



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ciencias Naturales

Caracterización morfológica de la planta de *Aloe Barbadensis Miller* en el Municipio de Tasquillo del estado de Hidalgo y determinación de la composición nutricia, perfil fenólico y capacidad antioxidante de su flor.

Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de

Licenciatura en Nutrición

Presenta

Miroslava Torres Ferrera

Dirigido por

Dr. Jorge Luis Chávez Servín

Querétaro, Qro. 11 de abril del 2022



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ciencias Naturales
Licenciatura en Nutrición

Caracterización morfológica de la planta de *Aloe Barbadensis Miller* en el Municipio de Tasquillo del estado de Hidalgo y determinación de la composición nutricia, perfil fenólico y capacidad antioxidante de su flor.

TESIS

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de

Licenciatura en Nutrición

Presenta:

Miroslava Torres Ferrera

Co-dirigido por:

Dr. Jorge Luis Chávez Servín

SINODALES

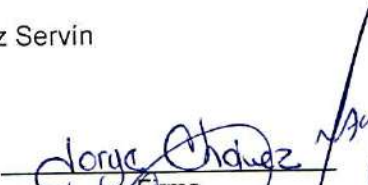
Dr. Jorge Luis Chávez Servín
Presidente

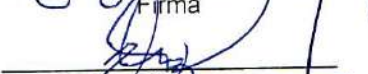
Dr. Luis Hernández Sandoval
Secretario


Dr. Roberto Augusto Ferriz Martínez
Vocal


MCNH. Ángel Félix Vargas Madriz
Suplente

MCTA. Roxana Preciado Cortés
Suplente


Firma


Firma


Firma


Firma


Firma

Dr. José Guadalupe Gómez Soto
Director de la Facultad

Dra. Ma. Guadalupe Flavia Loarca Piña
Directora de Investigación y Posgrado

RESUMEN
SUMMARY
DEDICATORIAS
AGRADECIMIENTOS
ÍNDICE

Resumen.....

Agradecimientos -----

Índice

Índice de tablas.....

Índice de figuras e imágenes.....

I. INTRODUCCIÓN.....

II. ANTECEDENTES

III. JUSTIFICACIÓN

IV. OBJETIVOS

V. MATERIALES Y MÉTODOS

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

VII. CONCLUSIONES

VIII. REFERENCIAS

IV. ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

ÍNDICE DE FIGURAS E IMÁGENES

INTRODUCCIÓN

La planta de *Aloe Vera* es originaria de África, específicamente de la península de Arabia. Su nombre genérico Aloe proviene del término árabe *Alloeh* que significa sustancia brillante y amarga, se le denomina también con el nombre de sábila; ésta y otras variantes se debe a la deformación del vocablo árabe *Çabila* que significa planta espinosa. Al continente americano fue introducida por Cristóbal Colón en los tiempos del descubrimiento de América, debido a que éste la utilizaba como medicina para su tripulación. En esos años España ya tenía plantaciones considerables de este vegetal, probablemente dejadas como herencia de la invasión musulmana (Vega, 2005).

Debido a que el *Aloe Vera* procede de sitios calurosos y desérticos, su cultivo requiere que las temperaturas mínimas no descendan de 0°C. Heladas intensas o heladas débiles pero repetidas causan daños, ya que no es tolerante al frío (Bonilla, 2016).

De acuerdo con la Organización Mundial de la Salud (OMS) el uso tradicional de medicamentos herbarios ha sido empleado de forma prolongada a lo largo de la historia. Su uso está bien aceptado y ampliamente reconocido como inocuo y eficaz. En 2004, dicho organismo publicó que cerca del 60% de la población humana sigue tratando los problemas de salud con remedios tradicionales.

La OMS también refiere que la medicina tradicional es todo el conjunto de conocimientos, aptitudes y prácticas basadas en teorías, creencias y experiencias indígenas de las diferentes culturas, usados para el mantenimiento de la salud, así como para la prevención, el diagnóstico, la mejora o el tratamiento de enfermedades tanto físicas como mentales. El concepto de “medicamentos herbarios” se refiere al uso de materiales vegetales brutos como hojas, flores, frutos, semillas, tallos, madera, corteza, raíces y otras partes de plantas, ya sean enteras, fragmentadas o pulverizadas y preparaciones basadas en estos, en el tratamiento de enfermedades. Los ingredientes de los medicamentos herbarios son los principios activos, los cuales tienen actividad terapéutica y han sido identificados por métodos analíticos adecuados y su preparación se ha normalizado.

En la actualidad el conocimiento acerca de las propiedades terapéuticas que tienen las plantas es fundamental para anteponerse al uso de derivados sintéticos que si

se usan de manera incorrecta o prolongadamente traen consigo efectos contradictorios.

Las infusiones de hierbas y el té verde son bebidas ampliamente consumidas en el mundo y son consideradas como los principales reservorios de antioxidantes naturales. Estas son preparadas a partir de las hojas, flores, frutos y/o cortezas mediante un proceso de extracción con agua caliente o fría durante cierto tiempo (Sentkowsk et al., 2016).

La capacidad antioxidante de los medicamentos herbarios se atribuye principalmente a la presencia de compuestos fenólicos, los cuales son considerados como compuestos bioactivos de acuerdo con los beneficios que ofrecen como antioxidantes, antimicrobianos, antiinflamatorios, analgésicos, neuroprotectores, etc. (Fotakis, 2016).

