donde el residuo de glucosa puede ser terminal o interno , la fructosa puede unirse tanto a la glucosa como a otra molécula de fructosa por lo que se puede obtener una gran variedad de fructanos (Monica Robles, sf).

Los fructanos son reconocidos como ingredientes alimentarios beneficiosos para la salud. Se encuentran en un pequeño número de familias de plantas mono y dicotiledóneas, como Agavaceae, los fructanos de tipo inulina (ITF) se encuentran entre los más estudiados; los ITF son ingredientes alimentarios no digeribles, totalmente solubles y fermentables con propiedades prebióticas conocidas, los ITF son polímeros lineales de fructosa con enlaces β (2 \rightarrow 1) (Elena Franco-Robles, 2015).

En la literatura científica, los ITF se denominan con frecuencia de forma genérica, pero de forma inconsistente, como “inulina”, “oligofructosa” (OF) y “fructooligosacáridos” (FOS). Los fructanos de agave tienen una estructura más compleja y altamente ramificada, que incluye enlaces β (2 \rightarrow 1) y β (2 \rightarrow 6) y los fructanos son sintetizados a partir de la sacarosa, contienen una glucosa terminal en su estructura química y se clasifican de acuerdo al enlace glucosídico. Por lo tanto, los fructanos de agave pueden contener una glucosa externa, característica de las gramíneas, y una glucosa interna, característica de los neofructanos. Por esta razón, este tipo de fructanos se ha denominado “agavinas” (Elena Franco-Robles, 2015) y (Alejandro Espino, 2020).

La biosíntesis de fructanos comienza con sacarosa, a la que se añaden residuos de fructosa. En las plantas, los fructanos se sintetizan a partir de sacarosa por la acción de dos o más enzimas conocidas como fructosiltransferasas. La primera enzima, 1-SST (sacarosa:sacarosa fructosiltransferasa), inicia la síntesis de novo de fructanos al catalizar la transferencia de un residuo de fructosilo de una molécula de sacarosa a otra (Elena Franco-Robles, 2015).

Lo que resulta en la formación del trisacárido 1-kestosa. La segunda enzima, 1-FFT (fructano:fructano 1-fructosiltransferasa), transfiere residuos de fructosilo de una molécula de fructano con un DP de ≤ 3 a otra molécula de fructano o a una sacarosa. Las

acciones de 1-SST y 1-FFT resultan en la formación de una mezcla de moléculas de fructano con diferentes longitudes de cadena, la neokestosa puede ser polimerizada por la enzima 1-FFT para dar origen a los fructanos de tipo inulinas neoserias. (Elena Franco-Robles, 2015) y (Rosa González, 2020).

2.3.1 Azúcares en el pedúnculo floral

Las plantas pertenecientes al género *Agave*, almacenan fructanos como principal carbohidrato de reserva los cuales están asociados con la tolerancia a distintos tipos de estrés, además, actúan como osmoprotectores ante condiciones adversas como: altas y bajas temperaturas, sequía. Los fructanos comprenden principalmente monómeros de fructosa unidos mediante enlaces glucosídicos con un residuo terminal de glucosa La síntesis de fructanos en las plantas se inicia a partir de una molécula de sacarosa donde el residuo de glucosa puede ser terminal o interno. La inulina presente en el agave, se degrada durante el cocimiento dando principalmente varias moléculas de fructosa, alrededor del 20% de sacarosa y el trisacárido (Monica Robles, sf) y (Bautista Justo, sf).

La fructosa puede unirse tanto a la glucosa como a otra molécula de fructosa por lo que se puede obtener una gran variedad de fructanos, en 2003, López et al. determinaron por primera vez, la estructura característica de los fructanos de agave, los cuales denominaron agavinas, las agavinas son moléculas con alto grado de polimerización y están constituidas por fructosas unidas mediante enlaces β (2-1) y β (2-6), que son enlaces al C1 y C6 de la glucosa (fructanos del tipo neoserie) y del tipo graminano (Monica Robles, sf).

Los fructanos presentes depende de la especie y su ubicación, así como de la edad de la planta en campo. De acuerdo con Mancilla-Margalli & López (2006) los fructanos

de *Agave angustifolia* perteneciente a la localidad de Oaxaca presentan un mayor grado de polimerización (GP de 31), por su parte, el *Agave fourcroydes* ubicado en el estado de Yucatán presenta un GP de 6.66. En el mismo estudio, se demostró que, para aumentar la edad de la planta en campo, el GP de los fructanos aumenta, así como la frecuencia de ramificaciones, obteniéndose moléculas más complejas. Derivado de la hidrólisis de fructanos, se obtienen los fructooligosacáridos (FOS), los cuales poseen bajo peso molecular y un GP menor a 10 (Monica Robles, sf).

Los fructooligosacáridos son carbohidratos formados por monómeros de fructosa con muy pocos residuos de glucosa casi siempre al final de la cadena; también son conocidos como fructanos. Los fructanos de *Agave* disminuyen los niveles de glucosa y colesterol sérico e incrementan la absorción de calcio en los huesos. Si las fructosas presentan una unión predominante o exclusiva a través del enlace β -(2-1)-fructosil-fructosa reciben el nombre genérico de inulina (latina, 2025).

Derivado de la planta *Inula helanium* o bien si presentan enlaces β -(2-6) fructosil-fructosa reciben el nombre de levano. La inulina se encuentra generalmente como un carbohidrato de almacenamiento en las raíces, tubérculos y rizomas de ciertas plantas como la “tupinambo” (*Helianthus tuberosus*), la achicoria (*Cichorium intybus*) y la dalia (*Dahlia spp.*) (latina, 2025).

La inulina es una fibra soluble que el cuerpo no es capaz de digerir y por tanto promueve los movimientos intestinales, favoreciendo la eliminación de toxinas; es un potente estimulador del crecimiento de la flora intestinal benéfica, ayuda en la correcta asimilación de nutrientes como calcio y magnesio, mantiene los niveles de colesterol bajos y evita la acumulación de triglicéridos, su aporte de energía y nutrientes es mínimo, y es por esta particularidad que es recomendable en las dietas (latina, 2025).

Los fructanos son polímeros de fructosa que constituyen los principales carbohidratos de reserva; sólo contienen un residuo de glucosa en el extremo reductor de la molécula y en el agave se almacenan en la cabeza de la planta, el contenido de fructosa en estos polímeros varía de acuerdo a su grado de polimerización promedio (GPP). Los fructanos son sintetizados a partir de sacarosa y se clasifican como inulinas o levanas. (Montañez-Soto, 2011).

Sin embargo, se pueden presentar una variedad de estructuras complejas. Este es el caso de los fructanos del A. tequilana Azul, los que, debido a su alto grado de ramificación, han sido nombrados agavinas (López et al., 2003). Por otra parte, derivados de la hidrólisis de estos fructanos se tienen los fructooligosacáridos (FOS), los cuales poseen bajo peso molecular y grado de polimerización menor a 10 unidades de fructosa (Montañez-Soto, 2011).

Las especies del género presentan un importante perfil de compuestos fenólicos, como flavonoides, homoisoflavonoides y ácidos fenólicos, que se han relacionado ampliamente con importante actividad biológica, antioxidante, antibacteriana, antifúngica, antinematoda e inmunomoduladora. Además, las especies del género Agave son reconocidas como una fuente importante de monosacáridos como fructosa para producir bebidas alcohólicas tradicionales, fibras naturales, saponinas, jarabes de alta fructosa y fructanos (Montañez-Soto, 2011).

Incluso los diferentes fitocomponentes de las hojas gruesas actúan El agave también contiene policosanoles y sapogeninas; se han identificado agamenona (5,7-dihidroxi-6,5'-dimetoxi-3',4'-metilendioxi flavanona), flavonol o isoflavonas en agua de miel concentrada. Las plantas maduras contienen bajas concentraciones de saponinas y el

ensilaje reduce su cantidad, mejorando sus características para la alimentación del ganado (Montañez-Soto, 2011).

2.3.2 Lípidos estructurales y energéticos

Se han reportado diferentes especies de *Agave* para diversos metabolitos primarios y secundarios. Los carbohidratos, los jarabes de agave como alimentos funcionales, los edulcorantes naturales y los prebióticos son ejemplos de metabolitos primarios del Agave, mientras que los ejemplos de metabolitos secundarios incluyen esteroides, saponinas y sapogeninas esteroidales, flavonoides, homoisoflavonoides, taninos, ácidos fenólicos, cumarinas volátiles, alcanos de cadena larga, ácidos grasos y alcoholes. Las saponinas y sapogeninas esteroidales son los compuestos más comúnmente estudiados en el género *Agave* (Sciences, 2020).

Se han identificado dos sapogeninas esteroidales diferentes en el agave: la de tipo espirostanol (1-27) y la de tipo colestano (Agavegenina D-28). Hasta la fecha, no se han descubierto sapogeninas de furostanol ni de esqueleto de furospirostanol en el género *Agave*. Los 16, 22; 22, 26-bisepoxicolestanos dan lugar a las sapogeninas de espirostanoles. El esqueleto de espirostanol está compuesto por un anillo de tetrahydrofurano y un anillo de tetrahidropirano unidos en la posición C-22 en forma de espirano. En los procesos de fermentación de las bebidas de agave, las saponinas inhiben el crecimiento de algunas levaduras, ocasionando una reducción en los rendimientos de producción (Sciences, 2020) y (Alcazar, 2016).

Las sapogeninas de espirostanoles se aíslan de cultivos de callos, flores, hojas, jugo de hojas y rizomas de plantas de agave. Las sapogeninas de espirostanol del *Agave* difieren entre sí en términos de la presencia o ausencia de grupo carbonilo en C-12, b) configuración y número de las fracciones hidroxilo unidas al núcleo parental, c) presencia

o ausencia de insaturación en los anillos B o C y d) configuración de H en C-5 y C-25 (Sciences, 2020).

Una unidad de aglicona hidrófoba (sapogenina) y una unidad de azúcar hidrófila (glicona) se combinan para formar una molécula de saponina. Las fracciones de azúcar de las saponinas de *Agave* incluyen β -D-glucopiranosilo, β -D-xilopiranosilo, β -D-galactopiranosilo y α -L-ramnopiranosilos. Las saponinas de *Agave* se clasifican en dos tipos, como glicósidos de espirostanol y furostanol, dependiendo de la base del núcleo de sapogenina presente en él. Estos compuestos se clasifican a su vez en monoglicósidos, diglicósidos, triglicósidos, tetraglicósidos, pentaglicósidos o hexaglicósido, la composición química de estos compuestos puede variar según la parte botánica que se analice o consuma (Sciences, 2020) y (González, 2023).

En función del número de fracciones de azúcares unidas a él. Si la cadena de azúcar está presente en una sola posición de la sapogenina, se denomina monodesmosídica. Las saponinas bidesmosídicas contienen dos unidades de azúcar ubicadas en dos puntos diferentes de la sapogenina. Las saponinas de espirostanol del agave son monodesmosídicas y tienen una unidad de azúcar unida a la posición C-3 de la fracción aglicona. Las saponinas de espirostanol bidesmosídicas son relativamente raras en las plantas de *Agave* (Sciences, 2020).

2.3.3 Proteínas

Existen muy pocos reportes que han estudiado los mecanismos metabólicos responsables de dichas características fenotípicas, pero aún queda mucho por descubrir. La secuenciación detallada del transcriptoma, análisis del proteoma y del metaboloma de las plantas CAM podría ser un paso importante en la maximización de este y otros cultivos de importancia (Ignacio Islas Flores, 2020).

Para llevar a cabo estudios de proteómica es necesario desarrollar inicialmente un protocolo eficiente para la extracción de proteínas totales de *Agave*. Sin embargo, hasta nuestro conocimiento solo ubicamos el reporte de Lledías et al., (2017), en donde realiza un estudio similar en diferentes especies de suculentas, de tal forma que se deben explorar métodos diferentes para obtener proteínas utilizables en los análisis enzimáticos (Ignacio Islas Flores, 2020).

Aproximadamente el 30% de la planta de agave se compone de hojas, las cuales tienen pocas aplicaciones. Las saponinas se encuentran principalmente en las hojas y pueden utilizarse como precursoras de esteroides de importancia terapéutica. Se caracterizaron estructuralmente las hojas de *A. salmiana* y *A. tequilana* Weber (microscopía óptica) y se recuperaron extractos metanólicos, seguidos de diclorometano, donde la presencia de saponinas se confirmó mediante actividad hemolítica en eritrocitos y una reacción positiva con el reactivo de anisaldehído. *A. salmiana* presentó un mayor porcentaje de proteína (7.3%) (Quiñones-Muñoz, 2022).

El objetivo de la investigación fue evaluar las características físico-químicas, los componentes nutricionales y antioxidantes del aguamiel de diversos cultivares de *Agave*, en promedio, los resultados mostraron que el aguamiel es fuente de azúcares (10.55 %), proteína (0.82 %), K (1829.78 mg L⁻¹), Ca (159.70 mg L⁻¹), Fe (19.17 mg L⁻¹), Cu (5.12 mg L⁻¹), vitamina C (323.17 mg EAA L⁻¹) y compuestos fenólicos (325.66 mg EAG L⁻¹). La capacidad antioxidante fue mayor en el aguamiel el color más oscuro (menor valor hue) y menor valor energético (30.07 kcal 100 mL⁻¹) (Maria del Rosario García Mateos, 2024).

Presentó la mayor actividad antioxidante (2576.29 mM ET L⁻¹), lo que mostró una fuerte correlación con el alto contenido de proteína (1.20 %), Ca (409.97 mg L⁻¹) y

compuestos fenólicos (478.28 mg EAG L⁻¹). En general, el aguamiel puede considerarse como bebida funcional por su calidad nutricional y contenido de componentes antioxidantes (Maria del Rosario García Mateos, 2024).

2.4. Fermentación

Las bebidas alcohólicas se producen mediante la fermentación de azúcares por levaduras, principalmente (pero no exclusivamente) cepas de la especie, *Saccharomyces cerevisiae*. Los materiales de partida azucarados pueden provenir de almidones de cereales (que requieren pre-hidrólisis enzimática) en el caso de cervezas y whiskies, plantas ricas en sacarosa (melaza o jugo de caña de azúcar) en el caso de ron, o de frutas (que no requieren pre-hidrólisis) en el caso de vinos y brandies. La fermentación alcohólica es un proceso anaeróbico que además de generar etanol desprende grandes cantidades de dióxido de carbono (CO₂) además de energía para el metabolismo de las bacterias anaeróbicas y levaduras. En presencia de azúcares, junto con otros nutrientes esenciales como aminoácidos, minerales y vitaminas (Ávila-Reyes, 2025) y (Lema, 2015).

S. cerevisiae es una levadura heterótrofa, que obtiene la energía a partir de la glucosa y tiene una elevada capacidad fermentativa llevará a cabo el metabolismo fermentativo a etanol y dióxido de carbono (como los metabolitos de fermentación primarios) mientras las células se esfuerzan por generar energía y regenerar la coenzima NAD⁺ en condiciones anaeróbicas. Las levaduras también producirán numerosos metabolitos secundarios que actúan como importantes congéneres de sabor en las bebidas (Ávila-Reyes, 2025) y (Suárez-Machín, Garrido-Carralero, & Guevara-Rodríguez, 2016).

Incluyendo alcoholes superiores, ésteres, carbonilos y compuestos de azufre. Estos son muy importantes para dictar las características finales de sabor y aroma de bebidas como la cerveza y el vino, pero también en bebidas destiladas como el whisky, el ron y el brandy. Por lo tanto, las levaduras son de vital importancia para proporcionar el contenido de alcohol y los perfiles sensoriales de tales bebidas (Ávila-Reyes, 2025).

La levadura que domina en la producción de bebidas alcohólicas en todo el mundo es *Saccharomyces cerevisiae*, y las cepas particulares de esta especie empleadas en la fermentación ejercen una profunda influencia en las características de sabor y aroma de diferentes bebidas. Para fermentaciones de bebidas a gran escala, como en la elaboración de cerveza, la vinificación y la producción de espirituosos destilados, se utilizan generalmente cultivos puros de cepas seleccionadas de *S. cerevisiae*. Estas cepas se obtienen ya sea internamente o suministradas por empresas productoras de levadura (Ávila-Reyes, 2025).

En procesos a menor escala (artesanales), se pueden permitir fermentaciones espontáneas que dependen de la flora microbiana indígena (levaduras y bacterias silvestres) presentes en la materia prima y en la instalación de producción. Por ejemplo, esto sería típico en pequeñas destilerías en México (para la producción de Tequila y Mezcal) y en Brasil (para la producción de Cachaça). En algunos tipos de fermentaciones de bebidas alcohólicas, se pueden emplear levaduras no *S. cerevisiae* ya sea como cultivos iniciadores, u ocurren naturalmente. Por ejemplo, en la vinificación, la cepa de levadura *S. cerevisiae* utilizada (Ávila-Reyes, 2025).

Las levaduras de fermentación son miembros del género *Saccharomyces*, pero se utilizan dos especies diferentes para la elaboración de cerveza ale y lager. En cuanto a la primera, estas son cepas de *S. cerevisiae* que tradicionalmente realizan "fermentaciones superiores" donde las levaduras se congregan en la superficie del mosto en fermentación. Algunas levaduras de ale no floculantes pueden ser empleadas si se utilizan centrífugas en la cosecha de levadura. Hay numerosas cepas diferentes de levaduras de ale que tienen características genéticas complejas (aneuploides o poliploides), las bacterias pueden aumentar la biodisponibilidad de varios compuestos presentes de forma natural en las materias primas sometidas a fermentación (Ávila-Reyes, 2025) y (Wiktorija Liszkowska, 2021).

Las cepas de levadura lager son híbridos de las especies *S. cerevisiae* y *S. eubayanus* y ahora se designan como *Saccharomyces pastorianus*. Estas culturas de levadura realizan "fermentaciones inferiores" y generalmente tienen una tendencia a la floculación. Esto facilita la cosecha de levadura al final de la fermentación en el fondo de un fermentador, generalmente en los conos de los recipientes cilindro-conicales. Los roles de la levadura en la producción de cerveza son cubiertos por Stewart en el siguiente artículo de este Número Especial (Ávila-Reyes, 2025).

Levadura predominante empleada en la producción de bebidas fermentadas, es generalmente elipsoidal en forma con un diámetro grande de 5–10 μm y un diámetro menor de alrededor de 5 μm . Todas las levaduras son hongos unicelulares que tienen características de ultraestructura similares a las de las células eucariotas superiores. Es decir, comprenden una pared celular, núcleo, mitocondrias, retículo endoplásmico (RE), aparato de Golgi, vacuolas, microcuerpos y vesículas secretoras junto con una compleja

red de membranas extracelulares e intracelulares. La citología de *S. cerevisiae* ha sido discutida en detalle por Walker (Ávila-Reyes, 2025).

S. cerevisiae se requiere una alta actividad de agua para las células de *S. cerevisiae*, que típicamente poseen un mínimo a_w de alrededor de 0.65. El agua es absolutamente esencial para la fermentación, y los medios que contienen altos niveles de azúcar pueden imponer estrés osmótico (disminución de la disponibilidad de agua) en las células, afectando adversamente la fisiología celular. Esto se encuentra frecuentemente en la elaboración de cerveza en las llamadas fermentaciones de muy alta gravedad (VHG) y cada vez más en la producción de whisky. Las células de levadura pueden responder a la falta de agua sobreproduciendo glicerol, u otros osmólitos, El proceso fermentativo comienza con la ruptura de las moléculas de azúcar para la obtención de energía, dando como resultados moléculas de etanol y dióxido de carbono como desechos metabólicos (Ávila-Reyes, 2025) y (Vallejo Vásconez, 2022).

La trehalosa, que actúan para proteger las membranas de la levadura de la deshidratación. Tales compuestos pueden reemplazar efectivamente el agua celular, restaurar el volumen celular y permitir que el metabolismo de la levadura continúe. Sin embargo, la sobreproducción de glicerol puede (aunque no siempre) restar rendimiento de etanol en fermentaciones de alta gravedad. En cuanto a los requisitos de temperatura y pH para fermentaciones alcohólicas, las levaduras prosperan en ambientes cálidos y ácidos, con la mayoría de las cepas de *S. cerevisiae* creciendo bien entre 20 y 30 °C y pH 4.5 y 6.5 (Ávila-Reyes, 2025).

Las excepciones a estas características son las cepas de levadura de lager de la especie *S. pastorianus*, que están adaptadas para fermentar a temperaturas más frescas (por ejemplo, 8–15 °C). Las levaduras fermentadoras acidifican su entorno de crecimiento

a través de una combinación de secreción de protones durante el transporte de nutrientes (a través de la acción de la ATPasa de bombeo de protones de la membrana plasmática), secreción directa de ácidos orgánicos (por ejemplo, succinato y acetato), eliminación de agentes amortiguadores y evolución y disolución de dióxido de carbono. En cuanto a los requisitos de oxígeno, aunque *S. cerevisiae* a veces se refiere como un anaerobio facultativo (Ávila-Reyes, 2025).

Esta levadura no puede crecer en condiciones estrictamente anaeróbicas. Esto se debe a que el oxígeno es absolutamente necesario como factor de crecimiento para la biosíntesis de ácidos grasos de membrana (por ejemplo, ácido oleico) y esteroides (por ejemplo, ergosterol). *S. cerevisiae* es auxotrófica para el ácido oleico y el ergosterol en condiciones anaeróbicas. Por lo tanto, para fermentaciones alcohólicas efectivas, se puede suministrar algo de oxígeno al inicio de la fermentación, o se pueden suplementar ácidos grasos y factores de crecimiento esteroides al medio (utilizando alimentos para levaduras disponibles comercialmente) (Ávila-Reyes, 2025).

La producción de bebidas alcohólicas por *S. cerevisiae*, la composición de nutrientes del medio de fermentación es crucialmente importante para el crecimiento y metabolismo de la levadura y, concomitantemente, la calidad de la bebida final. El costo del medio también es importante: las materias primas representan una proporción significativa (generalmente más del 50%) de los costos generales de producción de bebidas fermentadas. Cabe señalar que no son solo los azúcares los que impactan en el rendimiento de fermentación de la levadura. Las levaduras también requieren suministros apropiados de otros nutrientes mayores, menores y traza, junto con agua, para llevar a cabo la fermentación de manera eficiente. Los aromas y sabores son el resultado de los

diferentes metabolitos que producen cada cepa, estos pueden ser ésteres, ácidos orgánicos, carbonilos (Ávila-Reyes, 2025) y (Chorlango, 2023).

La mayoría de las cepas de *S. cerevisiae* pueden crecer si se les suministra glucosa, sales de amonio, iones inorgánicos y algunos factores de crecimiento. Los macronutrientes deben suministrarse en concentraciones milimolares, y estos comprenden fuentes de carbono (es decir, azúcares), nitrógeno amino libre (aminoácidos, péptidos pequeños y sales de amonio), oxígeno, azufre, fósforo, potasio y magnesio. Los micronutrientes solo son necesarios por la levadura en concentraciones micromolares, y comprenden elementos traza como calcio, cobre, hierro, manganeso y zinc. Las fuentes de nutrientes en los medios, comúnmente empleadas en la producción de bebidas fermentadas, se describen a continuación (Ávila-Reyes, 2025).

Las levaduras son micro hongos quimio organográficos que obtienen su carbono y energía al metabolizar sustratos orgánicos, es una importante levadura en la enología ya que es responsable de la fermentación del azúcar del mosto presentes en gran cantidad. Su poder alcohológeno es elevado (17°) y resistente al SO₂ (mg/l). Aunque la glucosa se utiliza comúnmente como la única fuente de carbono para el crecimiento de levaduras en el laboratorio, este azúcar no está generalmente disponible libremente en medios de fermentación industrial, las fuentes de carbono más comunes son la maltosa (como en el mosto de malta para la elaboración de cerveza) (Ávila-Reyes, 2025) y (Katherine, 2022).

La sacarosa (como en la melaza para la producción de ron), la lactosa (como en bebidas a base de suero de queso) y la fructosa (como en los polifruktanos de *Agave spp.* para el Tequila). Solo en jugos de frutas y mosto de vino estará disponible glucosa libre, junto con fructosa. El destino metabólico de los azúcares en el metabolismo fermentativo de las levaduras (Ávila-Reyes, 2025).

Tras el proceso de molienda, el agave resultante debe fermentar, con o sin dilución, generalmente de forma espontánea durante aproximadamente 3 a 7 días. La composición física, química y microbiológica promedio del jugo de agave hidrolizado térmicamente y sin fermentar. La fructosa, obtenida por hidrólisis de fructanos, es el principal azúcar fermentable, aunque también se encuentran glucosa y algunas pentosas en bajas concentraciones (Ávila-Reyes, 2025).

Entre una amplia variedad de compuestos, que incluye carbohidratos simples y complejos, etanol, metanol, alcoholes superiores, furfurales, terpenos y productos de Maillard, también se han detectado varios ácidos orgánicos diferentes producidos por el metabolismo microbiano durante la fermentación del mosto de agave. La presencia de estos compuestos se ha relacionado con el sabor y el aroma finales del mezcal. El tipo y la cantidad de estos compuestos dependen de la composición del mosto y de las comunidades microbianas que llevan a cabo la fermentación espontánea del mezcal (Ávila-Reyes, 2025).