La capacidad antioxidante puede variar de una planta a otra ya que los compuestos encargados de esta actividad pueden verse afectados por el método de extracción, la variedad de la planta y hasta por condiciones tanto ambientales como estacionales y su origen geográfico (Fotakis, 2016).

La principal función de la flor de *Aloe Vera* es la polinización, pero desde tiempos pasados también se le da un uso culinario, en la actualidad en gastronomía han surgido recetas utilizando estas flores, aunque aún no se han popularizado. Se pueden utilizar para preparar infusiones, miel, yogurt o para ser utilizada en ensaladas o como ingrediente acompañando diferentes guisos.

Diversos estudios acerca del *Aloe Vera* han mostrado que éste contiene glicoproteínas, polisacáridos, aminoácidos, compuestos antioxidantes y algunas vitaminas como la A, E y B12 (Gampel, 2002). La mayoría de estos estudios se han centrado en el gel y la piel del *Aloe Vera* concluyendo que tiene distintos usos terapéuticos y cosmetológicos.

Por su parte, las flores del *Aloe Vera* se han mantenido en la sombra, a pesar de que sus propiedades podrían ser benéficas y de interés para la salud del cuerpo humano, ya que acumulan compuestos de importancia alimentaria. Existen pocos estudios acerca de la composición nutricia de las flores de *Aloe Vera*, dentro de la información que se ha obtenido respecto a su uso terapéutico destacan por sus beneficios tanto inmunológicos como digestivos, ya que favorece a tener una buena digestión eliminando problemas como el estreñimiento y dolores intestinales (Gampel, 2002).

De igual forma, los estudios sobre la caracterización morfológica de *Aloe Vera* son escasos; existen algunos en los que se analizan diferentes variables de las plantas

y otros en los que sólo se describen ciertos atributos de los componentes de las plantas. Por ellos, el propósito de este trabajo fue conocer la variabilidad de las plantas silvestres de *Aloe Vera* de 3 localidades distintas a partir de caracteres morfológicos y esto aunado al creciente interés en el uso de productos naturales que logran evitar efectos dañinos para la salud, motiva el interés en determinar la composición alimentaria de las flores de *Aloe Vera* y si es posible identificar características distintas en las plantas de cada localidad.

I. ANTECEDENTES

1.1 Origen del *Aloe Barbadensis Miller*

Los orígenes del *Aloe Barbadensis Miller* son las regiones secas de África, Asia y el sur de Europa, especialmente en las regiones mediterráneas, existiendo numerosos documentos históricos de los egipcios, griegos, romanos, alegerianos, árabes, indios y chinos, entre otros, que hablan de su empleo para uso medicinal y cosmético (Tinajero, S. & Alhelí S., 2020).

Existen cerca de 360 especies de Aloe diferentes pero el *Aloe Barbadensis Miller* es la más utilizada a lo largo de la historia y en la actualidad. Es una planta suculenta, perteneciente a la familia *asphodelaceae* (ver Tabla 1); es un arbusto con talo corto cubierto de hojas, las cuales miden de 40 a 50 cm de largo y 5 a 8 cm de ancho, y están densamente agrupadas en una roseta basal de hasta 20 hojas estrechamente triangulares, rectas y de un verde-grisáceo, dentadas sólo en el margen como método de defensa, las inflorescencias tienen unos 70-100cm de alto y son erectas, las flores son tubulosas, levemente estrechas en la base y de un color amarillo (Figura 1) (Domínguez-Fernández, 2016).

<i>Tabla 1. Clasificación botánica del Aloe Barbadensis Miller</i>	
Reino	<i>Plantae</i>
División	<i>Magnoliophyta</i>
Clase	<i>Liliopsida</i>
Subclase	<i>Lilidae</i>
Orden	<i>Asparagales</i>
Familia	<i>Asphodelaceae</i>
Género	<i>Aloe</i>
Especie	<i>Aloe Vera L.</i>

(Rzedowski, 2001)

1.2 Características del *Aloe Barbadensis Miller*

El *Aloe Barbadensis Miller* se adapta a condiciones de clima tropical y subtropical, pero se desarrolla mejor en climas cálidos y subcálidos con temperaturas de entre 16 y 25°C con mucha luminosidad, tiene un requerimiento bajo de agua y no soporta temperaturas menores a los 0°C. México tiene las condiciones adecuadas para ser uno de los mejores lugares para su cultivo teniendo cerca del 36% de la producción mundial (Núñez, 2018).

Para que la planta de *Aloe Barbadensis Miller* comience con su floración debe haber un desarrollo adecuado de sus tejidos internos: un tallo en forma de rizoma con un ápice caulinar del cual se general las nuevas hojas y un grupo de células que se diferencian para formar la inflorescencia. Esta condición la alcanza la planta entre los dos y tres años, empezando a contar desde el momento en que se forma el hijuelo en la parte madre (Gampel, 2002).