La fermentación natural del mezcal es un proceso lento, que puede fluctuar de 8 a 30 días. Este proceso de fermentación se caracteriza por bajos rendimientos de etanol, una eficiencia de fermentación de alrededor del 30 al 40% y concentraciones cambiantes de azúcares residuales (10–60 g/L). Se ha reportado que las concentraciones de etanol en el mosto varían de 4 a 12.45% v / v (Ávila-Reyes, 2025).

Los tanques de fermentación varían en su forma, material [recipientes de madera, tinajas de mampostería o tanques de acero inoxidable] y capacidad (500–10,000 L). Existen algunos estudios dirigidos a la optimización de las condiciones de fermentación para obtener la mayor producción de etanol, el máximo rendimiento y productividad del producto, y el mezcal de mejor calidad (Ávila-Reyes, 2025).

Capítulo 3

Materiales y Métodos

3.1 Ubicación geográfica

El pedúnculo floral de la cabuya negra (*Agave cordillerensis*) fue recolectado en la región sierra, en la parroquia de Llacao en el cantón Cuenca, provincia Azuay:

- Llacao con las siguientes coordenadas geográficas: 2°50'15"S 78°56'31"O

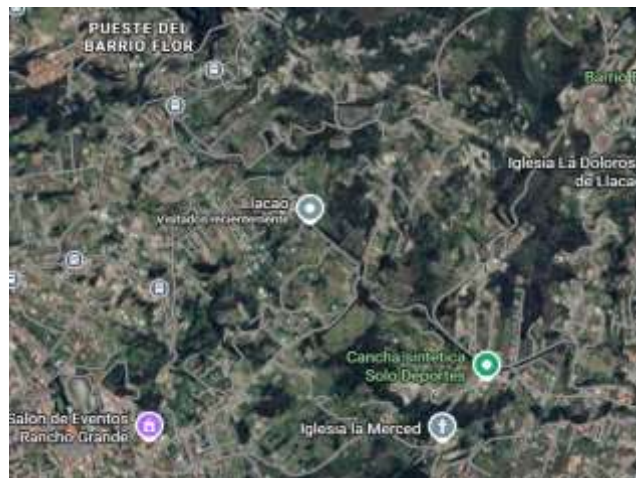


Imagen1. Ubicación geográfica de zona de recolección de muestra de Llacao

Fuente: Google maps, 2026

El sitio de recolección del material pedúnculo floral del *Agave cordillerensis* fue recolectada en la parroquia andina Llacao el cual crece de forma natural, se registraron las condiciones ambientales de la parroquia Llacao, altitud 2641 ms.n.m, temperatura ambiente 20°C y humedad relativa 48%, con el fin de asegurar la trazabilidad de la muestra y su representatividad ecológica. Estas variables ambientales son muy relevantes debido a la influencia directa que tiene sobre la biosíntesis y composición fisicoquímica del tejido vegetal, como metabolitos primarios y macromoléculas del pedúnculo floral (Flores-García et al., 2021; Giraldo-Cañas, 2024).

3.2 Diseño de experimentación:

En el diseño de experimentación se utilizó el software infostat versión 2017. Se realizó el análisis de varianza Anova debido a que el estudio compara más de dos medias correspondientes a las réplicas de cada variable evaluada.

La matriz comprende las variables consideradas que fueron la ubicación del muestreo Llacao, las actividades evaluadas son etanol, grados brix y pH, con 4 réplicas por tratamiento y la matriz vegetal utilizada es el pedúnculo floral de *Agave cordillerensis*, la estructura de la matriz permite comparar el comportamiento de las variables fermentativas que están en las mismas condiciones experimentales, reduciendo la variabilidad a factores externos.

El nivel que se utilizó de significancia fue de $p < 0,05$ para detectar las diferencias estadísticas significativas entre las medidas obtenidas en las cuatro réplicas experimentales para las variables grados brix, concentración de etanol y pH, logrando obtener la diferencia significativa entre las medidas evaluadas, evidenciando variabilidad en el comportamiento de las variables fermentativas bajo las mismas condiciones experimentales.

Se aplicó estadística descriptiva en la etapa inicial del análisis de datos, para cada variable, grados brix, etanol y pH, calculando la media aritmética y desviación estándar de cada uno permitiendo describir el comportamiento general de cada uno de los datos experimentales identificando tendencias y evaluando la dispersión de los resultados obtenidos en las cuatro réplicas.

Se utilizó el análisis de regresión lineal para evaluar las variables fermentativas: etanol, grados brix, pH permitió determinar el grado de correlación con el coeficiente de

correlación, estimar la ecuación de la recta la cual describe el comportamiento lineal de las variables en el proceso de fermentación y analizar el consumo de azúcar y la formación de etanol conforme avanza el proceso.

Tabla 1 diseño experimental *Agave cordillerensis*

replicas	ubicación	Parte de la planta	Actividad
1	Llacao	Pedúnculo	Grados Brix
2			
3			
4			
1			Etanol
2			
3			
4			
1			Ph
2			
3			
4			

3.3. Obtención de la Muestra:

Obtención de la muestra del pedúnculo floral de *Agave Cordillerensis* fue recolectado en la región sierra, en la parroquia de Llacao en el cantón Cuenca, provincia Azuay.

3.3.1. Selección del material vegetal

La muestra se la obtuvo a partir de la planta adulta de *Agave cordillerensis* de 7 años en el momento de la floración, se seleccionó únicamente la planta en estado sano, que esté libre de daño mecánico, que no se divise presencia de plagas o enfermedad. La selección y recolección de plantas en fase de floración garantiza un mayor contenido de metabolitos de reserva, especialmente azúcares fermentables, lípidos y proteínas, acumulados en el pedúnculo floral como soporte energético del proceso reproductivo de la planta. (Giraldo-Cañas, 2023; Delgado-Aceves et al., 2023).

3.3.2. Momento de recolección

La recolección de la muestra vegetal se realizó a las 6:00 am, cuando la temperatura ambiental es óptima y así minimizamos la degradación térmica y enzimática de los compuestos bioquímicos existentes en el material vegetal. El pedúnculo floral del *Agave cordillerensis*, fue cosechado en una etapa intermedia del desarrollo, evitando así los estados inmaduros del pedúnculo floral, este proceso se realiza con el objetivo de maximizar el contenido de metabolitos primarios y macromoléculas de interés analítico e industrial. (Dunn et al., 2021; De Vos et al., 2022)

3.3.3. Corte y transporte de la muestra

El pedúnculo floral del *Agave cordillerensis* fue cortado utilizando herramientas limpias y desinfectadas, utilizando etanol al 70 %, para así evitar la contaminación microbiológica, se realizó el corte en la zona más baja de donde nace el pedúnculo denomina ápice del tallo, luego se retiraron del pedúnculo cortado los nodos o brácteas de las flores, la muestra fue colocadas en fundas limpias de color negra para proteger de la luz solar directa, y fe transportada de inmediato al laboratorio de la universidad politécnica salesiana a los laboratorios de la ciencia de la vida para su refrigeración y posteriormente para su análisis y procesamiento. . (De Vos et al., 2022; Emwas et al., 2021).

3.3.4. Limpieza y desinfección

En el laboratorio de biotecnología vegetal, de la Universidad Politécnica Salesiana, el material vegetal (pedúnculo floral), se realizó un proceso de limpieza para eliminar residuos de suelo, insectos, hojas secas y material extraño.

Este procedimiento consistió en:

- Lavado inicial del material vegetal con abundante agua potable, para eliminar, residuos de suelo que aún puede contener la muestra.
- Luego se realiza la desinfección del material mediante inmersión en una solución de hipoclorito de sodio al 1 % durante 10 minutos.
- Finalmente se realiza un triple enjuague con agua destilada para eliminar restos de cloro.

Este paso de limpieza y desinfección es crítico para evitar interferencias analíticas en el momento del análisis de los componentes del pedúnculo floral y en el crecimiento microbiano durante el secado y almacenamiento y molienda. (Emwas et al., 2021; Sytar et al., 2020).

3.3.5. Troceado y reducción de tamaño

Después de la desinfección, el pedúnculo floral se sometió al cortado en fragmentos pequeños (de unos 15cm aproximadamente), para lo cual se utilizó cuchillos de acero inoxidable, limpios y desinfectados con alcohol al 70%, y esto con el fin de facilitar el secado, un secado homogéneo y evitar gradientes de humedad en el material vegetal y minimizar la contaminación del material. (Emwas et al., 2021; De Vos et al., 2022).

3.3.6. Secado del material vegetal

El material vegetal ya troceado se colocó en bandejas de acero inoxidable previamente lavadas y desinfectadas, para evitar la contaminación del material, luego se colocaron en estufa a una temperatura de 45°C, durante 48 horas o hasta peso constante.

Esta temperatura usada para el secado, nos ayuda a minimizar la degradación de los componentes del material vegetal y así preserva la integridad de los azúcares fermentables, prevenir la oxidación de los lípidos y evitar la degradación térmica de las proteínas contenidos en el material. (Emwas et al., 2021; Sytar et al., 2020).

3.3.7. Molienda y homogenización

Culminado el secado del material vegetal del Pedúnculo Floral, fue sometido al molido utilizando un molino de disco, hasta una harina fina y homogénea.

Culminada la molienda la harina obtenida se sometió a un tamizado para eliminar grumos después de la molienda, este proceso fue necesario, para asegurar un tamaño de partícula uniforme en la harina y así se asegura una uniformidad de resultados en los análisis fisicoquímicos. (De Vos et al., 2022; Dunn et al., 2021).

3.3.8. Almacenamiento de la muestra

La harina obtenida se almaceno en un recipiente hermético, de color ámbar y se rotulo debidamente, en un ambiente seco y protegido de la luz, o en refrigeración 4⁰C y 4 días para minimizar la degradación de los componentes, hasta ser usados en los análisis para la cuantificación de azúcares fermentables, lípidos y proteínas. El almacenamiento adecuado nos ayuda a minimiza la degradación oxidativa de los lípidos y asegura la estabilidad de los componentes bioquímicos de la muestra. (Emwas et al., 2021; De Vos et al., 2022).

3.4. Proceso de extracción de fracción acuosa

La harina de agave de color blanco de polvo amorfo se colocó en agua y se macero durante 72 horas con constante movimiento para la extracción de sus principios activos,

luego se filtró y se colocó en frascos oscuro y se almaceno en refrigeración 2 °C para su posterior análisis.

3.5. Pruebas Cualitativas

3.5.1 Prueba de Benedict

Algunos azúcares tienen la propiedad de oxidarse en presencia de agentes oxidantes suaves como el Ion Fe^{3+} o Cu^{2+} . Esta característica radica en la presencia de un grupo carbonilo libre, el cual es oxidado y genera un grupo carboxilo, por lo tanto, aquellos azúcares con un grupo carbonilo libre son llamados azúcares reductores y aquellos en los que el grupo carbonilo se encuentra combinado en unión glicosídica se conocen como azúcares no reductores (Eva Casado, sf).

Existen varias reacciones químicas que permiten determinar si se está en presencia de un azúcar reductor o no. La prueba de Benedict es una de ellas y se basa precisamente en la reacción o no de un azúcar con el Ion Cu^{2+} (Eva Casado, sf).

El reactivo de Benedict contiene soluciones de carbonato de sodio, sulfato de cobre, y citrato de sodio. El Na_2CO_3 confiere a la solución un pH alcalino necesario para que la reacción pueda llevarse a cabo, el citrato de sodio mantiene al Ion Cu^{2+} en solución ya que tiene la propiedad de formar complejos coloreados poco ionizados con algunos de los metales pesados, con el cobre produce un complejo de color azul. Si se le agrega al reactivo una solución de azúcar reductor y se calienta hasta llevar la mezcla a ebullición (Eva Casado, sf).

El azúcar en solución alcalina a elevadas temperaturas se convertirá en D-gluconato y su ene-diol, rompiéndose luego en dos fragmentos altamente reductores los cuales, con sus electrones expuestos, reaccionarán con el Cu^{++} . Se obtiene entonces un

azúcar oxidado y dos iones Cu^+ , posteriormente el Cu^+ producido reacciona con los iones OH^- presentes en la solución para formar el hidróxido de cobre, la aparición de un precipitado amarillo, anaranjado, o rojo ladrillo evidencia la presencia de un azúcar reductor (Eva Casado, sf).

Para caracterizar cualitativamente el contenido de azúcares simples se puede usar la prueba benedict. La cual consiste en mezclar la muestra con solución Benedict y calentarla en agua hirviendo durante 5 minutos. Al realizar este procedimiento la solución resultante adquiere un color el cual es indicativa de la concentración de azúcares simples en la muestra (Colombia, sf).

Por medio de esta prueba más que detectar la cantidad de azúcares simples sirve para propósitos comparativos en situaciones en las que sea necesario comparar de manera rápida la cantidad de azúcares simples en la muestra (Colombia, sf).