La floración del aloe vera está determinada por el fotoperiodo y la temperatura, de manera que al disminuir las horas de luz solar y bajar la temperatura se estimula el inicio de la formación de yemas florales, éstas crecen lentamente durante el invierno y se hacen visibles en forma de racimo de flores amarillas durante el comienzo de la primavera, esto indica que la temporada de floración es del mes de enero a mayo, aproximadamente (Gampel, 2002),

Así como en la mayoría de los vegetales, la floración implica un esfuerzo energético mayor para la planta, ya que destina casi todos sus recursos con la finalidad de asegurar su reproducción sexual, al ser el *Aloe Vera* una planta suculenta es menos aparente este cambio pero todos los recursos invertidos en la formación del tallo floral, flores, néctar y polen son extraídos de la parte vegetativa de la planta, ocasionando que esta tenga un debilitamiento al menos de un 15% de su biomasa y que exista una merma mínima en la concentración de las sustancias por las cuales se le han atribuido propiedad terapéuticas mientras que al movilizarse estas sustancias se incrementa su contenido hacía las flores (Gampel, 2002).

1.3 Distribución

2.3.1 Área de origen: La planta de *Aloe Vera* es originaria de África, específicamente de la península de Arabia.

Se ha cultivado ampliamente en todo el mundo y se ha naturalizado en el norte de África, así como en Sudán y los países vecinos, junto con las Islas Canarias, Cabo Verde y las Islas Madeira (INE y CM, 2017).

2.3.2 Distribución secundaria: Se encuentra en el sitio de trópicos, se registran en Estados Unidos, México, Bolivia, Ecuador, Perú, Jamaica y Puerto Rico; y es cultivada prácticamente en todo el mundo en huertos familiares, como ornamental y a veces en interiores (CONABIO, 2018).

2.3.3 Distribución en México: Se encuentra en el sitio de trópicos, se registra en el Estado de México, Guerrero, Hidalgo, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Sonora y Yucatán. La especie es muy ampliamente cultivada en huertos familiares y se asilvestra principalmente en regiones semiáridas y áridas (CONABIO, 2018).

1.4 Caracterización morfológica

La caracterización del germoplasma de cualquier cultivo es un procedimiento que normalmente se utiliza para describir los caracteres morfológicos, fenológicos y productivos que identifican a las especies o accesiones; así como para verificar el grado de variación que poseen las colecciones de materiales útiles, pero potencialmente diferentes, representados por una mayor o menos cantidad de individuos (Machado, 2011).

La caracterización morfológica consiste en describir los atributos de las accesiones y, con ello, determinar su utilidad; pero a la vez permite identificar los tipos promisorios para los procesos de selección, mejoramiento genético u otros fines. Para llevar a cabo el proceso de caracterización se utilizan descriptores reconocidos. Cuando la diversidad genética entre especies y dentro de las especies es fácilmente observable, los descriptores morfológicos suministran información con la que se puede evitar la duplicación del mismo material y minimizar las sobreestimaciones de la diversidad existente (Machado, 2011)

1.5 Usos y aplicaciones

En el artículo *capacidad antioxidante, composición próxima y componentes lipídicos de la flor de Aloe Vera* que se presentó en 2018 en la *Revista de investigación aplicada sobre plantas medicinales y aromáticas* fueron evaluados dos métodos de agitación y cuatro solventes para determinar cuál sería el más adecuado al momento de evaluar el valor nutricional de las flores de *Aloe Barbadosis Miller* y se presentan las características químicas de las mismas, el contenido de tocoferol, β -caroteno y β -sitosterol, así como un análisis próximo de las flores secas de *Aloe Vera* en el que se muestra el contenido promedio de humedad, proteínas, lípidos, fibra y cenizas, concluyendo que las flores secas de *Aloe Vera* son una fuente valiosa de β -sitosterol y componentes lipídicos, especialmente el ácido miristoleico y el ácido palmítico.

También se revisó el artículo *Constituyentes fenólicos, capacidad antioxidante y actividad micoplasmática preliminar de la piel de las hojas y de las flores de Aloe Vera de las islas canarias* publicado en 2013 por la revista *Molecules*, En este documento se observó la presencia de polifenoles en la flor de *Aloe Vera*, específicamente ácido gálico y epicatequina, también se observó que las flores no presentaron actividad micoplasmática frente a *M. mycoides capri*, *M. agalactia*, *Acholeplasma laidlawii*, *M. gallisepticum* pero se concluye que se podría expresar fuerte actividad contra otros organismos u otro tipo de propiedades frente a patologías según su composición de fenoles.

1.6 Actividad antioxidante

Los radicales libres podrían ser definidos como especies químicas asociadas con un electrón no apareado. Ellos son de vida corta, inestables y altamente reactivos buscando donar el electrón desapareado y finalmente lograr una configuración estable. Los radicales libres son capaces de atacar a las células del cuerpo, haciéndoles perder su estructura y función. El daño celular causado por radicales libres aparenta ser la principal contribución al envejecimiento y a las enfermedades degenerativas como el cáncer, enfermedades cardiovasculares, cataratas, debilitamiento del sistema inmune, enfermedades hepáticas, diabetes mellitus, inflamación, falla renal, disfunción cerebral, estrés, etc. (Alam et. Al., 2013)

Todos los seres vivos que utilizan el oxígeno para la generación de energía liberan radicales libres, lo que es incompatible con la vida a menos que existan mecanismos de defensa contra estas especies. Esta defensa se realiza a través de los antioxidantes y se considera como tal a cualquier sustancia que, en concentraciones normales, posee una afinidad mayor que cualquier otra molécula para interacciones con un radical libre, de hecho, se puede definir como antioxidante a toda sustancia que hallándose presente a bajas concentraciones respecto a las de una molécula oxidable (biomolécula), retarda o previene la oxidación de este sustrato (García & Rojo, 2009).