3.5.2 Prueba de Biuret.

La prueba de Biuret es una prueba química que se utiliza para detectar la presencia de enlaces peptídicos, es un método colorimétrico, cuando los iones cúpricos se acomplejan, bajo condiciones alcalinas, con los enlaces peptídicos (de sustancias que contengan, al menos, dos enlaces peptídicos, como las proteínas) se produce un color violeta-purpúreo, cuya absorbancia puede ser determinada a 540 nm. La intensidad del color (o absorbancia) es proporcional al contenido en proteínas de la muestra (Cortez, 2023).

El método de Biuret consiste en tratar una proteína o péptido con Cu^{2+} en medio alcalino, produciéndose una coloración violácea por formación de un complejo de coordinación entre el Cu^{2+} y los pares electrónicos libres de los nitrógenos de los grupos

imino de la unión peptídica, Son necesarias por lo menos dos uniones peptídicas para que tenga lugar la reacción y que el medio sea alcalino (Cárdenas, 2011).

El procedimiento consiste en la preparación de muestra si el líquida igual se debe filtrar la muestra en caso de tener sólidos en suspensión, mezclar 1 ml del reactivo de Biuret con 5 ml de la muestra, homogeneizar y dejar reposar de 15 a 30 min a temperatura ambiente; centrifugar en caso de que la solución no sea clara. Para observar la formación de un complejo estable de color violeta que se forma entre el enlace peptídico de las proteínas y el reactivo de Biuret (Cobre II) en medio básico. La formación de este complejo se basa en la deprotonación alcalina de los grupos amida para establecer enlaces con el Cobre (II) dando lugar a un enlace coordinado entre el metal y los pares de electrones libres (sitios.quimica, sf).

3.5.3 Prueba de Fehling

La prueba de Fehling nos permite determinar la presencia de azúcares reductores. Este carácter reductor puede ponerse de manifiesto por medio de una reacción redox llevada a cabo entre ellos y el sulfato de Cobre (II). Las soluciones de esta sal tienen color azul. Tras la reacción con el glúcido reductor se forma óxido de Cobre (I) de color rojo. De este modo, el cambio de color indica que se ha producido la citada reacción y que, por lo tanto, el glúcido presente es reductor (López, 2023).

Entonces se basa en el carácter reductor de los monosacáridos y de la mayoría de los disacáridos (excepto la sacarosa). Si el glúcido que se investiga es reductor, se oxidará dando lugar a la reducción del sulfato de cobre (II), de color azul, a óxido de cobre (I), de color rojo anaranjado (Margarito Álvarez, 2017).

El procedimiento se basa en Tomar la muestra que se quiera analizar (normalmente una cantidad de 3 centímetros cúbicos), añadir 1 centímetro cúbico de Fehling, el líquido del tubo de ensayo adquirirá un fuerte color azul, calentar el tubo en un mechero o bien en baño maría, la reacción será positiva si la muestra se vuelve de color rojo-ladrillo, la reacción será negativa si la muestra queda azul, o cambia a un tono azul-verdoso. (López, 2023) (Margarito Álvarez, 2017).

3.5.4 Prueba con Lugol

La obtención del reactivo de Lugol nos sirve como ejemplo de solubilidad de una sustancia en agua según su enlace químico. La molécula de yodo, I_2 , está formada dos átomos de yodo unidos con enlace covalente y, como consecuencia de su carácter apolar, el yodo es prácticamente insoluble en agua, como ya indicaba Gay Lussac. Después de añadir agua sobre el yodo y comprobar que no se disuelve se le añade yoduro potásico que se une con el yodo formando el compuesto KI_3 que ya es soluble en agua tiene carácter iónico (formado por el catión potasio y el anión triyoduro), y dando una disolución de coloración rojiza que es lo que se conoce como reactivo de Lugol o "disolución yodurada de yodo" (Manuela Sánchez, 2012).

Tiene aplicaciones muy diversas. La preparación de la disolución de Lugol suele consistir en 5 g de I_2 y 10 g de KI diluidos con 85 mL de agua destilada, dando una disolución marrón con concentración total de yodo de 150 mg/mL. El yoduro del yoduro potásico hace soluble en agua al yodo diatómico molecular, por la formación de iones triyoduro, I_3^- . La conocida como tintura de yodo es otro preparado basado en yodo, que consiste en yodo diatómico molecular y sales de yodo diluidas en agua y etanol (Manuela Sánchez, 2012).

El procedimiento es tomar 5 cm de una muestra dada en un tubo de ensayo limpio y seco, tome el control de 1 ml de agua destilada en otro tubo, Añada aproximadamente 2-3 gotas de solución de Lugol a ambos tubos y mézclalos en un vórtice, observa la aparición del color en los tubos de ensayo, calentar los tubos de ensayo en el baño maría hasta que desaparezca el color, sacar los tubos de ensayo para enfriarlos, anota la apariencia del color observado en los tubos de ensayo (Sapkota, 2024).

3.5.5 Prueba de Sudan

El Sudan III se utiliza para identificar grasas mediante la tinción de triglicéridos y otros tipos de lípidos. Es un colorante que no presenta afinidad por estructuras ácidas o básicas y es insoluble en agua. Al ser de color rojo, tiñe las grasas de color rojo anaranjado. También, se emplea para detectar las cadenas de hidrocarburos de los lípidos. Es no polar y forma interacciones hidrofóbicas con las cadenas de hidrocarburos de los lípidos, utilizado para la detección de grasas y lípidos (S.A.S, 2024).

Se utiliza para detectar específicamente las grasas, porque es insoluble en agua y en cambio es soluble en las grasas. Al ser de color rojo, cuando se disuelve tiñe las grasas de color rojo anaranjado. El procedimiento es el siguiente, coloca 5 ml de la muestra en un tubo de ensayo y añade unas gotas de Sudan III, agita y espera unos minutos. Observarás que la fase superior aparece teñida de rojo mientras que la inferior permanece incolora. (Verne, sf)

3.5.6 Prueba de Baeyer.

La prueba de Baeyer es la reacción con una disolución fría de permanganato de potasio (KMnO_4) es de color púrpura y a medida que progresa la reacción, este desaparece y se observa un precipitado color café de dióxido de manganeso (MnO_2), la prueba de

permanganato de Baeyer es más selectiva que la reacción con Bromo; sin embargo, también presenta sus limitantes, puesto que moléculas como los alcoholes, aldehídos y fenoles, que se pueden oxidar con permanganato y dan positiva esta reacción (María del Socorro Camargo, 2017) (Castillo, sf)

El procedimiento consta de colocar en un tubo de ensayo se coloca 5 gotas de la disolución al 1% del reactivo de Baeyer y agregar la muestra que debe ser analizada (si la sustancia es sólida, disolver 0.03g en 5 ml de etanol libre de acetona) gota a gota con agitación constante, si desaparece el color púrpura y se forma un precipitado café hay una insaturación presente entonces , se tendrá una prueba positiva cuando en el lapso de 1 minuto se pierda el color púrpura y se forme un precipitado café insoluble (María del Socorro Camargo, 2017).

3.5.7 Prueba de Molisch.

Dentro de las pruebas cualitativas para detectar diversos azúcares se encuentra la tradicional prueba de Molisch, la reacción procede cuando el carbohidrato se hidroliza en medio ácido y forma HMF, si es una hexosa, o furfural, si es una pentosa del carbohidrato en cuestión; posteriormente ocurre una reacción de condensación entre dos moléculas de naftol, del reactivo de Molisch, y el aldehído con el HMF o furfural; de acuerdo con la estructura química y la concentración del azúcar presente, se producirá un color rojo, azul o violeta en forma de un anillo entre dos fases líquidas, además, la concentración del azúcar en la disolución determina el tamaño y la intensidad del color del anillo (Vázquez, 2021).

En la prueba de Molisch, se utiliza ácido sulfúrico concentrado tanto para producir los derivados del furfural como agente de condensación. Cuando la concentración del ácido se reduce por debajo del 55 % v/v no se notará el color violeta; los alcoholes etílico

y amílico, benceno, xileno, acetona y éter no permiten la formación del color morado y dan falsos negativos (Vázquez, 2021).

El procedimiento es colocar en los tubos de ensayo 1 ml de la solución problema, añadir a cada tubo (incluyendo al blanco) dos gotas de la solución de α -naftol, agitar la mezcla, añadir a cada tubo 2 ml de ácido sulfúrico concentrado (dejándolo resbalar por las paredes, usar guantes y trabajar en la campana de gases), observar y anotar la aparición de color (tipo de color, intensidad y tiempo de aparición) para cada uno de los compuestos, calentar a 60° durante 10 min y observar y anotar si se produce algún cambio, la reacción de furfural e hidroximetil-furfural con α naftol, dando lugar a derivados de color púrpura. Es una prueba general de azúcares (Nieves Díaz, sf).

3.6. Pruebas Cuantitativas

3.6.1 Prueba para la Obtención y Cuantificación de Azúcares Fermentables por HPLC

3.6.2. Fundamento:

Los azúcares totales constituyen uno de los principales metabolitos primarios presentes en las matrices vegetales y representan una función clave en el estudio de caracterización fisicoquímica y en los procesos biotecnológicos como la fermentación en los tejidos de reserva como es el caso del pedúnculo floral de agave cordillerensis, en el cual se encuentran formados principalmente de monosacáridos (Fructosa y Glucosa), disacáridos (Sacarosa) y oligosacáridos como los fructanos, los cuales cumplen con funciones energéticas y estructurales, los cuales son aprovechados directamente por microorganismos fermentativos, por este motivo resulta fundamental la cuantificación por cromatografía líquida de alta resolución (HPLC), para evaluar el potencial

biotecnológico del material vegetal posteriormente. (Santos et al., 2021; De Vos et al., 2022).

La cuantificación de los azúcares totales mediante el uso de cromatografía líquida de alta eficiencia, se fundamenta en la separación de los carbohidratos individuales presentes en la muestra vegetal, basadas en diferencias de polaridad, el tamaño molecular y afinidad por la fase estacionaria. La muestra extraída previamente, clarificada y filtrada es inyectada en el sistema cromatográfico, donde los azúcares son separados bajo condiciones controladas de fase móvil, flujo y temperatura y así permitiendo su identificación y cuantificación con una alta reproducibilidad. (Dunn et al., 2021; AOAC, 2020).

3.6.3. Materiales y Reactivos.

- Glucosa, Fructosa y Sacarosa grado analítico pureza mayor a 99,5%.
- Agua purificada tipo1
- Filtros de membrana 045 µm
- Filtro de membrana.
- Matraces Volumétricos de 10, 25, 50 y 100mL.
- Balanza analítica.
- Baño ultrasonido.
- Centrifuga.
- Equipo de HPLC con detector PDA.
- Columna para carbohidratos (Aminex HPX-87C).

3.6.4. Condiciones cromatográficas.

- Fase móvil: Agua tipo 1.
- Modo: Isocratico.
- Flujo: 0.6 mL/minuto.
- Temperatura de columna: 70°C.
- Detector: PDA 210nm.
- Volumen de Inyección: 20 µL

3.6.5. Preparación de las Soluciones de trabajo

3.6.5.1 Preparación de los estándares Madres de Glucosa, Fructosa y Sacarosa:

Pesar con exactitud 100mg de cada estándar (Glucosa, Fructosa y Sacarosa), por separado y transferir a matraces volumétricos de 100mL, agregar 50mL de agua tipo 1, someter al ultrasonido hasta dilución total, rotular los matraces. (Tiwari et al., 2023).

Concentración de Glucosa: (1,0mg/mL).

Concentración de Fructosa: (1,0mg/mL).

Concentración de Sacarosa: (1,0mg/mL).

Mantener en refrigeración máximo hasta 7 días

3.6.5.2. Preparación de las soluciones estándares de trabajo para la curva de calibración.

Preparación de la solución de concentración 0.025mg/mL.

A partir de las soluciones madres de trabajo transferir a un matraz volumétrico de 20mL, alícuotas de 0,5mL de Glucosa, Fructosa y Sacarosa, llevar a volumen con agua tipo 1, y mezclar. (Tiwari et al., 2023).

Preparación de la solución de concentración 0.050mg/mL.

A partir de las soluciones madres de trabajo transferir a un matraz volumétrico de 20mL, alícuotas de 1,0mL de Glucosa, Fructosa y Sacarosa, llevar a volumen con agua tipo 1, y mezclar. (Tiwari et al., 2023).

Preparación de la solución de concentración 0.100mg/mL.

A partir de las soluciones madres de trabajo transferir a un matraz volumétrico de 20mL, alícuotas de 2,0mL de Glucosa, Fructosa y Sacarosa, llevar a volumen con agua tipo 1, y mezclar. (Tiwari et al., 2023).