El antioxidante al colisionar con el radical libre le cede un electrón, se debilita su acción y en algunos casos, como la vitamina E, puede regenerarse a su forma primitiva por la acción de otros antioxidantes. No todos los antioxidantes actúan de esta manera, los llamados enzimáticos catalizan o aceleran reacciones químicas que utilizan a su vez reacciones con los radicales libres (García & Rojo, 2009).

Los antioxidantes naturales como la vitamina E, C, flavonoides, ácidos fenólicos y taninos, tienen diversas propiedades bioquímicas y medicinales, como

antiinflamatorios, antimicrobianos, efectos anticancerígenos, reducción de la incidencia de enfermedades coronarias, entre otros (Pace, 2014).

Algunas veces, la cantidad de antioxidantes en condiciones fisiológicas normales pudieran ser insuficientes para neutralizar los radicales libres generados, no obstante, éstos no solamente son formados de manera endógena. Existen otros factores o fuentes que favorecen la formación de los radicales libres, tales como; la exposición a rayos X, al ozono, al tabaco, a contaminantes del aire y productos químicos industriales, además de ciertos medicamentos, que promueven el aumento de producción de Ros. Es por esto que se debe enriquecer la dieta con antioxidantes para proteger al cuerpo de muchas enfermedades, por lo tanto, ha incrementado el interés en la industria alimentaria y en la medicina preventiva en el conocimiento de la existencia de "antioxidantes naturales" provenientes de plantas (Nantz, 2006).

Las plantas son un reservorio de antioxidantes naturales. Se han realizado varios estudios en los que se evalúa la actividad antioxidante que tienen algunas plantas que son utilizadas en la gastronomía de diferentes partes del mundo.

Los antioxidantes se pueden clasificar de distintas maneras, una de ellas es en exógenos y endógenos; los primeros son aquellos que ingresan a través de la cadena alimenticia y que podemos encontrarlos presentes en la flora y los endógenos son aquellos que son sintetizados por la célula (García & Rojo, 2009).

1.7 Compuestos presentes en las flores de aloe vera

1.7.1 Tocoferoles:

Tocoferol es un nombre genérico para una familia formada por 8 compuestos con actividad de vitamina E. Cuatro isoformas del tocoferol (α -, β -, γ -, y δ -tocoferol) y cuatro isoformas del tocotrienol (α -, β -, γ -, y δ -tocotrienol) (Figura 1). La forma más común es el tocoferol alfa, todos los tocoferoles tienen en común un anillo de cromanol, un alcohol aromático cuyo grupo OH puede donar fácilmente un hidrógeno y reducir los radicales libres, y una cadena alifática lateral lipófila que los hace liposolubles y, por tanto, capaces de penetrar en las membranas biológicas (Febles & Saldaña, 2002).

La vitamina E es el antioxidante liposoluble más importante de las células. Localizada en la parte lipídica de las membranas biológicas protege los fosfolípidos de estas del ataque de los radicales libres. La vitamina E secuestra los radicales libres reduciéndolos a metabolitos menos activos (Febles & Saldaña, 2002).

1.7.2 β -caroteno

Pertenece al grupo de los carotenos, los cuales están formados por 40 carbonos, entre los carotenos; el β -caroteno se distingue por tener anillos beta en ambos extremos de la molécula (Figura 2).

En la naturaleza, el β -caroteno es un precursor (forma inactiva) de la vitamina A (Carranco, 2011).

Es un pigmento orgánico de color rojo-anaranjado intenso presente en frutas y algunas plantas (Meléndez, 2004).

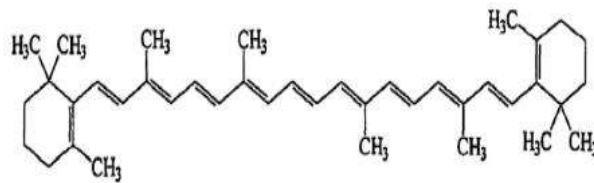


Figura 2. Estructura química del β -caroteno

1.7.3 β -sitosterol

Pertenece al grupo de los fitoesteroles, los cuales son los esteroides que se encuentran de manera natural en las plantas y se encuentran presentes en los animales como consecuencia de su ingestión en la dieta. Tiene una estructura química similar a la del colesterol, la mayoría de los esteroides naturales poseen una cadena lateral de 8 a 10 carbonos y un enlace doble en el C-5 (Figura 3) y se encuentran distribuidos en el mundo vegetal, en el que cumplen la función de mantener la estructura y el funcionamiento de las membranas celulares (Valenzuela & Ronco, 2004).

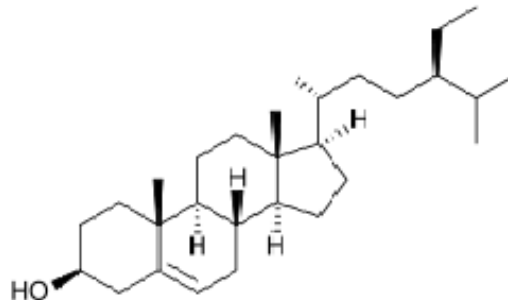
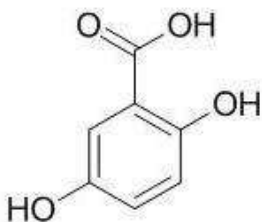


Figura 3. Estructura química del β -sitosterol

1.7.4 Ácido genticico

Es un ácido fenólico con fórmula química $C_7H_6O_4$ (figura 4) que se encuentra dentro de la clasificación de los ácidos dihidroxibenzoicos, es un derivado del ácido benzoico y producto de la oxidación del ácido acetilsalicílico (Santos, 2009).



. **Figura 4.** Estructura química del ácido gálico

1.7.5 Epicatequina

Es uno de los compuestos mayoritarios en frutas, Es uno de los isómeros de configuración cis de la catequina. Se ha visto en estudios anteriores que se encuentra presente en las plantas de la medicina tradicional china, en los granos de cacao y en el vino (Quiñones, 2007).

2.7 Métodos para evaluar la composición nutricia de las plantas

En el artículo *Capacidad antioxidante, composición próxima y componentes lipídicos de la flor de Aloe Vera* que se presentó en 2018 en la Revista de *Investigación aplicada sobre plantas medicinales y aromáticas* se utilizó la técnica de cromatografía líquida de alta eficacia (HPLC) para la cuantificación de tocoferoles, β -carotenos y β -sitosterol, y para la determinación de la capacidad antioxidante utilizaron el método de captura del radical DPPH y al comparar dos métodos de agitación y 4 solventes concluyeron que para extraer oleorresina los más adecuados eran la acetona como solvente y el método de agitación de Vortex.

En el artículo *Constituyentes fenólicos, capacidad antioxidante y actividad micoplasmática preliminar de la piel de las hojas y de las flores de Aloe Vera de las islas canarias* publicado en 2013 por la revista *Molecules* también se utilizó la técnica de HPLC para identificar constituyentes fenólicos y para determinar la presencia de polifenoles en los extractos se compraron los tiempos de retención y espectros UV superpuestos comparados con extractos estándar y en cuanto a la determinación de antioxidantes también se utilizó el método DPPH.

2.7.1 Fundamento de la cromatografía líquida de alta eficacia (HPLC)

El HPLC es una técnica utilizada para separar los componentes de una mezcla. Consiste en una fase estacionaria no polar (columna) y una fase móvil. La fase móvil circula en íntimo contacto con un sólido u otro líquido inmiscible, el cual vendría siendo la fase estacionaria que actúa como portador de la muestra (Plou & Torres, 2010).

La muestra en solución es inyectada en la fase móvil, los componentes de la solución emigran de acuerdo con las interacciones no-covalentes de los compuestos con la columna. Estas interacciones químicas, determinan la separación de los contenidos en la muestra (Plou & Torres, 2010).

2.7.2 Fundamento del método DPPH

El radical DPPH es ampliamente utilizado para medir la actividad antioxidante debido a su practicidad, se basa en la donación electrónica del antioxidante para neutralizar al radical DPPH, provocando un cambio de color debido a la reducción del compuesto, este cambio se mide a 517nm (Shahidi & Zhong, 2015).

El procedimiento involucra la medición de la disminución de la absorbancia del DPPH a su máxima absorción de 517nm, la cual es proporcional a la concentración del radical neutralizador añadido a la solución de DPPH (Shahidi & Zhong, 2015).

Los resultados se expresan como EC₅₀ el cual es definido como la concentración del antioxidante necesaria para disminuir la concentración inicial del radical 50%. Una limitación importante de este método es la interpretación de resultados cuando se tienen sustancias de cuyo espectro de absorción se solapa con el DPPH, por ejemplo, las antocianinas tienen una fuente de absorción en el mismo intervalo de longitud de onda que DPPH (500-550nm), y esto puede interferir en la interpretación de resultados (Shahidi & Zhong, 2015).

A pesar de las limitaciones mencionadas, el radical DPPH es estable, comercialmente viable y no requiere de preparación previa como el ensayo ABTS. Este método espectrofotométrico se empleó ya que es útil y sencillo para medir la capacidad antioxidante de muestras complejas.

2.7.3 Fundamentos del método FRAP (Capacidad antioxidante para Reducir el ion Férrico)

El método FRAP, se fundamenta en la reducción del hierro férrico (Fe⁺³) presente en el reactivo de FRAP hasta la forma ferrosa (Fe⁺²) por presencia de antioxidantes.

El ensayo FRAP también se trata de un método espectrofotométrico que mide la reducción de un complejo formado por un cromógeno, normalmente de TPTZ (2,4 6-tripiridil-s-triazina), y hierro férrico (Fe⁺³) incoloro a un complejo ferroso Fe⁺² de

un intenso color azul verdoso en presencia de antioxidantes no enzimáticos como es el caso de vitamina C (ácido ascórbico) y otros como ácido úrico, entre otros; pero no mide los antioxidantes que contienen grupos SH, tal como el glutatión, ácido lipoico y algunos aminoácidos, ya que estos no reducen de forma efectiva el Fe^{+3} a Fe^{+2} (Huet, B. & María, M., 2017).

La actividad antioxidante se determina como aumento de la absorbancia de forma lineal y los resultados se expresan como mg equivalentes de Fe^{+2} o micromolar de Fe^{+2} (Huet, B. & María, M., 2017).

2.7.4 Fundamentos del método TEAC

3. Municipio de Tasquillo, Hidalgo

Tasquillo es uno de los 84 municipios del estado de Hidalgo en México. Se localiza al poniente del territorio hidalguense, con una altitud entre 1500 y 2300 msnm. Tiene una superficie de 240.01 km²; dentro de la región geográfica denominada como Valle del Mezquital (INAFED,2016).