Preparación de la solución de concentración 0.250mg/mL.

A partir de las soluciones madres de trabajo transferir a un matraz volumétrico de 20mL, alícuotas de 5,0mL de Glucosa, Fructosa y Sacarosa, llevar a volumen con agua tipo 1, y mezclar. (Tiwari et al., 2023).

Preparación de la solución de concentración 0.500mg/mL.

A partir de las soluciones madres de trabajo transferir a un matraz volumétrico de 20mL, alícuotas de 10,0mL de Glucosa, Fructosa y Sacarosa, llevar a volumen con agua tipo 1, y mezclar.

Inyectar cada nivel por triplicado, registrar las áreas de los picos que corresponden a cada azúcar, realizar una curva de calibración (Área vs. Concentración), aplicar una curva de regresión lineal. (Tiwari et al., 2023).

3.6.6. Preparación de la muestra de Harina del pedúnculo Floral.

Procedimiento:

Pesar con exactitud 1,00g de la harina seca, transferir a un matraz volumétrico de 100mL, agregar 50ml de agua tipo 1, someter al ultrasonido a una temperatura de 70°C durante 20 minutos, luego enfriar a temperatura ambiente, llevar a volumen de 100mL, para la clarificación de la muestra procedemos a centrifugar durante 10 minutos a 4000rpm, recuperar el sobrenadante y filtramos por filtro de membrana a viales y llevar al equipo HPLC, inyectar la muestra por triplicado, identificar los azúcares por el tiempo de retención de los estándares y cuantificar cada azúcar. (norma AOAC y prácticas recomendadas en cromatografía de carbohidratos).

Para nuestro estudio se realizaron 3 muestras por separado y se realizaron 3 inyecciones por cada una.

3.7. Fermentación de la Harina del Pedúnculo Floral del *Agave Cordillerensis*.

El Pedúnculo floral del *Agave cordillerensis*, es un tejido de reserva rico en azúcares fermentables y los cuales pueden ser metabolizados por la levadura (*Saccharomyces*) para la obtención y producción de etanol, dióxido de carbono y metabolitos secundarios que son responsables de las características fisicoquímicas y sensoriales del producto fermentado obtenido. (Escamilla-Silva, E. M., Escamilla-García, G. A., Rocha)

3.7.1 Procedimiento

En el recipiente de acero inoxidable o reactor u olla dispersar (300 – 350g) de la harina del pedúnculo floral en 2 litros de agua destilada, asegurar que la mezcla sea homogénea, calentar la suspensión a 70 – 75°C durante 30 – 45 minutos, agitando constantemente con el objetivo de que se facilite la solubilización y la liberación de los azúcares fermentables (Glucosa, Fructosa y Sacarosa), que están presente en la matriz vegetal de la harina del pedúnculo floral y ajustar el pH del mosto obtenido de 4,5 a 5,0 usando ácido cítrico o ácido láctico, enfriar el sistema hasta 28 – 30°C usando el Schiller. (Rodríguez-González, Á., Pérez-Jiménez, J., & Saura-Calixto, F. (2022)).

Preparación del inóculo de la levadura, en un recipiente adecuado y estéril procedemos a rehidratar 4g de levadura (*S. cerevisiae*), en 30mL de agua destilada a temperatura de 30°C durante 10 minutos. De manera opcional podemos adicionar 1,5g de nutrientes para levadura, con el objetivo de favorecer el arranque de la fermentación. (Walker, G. M., & Stewart, G. G. (2021)).

Inoculación, después de rehidratada la levadura procedemos a inocular el mosto enfriado, con la suspensión de levadura rehidratada, mezclar suavemente para asegurarnos de que la distribución de la levadura sea homogénea. (Ogunremi, O. R., Agrawal, R., & Sanni, A. I. (2022)).

3.7.2 Conservación.

Una vez terminada la fermentación el producto podemos clarificarlo por decantación o filtración, terminada la clarificación por cualquiera de los dos métodos a almacenar el producto en refrigeración (4 – 8°C), para conservar su estabilidad fisicoquímica y microbiológica. (McGovern, P. E., Mirzoian, A., & Hall, G. R. (2021

3.8 Determinación de pH.

El potencial de hidrogeno o pH es una medida logarítmica que expresa el grado de acidez o alcalinidad de una solución acuosa. La escala oscila de 0 - 14: un valor 7 es neutro, los valores de 1-7 son ácidos, y los superiores a 7 son básicos o alcalinos.

Procedimiento para realizar el análisis de pH, se prepara el electrodo de calomel saturado y se enjuaga con agua destilada o desionizada para limpiar. Sumergir el electrodo en una solución amortiguadora de pH 7, esperar la lectura se estabilice y presionar el botón de calibración. Calibrado el pHímetro se procede a analizar las muestras que se colocan en vasos de precipitación de 100ml con el mismo volumen de muestra (APHA, 2023).

3.9 Determinación de Grados Brix

Los grados brix son una medida utilizada para expresar el porcentaje de sólidos solubles, azúcares presentes en la solución líquida, un grado brix equivale a un gramo de sacarosa. Es el estándar para medir la concentración de azúcar en bebidas alimenticias edulcoradas.

Procedimiento para realizar la determinación de grados brix limpiar la superficie del prisma y la tapa con agua destilada y un paño suave que no deje pelusa. Coloque 3gotas de agua destilada en el prisma, cierre a tapa y ajuste la calibración hasta que la línea divisoria coincida con 0 grados brix. La muestra previamente preparada se coloca en el prisma en forma homogénea que cubra todo el prisma sin burbujas, con dirección hacia la luz observar por el ocular y leer el valor de la escala donde se cruzan las zonas claras y oscuras (AOAC internacional, 2019)

Capítulo 4

Resultados y discusión

4.1 Determinación de humedad, azúcares en la harina del pedúnculo floral de *Agave cordillerensis*.

La determinación de la humedad de la harina de pedúnculo floral de *Agave cordillerensis* se utilizó el método de secado en la estufa, la muestra registro un peso inicial de 10 g, luego de someter a la muestra a una temperatura de 100 °C durante 4 horas, transcurrido el tiempo retiramos la muestra de la estufa y enfriamos en un desecador, luego pesamos la muestra seca y por diferencia de peso, se obtuvo un resultado del 12% de humedad, concordando con Lamberto Zúñiga en donde la planta de agave (*Agave tequilana*) en sus etapas iniciales de desarrollo (4 meses) contiene aproximadamente un 86% de humedad, porcentaje que disminuye a medida que la planta madura, alcanzando alrededor del 12% (Lamberto Zúñiga, 2018).

Los azúcares presentes en la harina de *Agave cordillerensis*, mediante la prueba de Fehling aplicada directamente a la harina mostró un resultado negativo, indicando la ausencia de azúcares reductores libres. Concordando con Praznik et al., 2013, en los resultados en donde los carbohidratos presentes se encuentran mayoritariamente en forma de polisacáridos no reductores, principalmente fructanos, lo cual coincide con la naturaleza de reserva energética típica del agave (Praznik et al., 2013).

Después de someter la muestra a hidrólisis ácida, la reacción de Fehling resultó positiva formando un precipitado de color rojo ladrillo (++ a +++), evidenciando la liberación de monosacáridos reductores como fructosa y glucosa. Este resultado confirma la presencia de fructanos complejos hidrolizables, específicamente agavinas ramificadas, ampliamente reportadas en *A. tequilana* y otras especies afines (Arrizon et al., 2010).

La ausencia de reacción con el reactivo de Lugol demuestra que la harina no contiene almidón, a diferencia de los cereales, lo cual concuerda con estudios que señalan que el agave no almacena energía en forma de almidón, sino en fructanos solubles (Gómez et al., 2018).

Estos resultados confirman cualitativamente la presencia de azúcares estructurales no reductores como los fructanos complejos hidrolizables y su transformación tras hidrólisis, concordando con Rubio et. al, 2014 ya que la hidrólisis ácida tiene como reacción principal cuando el ácido y la biomasa entran en contacto, se hidrolizan las hemicelulosas, se solubilizan las celulosas y rompe los enlaces glucosídicos (Jiménez Ramírez Emilio, 2024).

La hidrolisis del mosto del Agave cordillerensis dio positivo a la prueba de molish formando un anillo color púrpura entre las dos fases, confirmando la presencia de fructanos en la harina, concordando con Eleazar Barboza. La prueba de molish se basa en la acción deshidratante e hidrolizante del ácido sulfúrico concentrado sobre los carbohidratos. En esta prueba el ácido fuerte cataliza la hidrólisis de cualquier enlace glucosídico presente en la muestra, y la deshidratación del mismo a furfural (pentosas) e hidroximetil furfural (hexosas) de los monosacáridos resultantes. Estos furfurales se condensan con naftol y dan un producto colorado (Eleazar Barboza, sf)

4.2 Resultados de Azúcares (Glucosa, Fructosa y Sacarosa), Carbohidratos totales por HPLC

Los resultados obtenidos de glucosa en el análisis del pedúnculo floral del *Agave cordillerensis* muestran que, con respecto a los criterios de aceptación (15 – 25%) establecidos para métodos analíticos por cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC), en los cuales los coeficientes de variación por triplicado y las métricas de precisión deben de estar dentro del rango estadístico para considerarse aceptables, los valores obtenidos son altamente satisfactorios. En este estudio experimental se obtuvo una media de 18.667% de Glucosa, con una desviación estándar de 0.328 % y un coeficiente de variación de 1.76%, lo cual indica una excelente precisión y repetibilidad del método usado, estos resultados no solo caen en el rango de aceptación de variabilidad para los métodos de cuantificación de azúcares por HPLC, sino que además reflejan que la técnica proporciona datos confiables y consistentes para compuestos de interés en matrices vegetales complejas como la Harina del pedúnculo floral del agave cordillerensis. (López et al., 2025).



Ilustración 3: Curva de calibración de Glucosa

Elaborado por: Los autores (2026)

TABLA DE ANOVA					
Fuente de variación	Grados de libertad gl	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio	FS	FT
Regresión	1	12464691623210.900000	12464691623210.900000	30043911.077551	4.965
Linealidad	K-2	-3558488.675781	-1186162.891927	-2.859034	4.965
Error Puro	n-K	4148824.562500	414882.456250	-----	-----

Tabla 2: Tabla de Anova de Glucosa
Elaborado por: Los autores (2026)

Por otra parte, los resultados obtenidos de la Fructosa en el análisis del pedúnculo floral del *Agave cordillerensis* muestran que, con respecto a los criterios de aceptación (20 – 40%) establecidos para métodos analíticos por cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC), en los cuales los coeficientes de variación por triplicado y las métricas de precisión deben de estar dentro del rango estadístico para considerarse aceptables, los valores obtenidos son altamente satisfactorios. En este estudio experimental para fructosa se obtuvo una media de 36,956% de Fructosa, con una desviación estándar de 0.475 % y un coeficiente de variación de 0.830%, lo cual indica una excelente precisión y repetibilidad del método usado, estos resultados no solo caen en el rango de aceptación de variabilidad para los métodos de cuantificación de azúcares por HPLC, sino que además reflejan que la técnica proporciona datos confiables y consistentes para compuestos de interés en matrices vegetales complejas como la Harina del pedúnculo floral del *Agave cordillerensis*. (López et al., 2025).



Ilustración 2: Curva de calibración de Fructosa
Elaborado por: Los autores (2026).

TABLA DE ANOVA						
Fuente de variación	Grados de libertad gl		Suma de cuadrados	Cuadrado Medio	FS	FT
Regresión	1	1	48514573538567.700000	48514573538567.700000	19917215.819686	4.965
Linealidad	K-2	3	-24358110.039063	-8119370.013021	-3.333333	4.965
Error Puro	n-K	10	24358110.078125	2435811.007813	—	—

Tabla 3: Tabla de Anova de Fructosa
Elaborado por: Los autores (2026).

Resultados obtenidos para la sacarosa en el análisis de la harina del pedúnculo floral del *Agave cordillerensis* muestran un desempeño analítico adecuado del método por cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC), al cumplir con los criterios de aceptación establecidos para este tipo de determinaciones, los cuales consideran rangos de contenidos entre (10 – 20%), así como valores de precisión expresados mediante el coeficiente de variación dentro de límites estadísticamente aceptables. En este estudio experimental se obtuvo una media de 12,856% de Sacarosa, con una desviación estándar de 0.400 % y un coeficiente de variación de 3.11%, lo cual indica una buena precisión y una adecuada repetibilidad del método usado. Si bien el valor del coeficiente de variación es superior al observado para otros azúcares simples, este se mantiene dentro de los rangos

aceptados para matrices vegetales complejas, confirmando así que la metodología utilizada es confiable y consistente para la cuantificación de sacarosa en la harina del pedúnculo. (López et al., 2025).

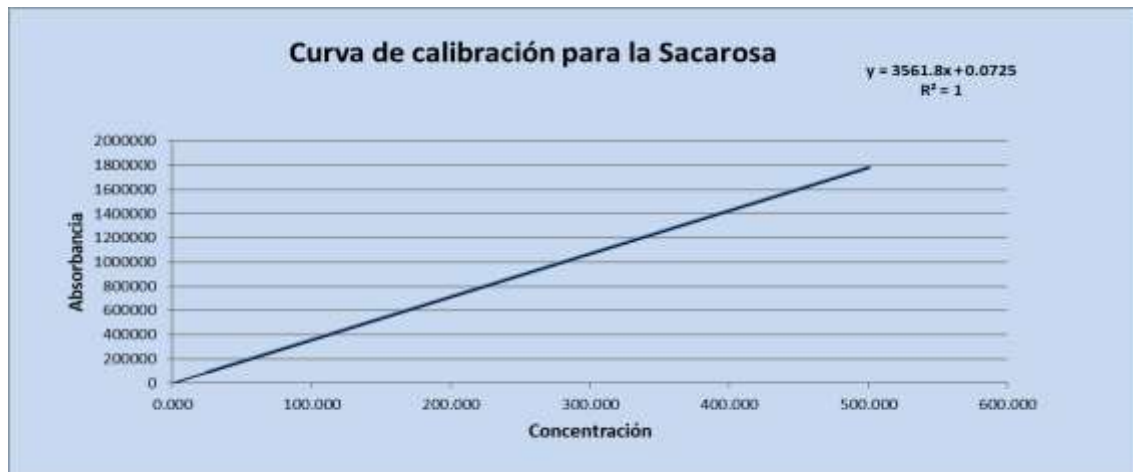


Ilustración 3: Curva de calibración de Sacarosa

Elaborado por: Los autores (2026).

TABLA DE ANOVA						
Fuente de variación	Grados de libertad	gl	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio	FS	FT
Regresión	1	1	5881647823675.170000	5881647823675.170000	71891123.695937	4.965
Linealidad	K-2	3	-818129.759766	-272709.919922	-3.333321	4.965
Error Puro	n-K	10	818132.687500	81813.268750	-----	-----

Tabla 4: Tabla de Anova de Sacarosa

Elaborado por: Los autores (2026).

Los azúcares totales del pedúnculo floral del *Agave cordillerensis* se realizó mediante la suma de las medias individuales de los monosacáridos y disacáridos analizados y obtenidos por cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC), específicamente Glucosa, Fructosa y Sacarosa. Este enfoque es ampliamente aceptado en el análisis de muestras vegetales ricas en carbohidratos ya que permite obtener un estimado confiable en la obtención del contenido total de azúcares fermentables. Para este estudio se estableció como el criterio de aceptación un rango de (40 – 70%), acorde con

lo reportado para tejidos de reserva del género Agave, con los lineamientos analíticos utilizados en estudios recientes de cuantificación de azúcares por HPLC. El resultado obtenido para los azúcares totales fue de 68.479%, valor que se encuentra dentro de las especificaciones establecidas y evidenciando una elevada contribución de carbohidratos fermentables en el pedúnculo floral y así confirmando la adecuada aplicabilidad y confiabilidad del método cromatográfico. (Tiwari et al., 2023; López-García et al., 2022).

Cálculo de resultado para los Carbohidratos totales:

$$\% \text{Azúcares totales} = \sum \text{Glucosa} + \text{Fructosa} + \text{Sacarosa} =$$

$$\% \text{Azúcares Totales} = \sum 18.667 + 36.956 + 12.856 =$$

$$\% \text{Azúcares Totales} = 68.479.$$

4.3 Contenido de lípidos

Las pruebas cualitativas con Sudán III/IV no evidenciaron presencia de lípidos visibles, lo que indica una concentración muy baja o inexistente de grasas en la harina. La baja fracción lipídica coincide con estudios realizados en harinas y tejidos estructurales de agave, donde los lípidos no constituyen una fracción relevante del metabolismo de reserva (Mancilla-Margalli & López, 2006). Desde un punto de vista tecnológico, este bajo contenido graso favorece la estabilidad oxidativa del producto y amplía su potencial de almacenamiento.

Los análisis de Sudán confirman que se trata de una harina baja en lípidos, coincidiendo con otras investigaciones en agave, concordando con Juan Martínez los lípidos simples están comprendidos principalmente por ácidos grasos unidos a moléculas con grupos hidroxilo, generalmente glicerol, pero pueden ser también alcoholes de cadena

larga o un esteroil, los ácidos grasos y esteroides libres también se clasifican como lípidos simples. (Martínez, 2007).

La mayoría de los ácidos grasos en las plantas son monocarboxílicos, saturados e insaturados, con cadenas lineales de número par de átomos de carbono, son comunes el ácido cáprico, mirístico, palmítico, y esteárico, pero aún más los insaturados oleico, linoleico y linolénico, estos siete ácidos están usualmente presentes en los lípidos de todas las partes de las plantas, con base en los contenidos relativos de estos ácidos en las semillas se ha podido agrupar algunas familias, pero poseen una cantidad muy pequeña o ausente en *Agavaceae*. (Martínez, 2007).

4.4 Contenido de proteína

La prueba de Biuret mostró resultados negativos o débilmente positivos, indicando una baja concentración de proteínas solubles. Estos resultados son consistentes con los reportados para *Agave tequilana* y otros agaves, donde el contenido proteico es limitado debido a la función estructural y de almacenamiento de carbohidratos del tejido vegetal (Nobel, 1998).

El bajo contenido de proteína sugiere que la harina de pedúnculo floral no constituye una fuente proteica significativa, pero sí puede complementar matrices alimentarias ricas en carbohidratos o servir como sustrato fermentable concuerda con Leticia Huezcas debido a que durante la fermentación, el contenido de azúcares disminuye por efecto del metabolismo de microorganismos fermentables, ya que utilizan azúcares como fuente de energía esto debido a que es utilizada como fuente de energía una vez que está en declive los azúcares simples y, aunque es bajo en proteína, es una buena fuente de los aminoácidos. (Leticia Huezcas, 2022).

4.5 Evaluación del proceso de fermentación alcohólica

El mosto elaborado a partir de la harina hidrolizada y fermentado con *Saccharomyces cerevisiae* a 28–30 °C durante 0, 5, 10, 15 días produjo etanol. Este rendimiento indica una fermentación alcohólica moderada, atribuible a la disponibilidad de azúcares fermentables liberados durante la hidrólisis de los fructanos.

Los resultados obtenidos son comparables a los reportados para mostos hidrolizados de *Agave tequilana*, similares (Escalante et al., 2016). Esto demuestra que el pedúnculo floral de *A. cordillerensis* posee un potencial fermentativo relevante, aun cuando se trata de un subproducto no tradicionalmente aprovechado.

El pH 5, ligeramente ácido indica que tiene presencia de fructanos, el pH ácido favorece el crecimiento de la levadura de manera rápida, con producción de etanol que contribuyeron a la estabilidad microbiológica del proceso fermentativo concordando con Iván Leal , la determinación del pH óptimo de la fermentación es de pH 3, 4 y 5 en la fermentación controlada del mosto de *Agave cocui* debido a que se muestra el consumo de azúcar a temperatura de 33°C pero la fermentación a pH = 4, resulto ser la óptima para el consumo de sustrato (Iván Granadillo, 2014) .

Se demuestra la viabilidad de elaborar un producto fermentado a partir de la harina del pedúnculo floral de *Agave cordillerensis* utilizando *Saccharomyces cerevisiae* concordando con Jurado & Sarzosa, el crecimiento y desarrollo de la levadura está condicionado por el entorno, es decir, la disponibilidad de fuentes de carbono o concentración inicial de azúcar en el mosto, la presencia de nutrientes, condicionantes como la temperatura y pH (Guevara, 2023).

La *Saccharomyces cerevisiae* es anaerobia facultativa, por lo que se obtiene un mayor rendimiento de biomasa en aerobios que en anaerobiosis. El cultivo aerobio es importante durante la propagación del inóculo, llamado también cultivo semilla o iniciador, siendo su objetivo la acumulación del mayor número de células sanas en el menor tiempo posible (Guevara, 2023).

4.6.1 Porcentaje de etanol en la fermentación

La relación entre el porcentaje de etanol y el tiempo de fermentación muestra un incremento del contenido de etanol pero de una manera progresiva debido a que este avanza conforme pasa el tiempo del proceso fermentativo, la ecuación lineal obtenida fue la siguiente $y = 7.40x + 0.01$ donde la representación de y es el tiempo de fermentación en días y la x es el porcentaje de etanol, el porcentaje de correlación fue 0.999 indicando una correlación positiva evidenciando que se trata de un proceso de fermentación controlada lo que quiere decir que los microorganismos transformaron los azúcares en etanol y con esto evidenciamos que la producción de etanol está relacionada con el tiempo de fermentación.

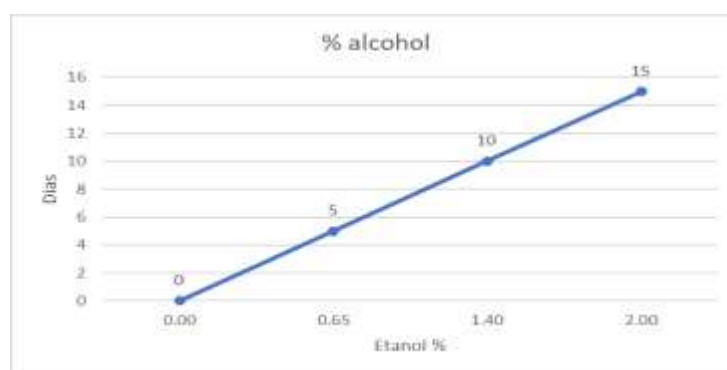


Ilustración 9: Porcentaje de alcohol en la fermentación

Elaborado por: Los autores (2026)

La producción de etanol alcanzó un 2.00% v/v, un valor que se sitúa dentro del rango reportado por Munive et al. (2023) (1.85-2.10%) para fermentaciones de Agave

americana. La presencia de 1.10⁰Brix al final del proceso sugiere la presencia de azúcares residuales no fermentables o ralentización de la actividad de *Saccharomyces cerevisiae* debido a la acumulación de metabolitos secundarios. Estos resultados validan la capacidad de la harina del pedúnculo como sustrato biotecnológico, coincidiendo con las proyecciones de Gutiérrez-Vázquez et al. (2024) sobre el aprovechamiento de residuos agroindustriales del *Agave*.

4.6.2 Grados brix en la fermentación

La relación entre los grados brix y el tiempo de fermentación muestra una disminución gradual de los brix conforme avanza el proceso, indicando el consumo de azúcares fermentables por la actividad de los microorganismos, la ecuación lineal obtenida fue la siguiente $y = -1.52x + 15.2$ donde la representación de y es el tiempo de fermentación en días y la x son los grados brix, el porcentaje de correlación fue 0.996 indicando una correlación negativa evidenciando que mientras los azúcares disminuyen el tiempo de fermentación aumenta debido a que ocurre la conversión de azúcares en etanol durante el proceso de fermentación.

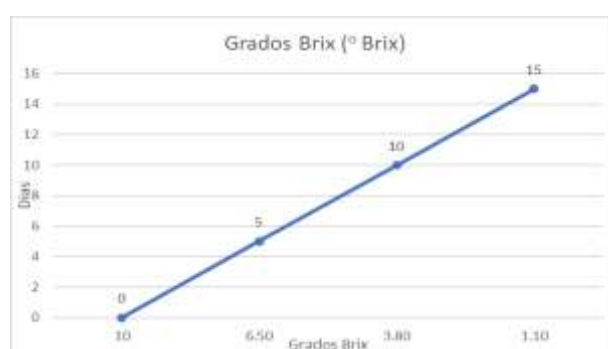


Ilustración 10 : °Brix en la fermentación

Elaborado por: Los autores (2026)

Al inicio del experimento se comenzó con 10.00⁰Brix, al finalizar el día 15 de la fermentación disminuyó a 1.1⁰Brix, los polisacáridos se hidrolizaron en forma efectiva

para transformarse en alcohol. Este comportamiento concuerda con Sánchez-López (2025), quien señala que en especies de *Agave andina* la degradación de polisacáridos es el factor limitante para la disponibilidad de azúcares reductores glucosa y fructuosa fermentables para dar paso a la producción de etanol.

4.6.3 pH en la fermentación

La relación entre el pH y el tiempo de fermentación muestra una variación del pH en el tiempo de fermentación y conforme avanza el proceso ocurre la disminución del pH de una manera progresiva, la ecuación lineal obtenida fue la siguiente $y = -16.99x + 75.97$ donde la representación de y es el tiempo de fermentación en días y la x son el valor de pH, el porcentaje de correlación fue de 0.99, indicando que el pH inicial fue de 4,5 disminuye cuando aumenta el tiempo de fermentación debido a que el descenso está asociado a la producción de ácidos orgánicos como resultado del metabolismo de los microorganismos, dando al final un valor de pH de 3.65.