Su territorio es 72% sierra y 28% lomerío, se encuentra posicionado en las cuencas del río Moctezuma; dentro de las subcuencas del río Tula y del río Alfajayucan y en el municipio existen 897 cuerpos de agua.

El clima de este municipio es 46% semiseco semicálido, 35% semiseco templado y 19% seco semicálido, registra una temperatura anual de 18° centígrados y tiene precipitación pluvial anual de 400 a 500 mm, período de lluvias de mayo a septiembre, es húmedo y frío en temporada invernal y húmedo y caluroso en temporada de verano y primavera (INAFED,2016).

II. OBJETIVOS

4.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la variabilidad morfológica de plantas de *Aloe Vera* de 3 distintas localidades del municipio de Tasquillo, Hidalgo y determinar la composición nutricia de la flor de *Aloe Vera*.

4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Determinar la variabilidad morfológica de plantas de *Aloe vera* de 3 distintas localidades del municipio de Tasquillo del Estado de Hidalgo.

2. Determinar la composición química proximal de las flores de *Aloe vera*.
3. Determinar el contenido de compuestos fenólicos totales en las flores de *Aloe vera* por la técnica de Follin-Ciocalteu.
4. Determinar el contenido de flavonoides totales de la flor de *Aloe Vera*.
5. Determinar la capacidad antioxidante de la flor de *Aloe Vera* (DPPH, FRAP, TEAC y ORAC).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Diagrama general

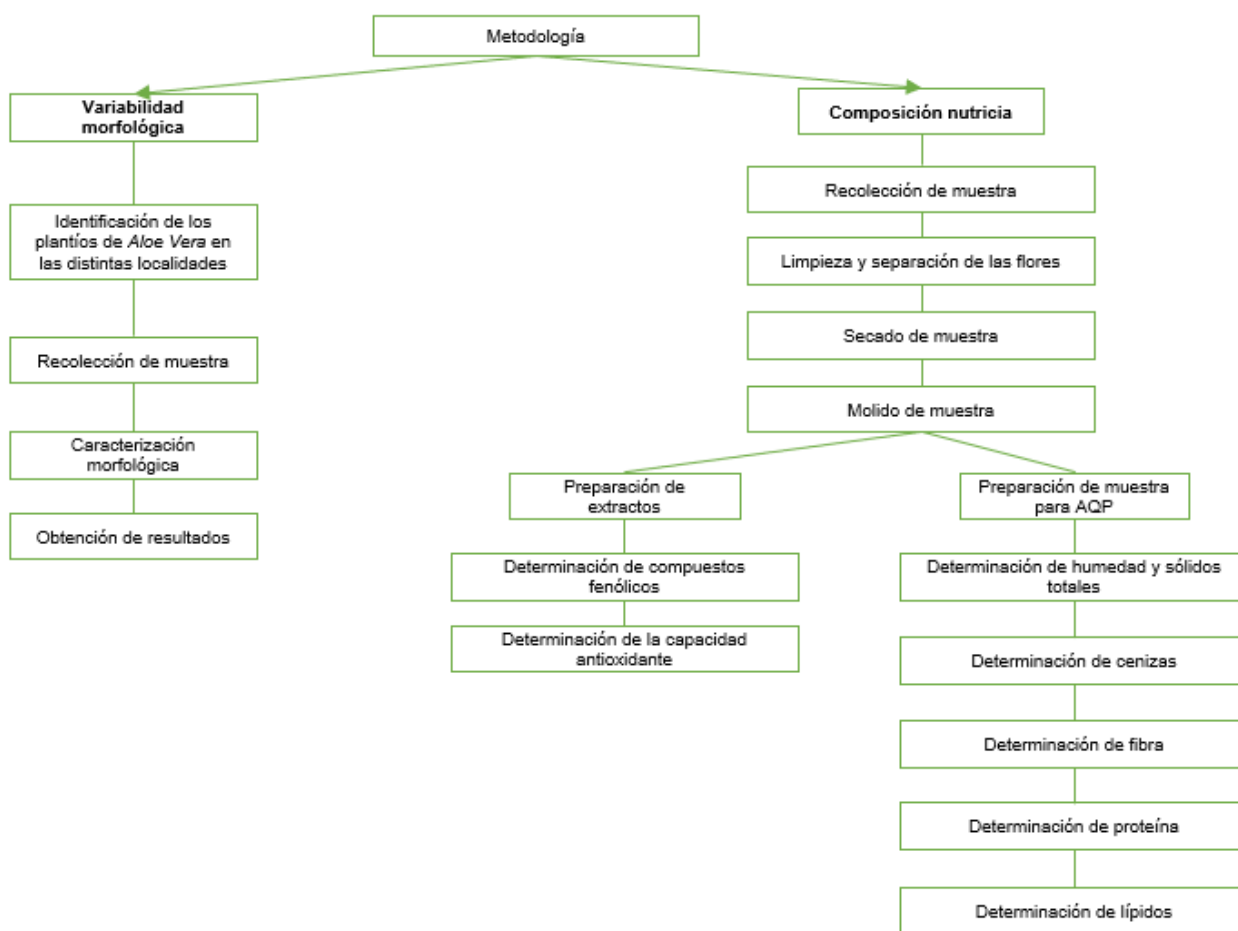


Figura 5. Diagrama general de la metodología

5.2. VARIABILIDAD MORFOLÓGICA

5.2.1 Identificación de los plantíos de *Aloe Vera*:

Las plantas utilizadas se encuentran en 3 localidades distintas dentro del municipio de Tasquillo, Hidalgo. Estas localidades son:

- **Juchitlan:**

La localidad se encuentra a una mediana altura de 1680 metro sobre el nivel del mar.