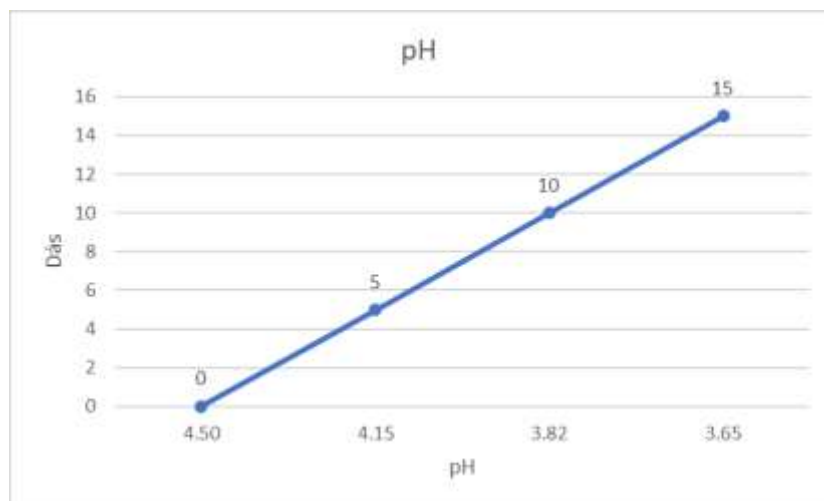


Ilustración 11: pH en la fermentación

Elaborado por: Los autores (2026)

El pH descendió de 4.50 a 3.65, mostrando una acidificación característica de los sistemas fermentativo. Según Nolasco-Cancino 2025, este descenso es crucial para inhibir

el crecimiento de los microorganismos contaminantes y es provocado por la liberación de ácidos orgánicos durante el metabolismo de las levaduras. El valor final de 3.65 es ligeramente superior al límite inferior reportado en otras investigaciones (3.40), lo cual podría atribuirse a la capacidad amortiguadora de los minerales presentes en la harina de *Agave cordillerensis*.

Capítulo 5

Conclusiones y recomendaciones

5.1 Conclusión

Se estableció que en la harina de *Agave cordillerensis* existen carbohidratos complejos como los polisacáridos de reserva (fructosanos), con los resultados negativos de las pruebas de Fehling directa y Lugol, contrastando con el resultado positivo de Fehling post hidrólisis acida de la muestra. Asimismo, la ausencia de lípidos confirmada por la prueba de sudan III/IV sugiere un perfil fitoquímico de la protección estructural y defensa metabólica de la planta.

Los resultados obtenidos de la cuantificación de la Glucosa, Fructosa, Sacarosa y azúcares totales de la harina del pedúnculo floral del *Agave cordillerensis*, nos confirman la alta confiabilidad, precisión y repetibilidad del método por cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC) que se empleó. Los resultados de los coeficientes de variación obtenidos para cada carbohidrato se mantuvieron dentro de los parámetros estadísticamente aceptables para las matrices vegetales complejas y así validamos el desempeño analítico del procedimiento utilizado para este análisis.

El perfil de azúcares mostró un predominio de la Fructosa, seguida de la Glucosa y Sacarosa, lo cual es característico de los tejidos de reserva del género *Agave*. El contenido total de azúcares fermentables fue de (68,479%) esto evidencia que el pedúnculo floral antes de su floración constituye una fuente rica en carbohidratos, con un potencial muy alto para aplicaciones industriales, particularmente en los procesos fermentativos, alimentarios y biotecnológicos.

En conjunto los resultados obtenidos no solo cumplen con los criterios de aceptación analítica establecidos en la literatura, sino que también respaldan el aprovechamiento integral de este subproducto vegetal, contribuyendo a su valorización y uso sostenible.

La nula presencia de proteínas en el análisis de la harina indica que para procesos de aprovechamiento fermentativo debe ser suplementado con fuentes externas de nitrógeno para optimizar el crecimiento de las levaduras.

Se obtuvo una bebida fermentada o biocombustible a partir de harina de pedúnculo hidrolizada, empleando la *Saccharomyces cerevisiae* evidenciándose la disminución de sólidos solubles de 10 °Brix a 1.1 °Brix y el descenso de pH de 4.5 a 3.5 evidenciando un consumo eficiente de los azúcares hidrolizados por la levadura. La obtención del 2 % de etanol a partir de 0% confirma la funcionalidad de los metabolitos de *agave* como fuente de carbono fermentable.

5.2 Recomendación

En base a los análisis realizados, se propone las siguientes recomendaciones para investigaciones y prácticas en el futuro.

Evaluar el uso de otras cepas de levaduras fermentativas con mayor afinidad por fructuosa y azúcares derivados de fructanos para evaluar el rendimiento alcohólico y la eficiencia fermentativa.

Realizar una caracterización fisicoquímica incorporando acidez total, compuestos volátiles, estabilidad microbiológica y propiedades sensoriales para evaluar su aplicación a nivel industrial.

Evaluar el aprovechamiento de los residuos sólidos post- fermentación como sub producto agroindustrial, para la obtención de fibra, compostaje o aplicaciones biotecnológicas.

Anexos**Imagen 1:** Peso de la harina del *Agave Cordillerensis*

Elaborado por: Los autores ,2026

Imagen 2: Harina de *Agave Cordillerensis*

Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 3: Harina de *Agave cordillerensis* con agua destilada



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 4: Prueba de Biuret



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 5. Prueba de Benedict



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 6. Prueba de Fehling



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 7. Prueba con Lugol



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 8. Prueba de sudan



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 9. Prueba con reactivo de Benedict



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 10. Prueba de permanganato de potasio



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 11: Tabla de resultados de la Glucosa.

Muestra	Resultados en %
1	18.3
2	18.6
3	18.9
4	19.0
5	18.7
6	18.1
7	19.1
8	18.8
9	18.5

Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 12: Tablas de resultados de la Fructosa.

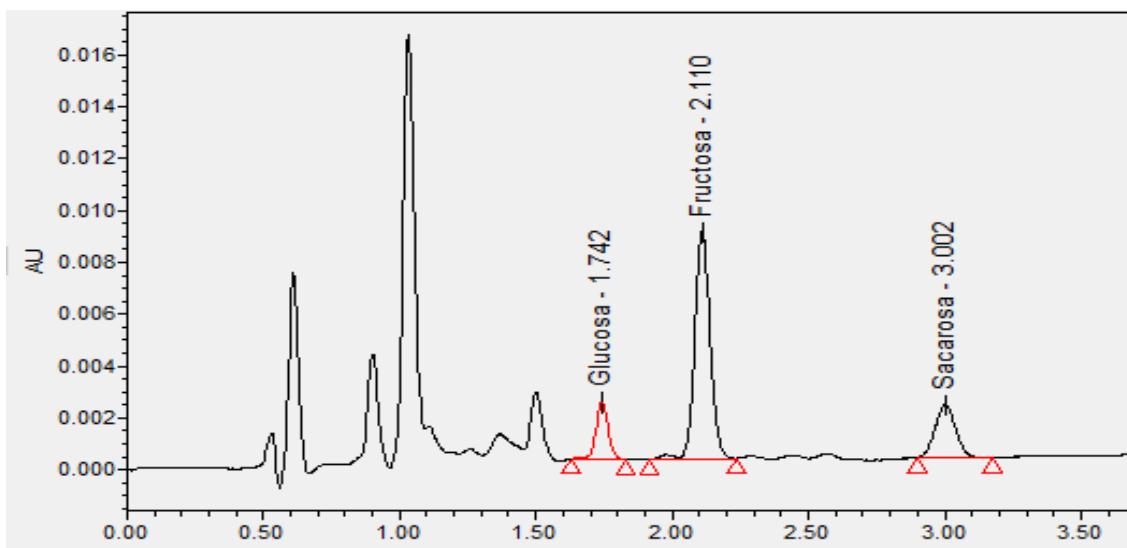
Muestra	Resultados en %
1	36.7
2	37.1
3	36.6
4	37.0
5	36.9
6	36.1
7	37.8
8	37.1
9	37.3

Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 13: Tablas de resultados de la Sacarosa.

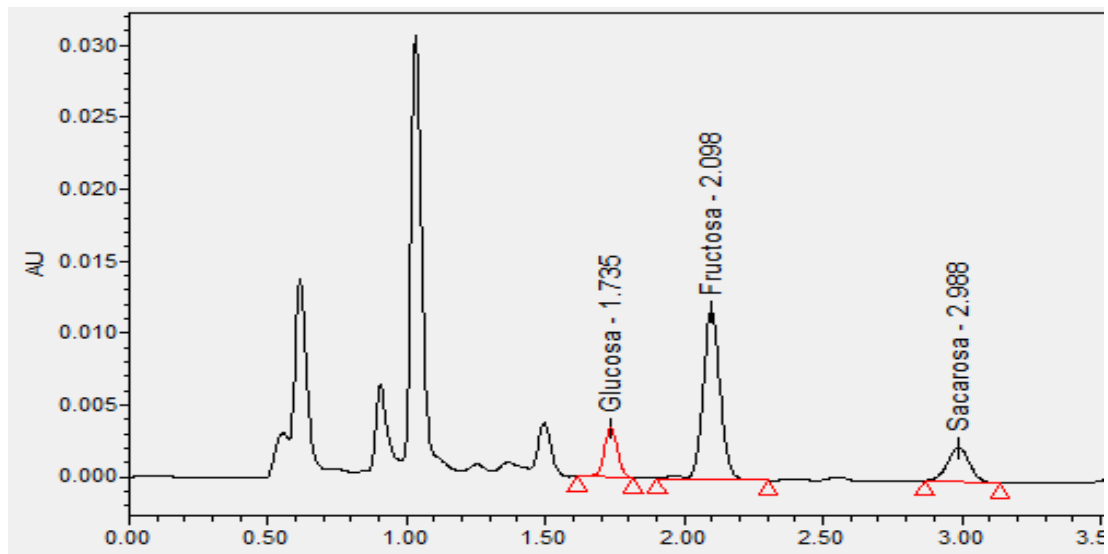
Muestra	Resultados en %
1	12.4
2	12.8
3	12.2
4	13.4
5	12.9
6	13.0
7	12.6
8	13.3
9	13.1

Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 14: Cromatograma del Estándar Combinado de Glucosa, Fructosa y Sacarosa.

Elaborado por: Los autores (2026).

Imagen 15: Cromatograma de la Muestra de Harina del pedúnculo floral.



Elaborado por: Los autores (2026).

Imagen 16. Medición del pH en el experimento



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 17. Inicio del proceso fermentativo de la harina de *Agave Cordillerensis*.



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 18. Incubación del proceso fermentativo de la harina de *Agave Cordillerensis*.



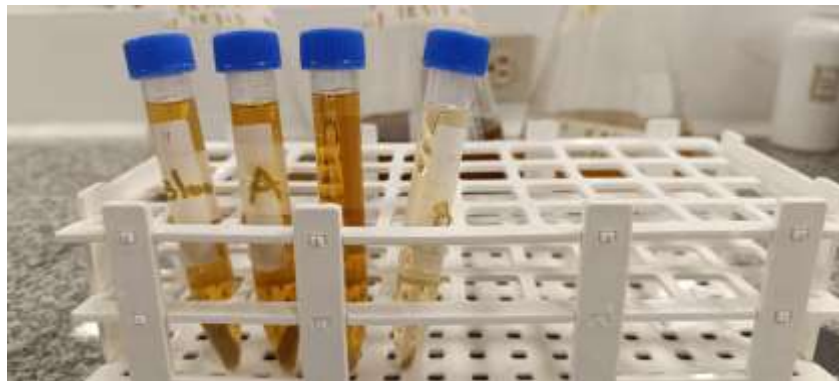
Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 19. Determinación del pH final tras el proceso fermentativo de la harina de *Agave Cordillerensis*.



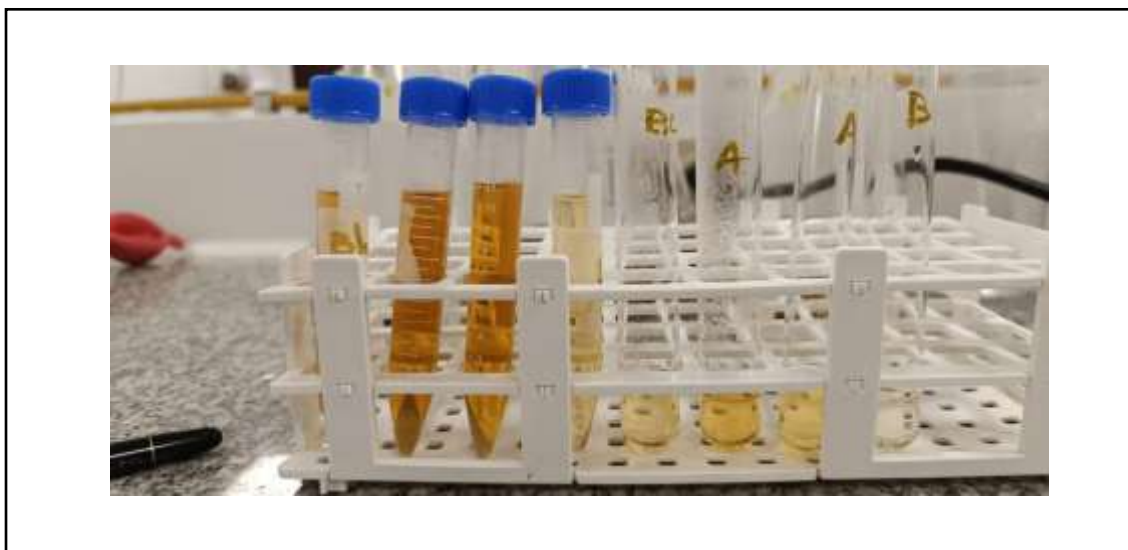
Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 20. Tubos obtenidos después de centrifugar la muestra fermentada *Agave Cordillerensis*.



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 21. Resultados de la prueba de oxidación de alcoholes en la muestra fermentada y centrifugada de *Agave Cordillerensis*.



Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 22. Tabla de etanol% vs tiempo

Etanol%	Días
0.0	0
0.65	5
1.40	10
2.00	15

Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 23. Tabla de grados Brix vs tiempo

Brix	Tiempo
10	0
6.50	5
3.80	10
1.10	15

Elaborado por: Los autores (2026)

Imagen 24. Tabla de pH vs tiempo

Brix	Tiempo
4.5	0
4.15	5
3.82	10
3.65	15

Elaborado por: Los autores (2026)

Bibliografía

- ALCAZAR, E. (11 de 2016). *Ciatej*. Obtenido de Ciatej.
- Alejandro Espino, H. D. (2020). Caracterización molecular de mutantes de Agave tequilana inducidas con radiación gamma Co60 y su efecto en la acumulación de fructooligosacáridos. *Scielo*.
- Arboretum., U. C. (sf). *The University of Arizona*. Obtenido de The University of Arizona: <https://apps.cals.arizona.edu/arboretum/taxon.aspx?id=12>
- Avendaño-Arrazate, L. I. (2015). Caracterización morfológica de Agave cupreata, especie endémica de México. *Scielo*.
- Ávila Núñez, R. R. (2012). Contenido de azúcares totales, reductores y no reductores en Agave cocui Trelease. *Multiciencias*.
- Ávila-Reyes, S. V.-A.-L.-E. (2025). Mezcal: A review of chemistry, processing, and potential health benefits. *NCBI*.
- Bautista Justo, G. O. (sf). azúcares en Agaves (Agave tequilana Weber) cultivados en el estado de Guanajuato. *Sistema de Información Científica*.
- Benítez, K. (2023). *Universidad Central del Ecuador*. Obtenido de Universidad Central del Ecuador: <https://www.dspace.uce.edu.ec/server/api/core/bitstreams/f96d6a59-e314-413a-a402-690f9150cf2b/content#:~:text=Asimismo%2C%20se%20realizar%C3%A1%20un%20an%C3%A1lisis,local%20y%20los%20usos%20espec%C3%ADficos.&text=Seg%C3%BAn%20De%20La%20Torre%20et,andina%2>
- Byron Santiago Sánchez Montaluisa, E. G. (2024). Distribución actual y potencial de Agave (Agave spp.) en la Provincia de Cotopaxi. *Universidad de Ciego de Ávila*.
- Cárdenas, J. (2011). Caracterización del contenido de proteínas y de la actividad proteolítica del látex proveniente de especies de Ficus spp., nativas de Bolivia y de Perú. *Universidad Mayor de San Andrés*.
- Castillo, J. (sf). manual de prácticas de laboratorio química orgánica y aplicada. *Universidad de Quintana Roo*.
- Castro, A. (2013). El Agave y sus productos. *tsia*.
- Chorlango, A. J. (2023). Simulación computacional del proceso de fermentación alcohólica de la savia extraída del Agave azul. *Universidad técnica del Norte*.
- Colombia, L. U. (sf). Desarrollo de protocolos para evaluar calidad de un proceso de separación de almidón extraído de Papa Diacol Capiro. *Grupo de Dinámica de Maquinaria*.
- Cortez, M. (2023). Comparación de los métodos Kjeldahl y Biuret para. *Universidad Nacional San Luis Gonzaga*.
- Davis, S. C. (2022). Agave americana: Características y posibles prioridades de reproducción. *NIH*.
- Eleazar Barboza, G. O. (sf). Manual de Prácticas de Bioquímica. *Universidad de Guanajuato*.

- Elena Franco-Robles, M. G. (2015). Implicación de los fructanos en la salud: mecanismos inmunomoduladores y antioxidantes. *NCBI*.
- Eloy Solano, T. T. (2017). *ScienceDirect*. Obtenido de ScienceDirect: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1870345317301963>
- ENILDETH GOTOPO, L. Y. (2024). Los sistemas agroforestales para el ecodesarrollo del Agave cocui. *Centro de Investigaciones en Ecología y Zonas Áridas-Universidad Nacional experimental Francisco de Miranda*.
- Eva Casado, M. G. (sf). Metabolismo de los hidratos de Carbono. *El laboratorio clínico III: análisis de las muestras de orina*.
- Giraldo-Cañas, D. (2020). Una especie nueva de Agave (Asparagaceae: Agavoideae) de Colombia. *Revista mexicana de biodiversidad*.
- Giraldo-Cañas, D. (2023). Acerca de la identidad de Agave cordillerensis (Agavaceae), la angiosperma con la inflorescencia más grande del mundo. *CINCHONIA*.
- GONZÁLEZ, L. (2023). Bioaccesibilidad de compuestos bioactivos de la flor Agave inaequidens mediante un sistema gastrointestinal in vitro. *Universidad autónoma de nuevo León*.
- Guevara, W. (2023). Efecto del pH y temperatura en la fermentación de aguamiel de cabuya (Agave Americana L.) enriquecida con mashua (Tropaeolum tuberosum) ecotipo negra en la concentración de alcohol. *Universidad Nacional de Huancavelica*.
- Huamaní, Y. (2020). El aguamiel de Agave americana en la alimentación artificial. *UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL*.
- Ignacio Islas Flores, J. E. (2020). Método rápido y sencillo de extracción de proteínas en tejidos de agave. *Researchgate*.
- Iván Granadillo, G. R. (2014). Efecto de la temperatura y el pH en la fermentación. *Revistamulticiencias*.
- Jiménez Ramírez Emilio, C. G. (2024). Hidrólisis ácida y básica de bagazo de caña de azúcar. *Revista Tendencias en Docencia e Investigación en Química*.
- Kancab, R. (2016). Diseño de un protocolo para la propagación. *Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C.*
- KATHERINE, V. V. (2022). Efecto del tiempo de fermentación y dos tipos de levaduras en bebida alcohólica de la placenta de cacao (Theobroma cacao). *Universidad Agraria del Ecuador*.
- Lamberto Zúñiga, E. R. (2018). Características y productividad de una planta MAC, Agave tequilana desarrollada con fertigación en Tamaulipas, México. *SciELO*.
- latina, c. (2025). Fructanos de Agave: Importancia de la Inulina y su Digestión. *ciencia latina*.
- LEMA, J. (2015). Estudio de la fermentación del aguamiel de lapenca (Agave americana L.) para la obtención. *Universidad tecnológica equinoccial*.
- Leticia Huezcas, E. A. (2022). Subproductos de interés nutricional y funcional de Agave salmiana. *SciELO*.

- López, B. Y. (2023). La química de los alimentos. *BOLETÍN DE FÍSICA Y QUÍMICA*.
- Manuela Sánchez, M. T. (2012). Reactivo de Lugol: Historia de su descubrimiento y aplicaciones didácticas. *Scielo*.
- Margarito Álvarez, B. Á. (2017). Manual de prácticas de laboratorio para apoyo a las asignaturas de biología I Y II. *Universidad Nacional autónoma de México*.
- Maria del Rosario García Mateos, L. H. (2024). Componentes antioxidantes y calidad nutricional de aguamiel de diversos cultivares de agave pulquero (*Agave salmiana* y *A. mapisaga*). *polibotanica*.
- María del Socorro Camargo, L. E. (2017). Laboratorio de química orgánica aplicada. *Instituto Politécnico Nacional*.
- Martha Lucía Arenas Ocampo, A. R.-A.-D.-R. (Enero de 2023). *Researchgate*. Obtenido de Researchgate:
https://www.researchgate.net/publication/379147338_34_ENCAPSULACION_DE_Saccharomyces_boulardii_CON_AGAVINAS_UN_NUEVO_ENFOQUE_DEL_USO_DE_BIOMATERIALES_DE_Agave_angustifolia_HAW
- Martínez, J. (2007). Determinación de lípidos simples en agave mezcalero por cromatografía de gases. *UNAM*.
- Miguel Enríquez, T. E. (2024). Comportamiento antioxidante y polifenólico de una conserva de flor de Cabuya negra (*Agave americana*). *Scielo*.
- Monica Robles, A. C. (sf). Obtención de Fructooligosacáridos de Agave y su Potencial Biológico: Un Artículo de Revisión. *Ciencia latina*.
- Montañez-Soto, J. L.-G.-V.-R. (2011). Extracción, caracterización y cuantificación de los fructanos contenidos en la cabeza y en las hojas del Agave tequilana Weber azul. *Scielo*.
- Nieves Díaz, J. J. (sf). Reacciones coloreadas para la determinación cualitativa de azúcares. *Universidad de Córdoba*.
- Petruzzello, M. (diciembre de 2025). *Britannica*. Obtenido de Britannica:
<https://www.britannica.com/plant/Agave>
- Quiñones-Muñoz, T. A.-R.-U. (2022). Nutritional Properties of *Medicago sativa* L., *Agave* spp. *MPDI*.
- Quito, t. d. (2020). *Declaratoria del Agave andino/penco/tzawar como planta emblemática de la ciudad de Quito*. el comercio.
- Richmond François, M. S. (2024). Especies de agave : una revisión exhaustiva de taxonomía, química, etnobotánica y etnofarmacología. *Science Direct*.
- Rosa González, F. R. (2020). Exohidrolasas fructosílicas y su importancia en el metabolismo de fructanos en *Agave tequilana* Weber var. azul. *Scielo*.
- Rosa María Camacho Ruiz, A. G. (2023). Agave y derivados:Tendencias científicas, uso sostenible y patrimonio. En *Agave y derivados:Tendencias científicas, uso sostenible y*

patrimonio. Centro de Investigación y Asistencia en Tecnología y Diseño del Estado de Jalisco.

S.A.S, C. (2024). SUDAN III. *cirumedics*.

Sánchez Montaluisa, B. S. (2024). Distribución actual y potencial de Agave (Agave spp.) en la Provincia de Cotopaxi. *Universidad & Ciencia*.

Sapkota, A. (2024). *microbenotes*. Obtenido de microbenotes:
<https://microbenotes.com/iodine-test/#:~:text=Water%20bath-,Procedure%20of%20Iodine%20Test,color%20in%20the%20test%20tubes>.

Sciences, I. A. (2020). SAPONINAS Y SAPOGENINAS DE AGAVE CON RESPECTO AL DIVERSO ROL FARMACOLÓGICO DE LA HECOGENINA. *Innovare Academic Sciences* .

sitios.quimica, U. (sf). *sitios.quimica*. Obtenido de sitios.quimica.

Suárez-Machín, C., Garrido-Carralero, N. A., & Guevara-Rodríguez, C. (2016). Levadura *Saccharomyces cerevisiae* y la producción de alcohol . *Redalyc*.

Vallejo Váscquez, A. J. (2022). Diseño de fermentador industrial para elaboración de licor de Agave (Agave americanaL.) en la provincia de Tungurahua, parroquia de Salasaca, sector de Ramos-Loma. *Universidad Central del Ecuador*.

Vázquez, J. (2021). Reactividad de $Fe_3(CO)_{12}$ con dímeros y polímeros naturales. *Unam*.

Verne, J. (sf). Reconocimiento de principios inmediatos. *Departamento de Biología y geología*.

Wiktoria Liszkowska, J. B. (2021). Fermentación de levaduras a bajas temperaturas: adaptación a condiciones ambientales cambiantes y formación de compuestos volátiles. *NIH*.