Es un terreno seco con suelo pedregoso en el que predomina vegetación desértica y no cuenta con ningún manantial o cuerpo de agua (INAFED, 2016)



- **San Antonio**

La localidad se encuentra a una altura de 1500 metros sobre el nivel del mar.

Es un terreno seco con suelo pedregoso y predomina vegetación desértica pero también tiene presencia de vegetación semihúmeda y aquí se encuentran dos manantiales (INAFED, 2016).



- **Candelaria**

La localidad se encuentra a una altura de 1640 metros sobre el nivel del mar. Es un terreno semihúmedo con suelo pedregoso en el que predomina vegetación desértica pero también tiene presencia de vegetación semihúmeda y aquí convergen dos brazos del río Tula.



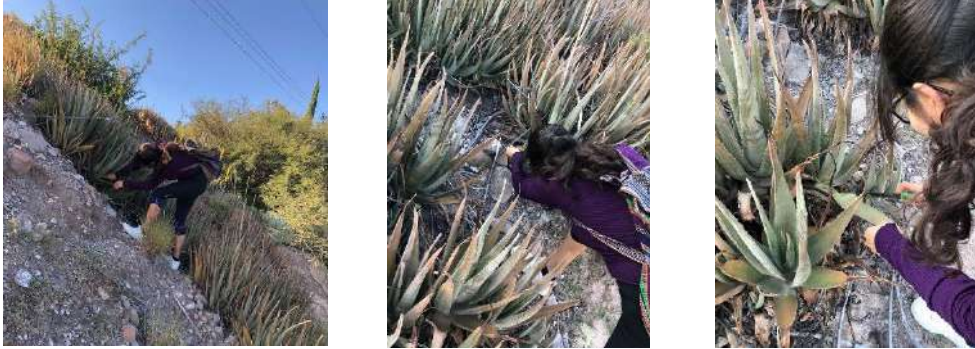
5.2.2 Recolección de muestra

- **Recolección de hojas**

Se coleccionarán 20 muestras de cada localidad, sin exclusión ni selección.

Las hojas se deben cortar de la parte inferior de la planta, ya que estas son las que tienen la edad y las dimensiones aptas para su exploración.

Es necesario realizar una incisión pequeña en la base de la hoja, luego moverla de izquierda a derecha hasta que se separa la planta, es importante tratar de no dejar trozos de la hoja en la planta ya que podría convertirse en focos de infección por hongos (Torres, 2014).



- **Recolección de inflorescencia y flores**

Se colectará una muestra de inflorescencia de cada planta en la que haya presencia de inflorescencias.

En cuanto a las flores, se colectarán 20 muestras de cada planta en la que haya presencia de inflorescencias.



5.2.3 Caracterización morfológica

Se realizó la caracterización de las plantas obtenidas de cada una de las localidades y su comparación.

En la Tabla 3 se muestran los caracteres que se usaron para la caracterización morfológica, se incluyen tanto caracteres cuantitativos como cualitativos para hojas y flores.

Caracteres	Unidad de medición
Longitud de la hoja	Cm
Anchura de la hoja (media)	Cm
Espesor medio	Cm
Color de la hoja	Munsell
Dientes del borde	-
Núm. De inflorescencias	Unidad
Longitud de la inflorescencia	Cm
Longitud del racimo	Cm
Longitud de las flores	Cm
Color de las flores	Munsell

Tabla 3. Caracteres utilizados para la caracterización

- **Estados descriptores de la hoja de *Aloe Vera***

Estos estados descriptores se realizaron basándose en la literatura, excepto el de color, el cual se realizó basándose en los resultados obtenidos de tomar el color de las muestras.

Tabla 4. Estados descriptores de la longitud de la hoja de <i>Aloe Vera</i>	
0	Corta (<40cm)
1	Media (40 – 50 cm)
2	Larga (>50cm)

(Atherton, 2000)

Tabla 5. Estados descriptores de la anchura de la hoja de <i>Aloe Vera</i>	
0	Delgada (<4cm)
1	Media (4-5cm)
2	Ancha (>5cm)

(Atherton, 2000)

Tabla 6. Estados descriptores del espesor medio de la hoja de *Aloe Vera*

0	Delgado (<1cm)
1	Medio (1-2 cm)
2	Ancho (>2cm)

(Atherton, 2000)

Tabla 7. Estados descriptores del color de la hoja de *Aloe Vera*

1	1GY – 3GY
1	3GY – 6GY
2	6GY – 9GY

Tabla 8. Estados descriptores de los dientes del borde de la hoja de *Aloe Vera*

0	Ausentes
1	Pocos (<3)
2	Moderados (3-4)
3	Abundantes (>4)

(Atherton, 2000)

Estados descriptores de la inflorescencia de *Aloe Vera*

Tabla 9. Estados descriptores de la longitud de la inflorescencia de *Aloe Vera*

0	Ausente
1	Corta (<90cm)
2	Media (90-140cm)
3	Larga (>140cm)

(Atherton, 2000)

Tabla 10. Estados descriptores de la longitud de la flor de *Aloe Vera*

0	Corta (<3cm)
1	Media (3-4cm)
2	Larga (>4cm)

(Atherton, 2000)

Tabla 11. Estados descriptores del número de inflorescencias

0	Ausentes (0)
1	Moderada (1-3)
2	Abundante (>4)

(Atherton, 2000)

Tabla 12. Estados descriptores del color de las flores de *Aloe Vera*

1	1Y – 3Y
2	3Y – 6Y
3	6Y – 9Y

(Atherton, 2000)

- **Medición de las dimensiones físicas:**

En la Figura 1 se pueden ver esquemáticamente las dimensiones y zonas de la hoja de *Aloe Vera* en las que se divide para la toma de medidas.

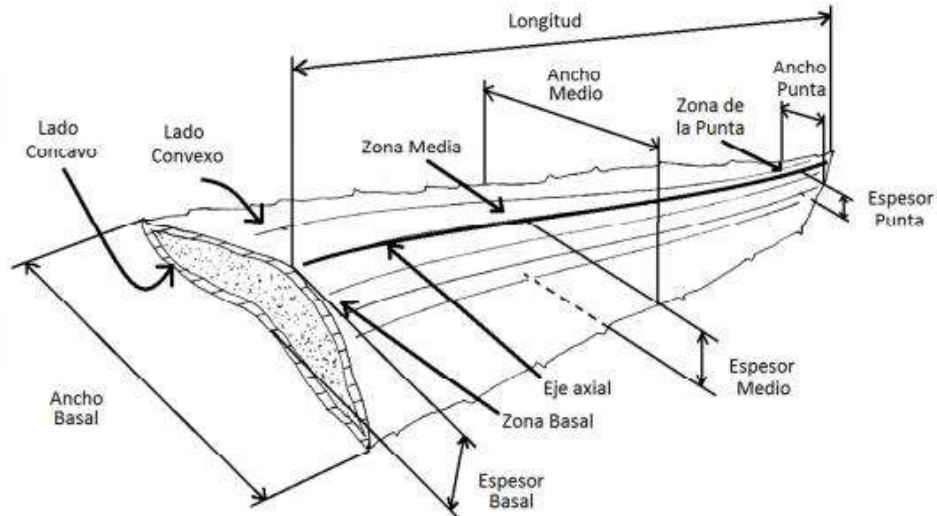


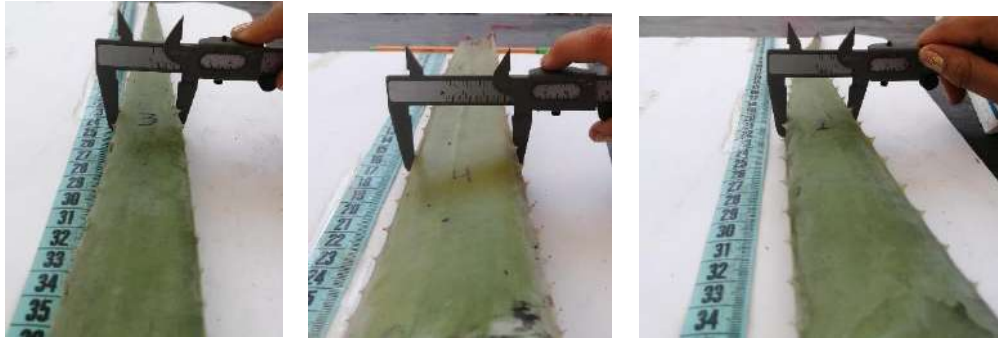
Figura 1. Dimensiones y zonas en la hoja de *Aloe Vera* (Atherton, 2000).

- **Toma de medidas**

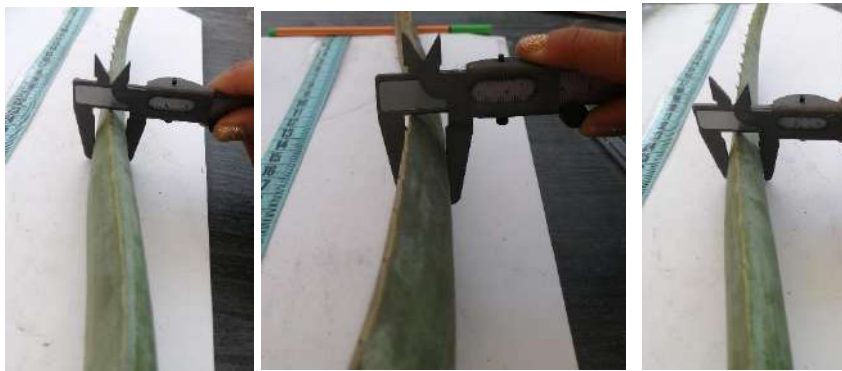
Longitud de la hoja: Se midió la hoja con una cinta métrica (desde el ápice hasta la base) para así obtener su largo máximo.



Anchura de la hoja: Longitud comprendida entre el margen derecha e izquierda de la hoja, este valor fue tomado en la parte media de las hojas con un vernier.



Espesor medio: Este método consistió en medir con el vernier el grosor de la parte media de la hoja, cuya medida es la distancia comprendida entre el haz y el envés de la hoja.



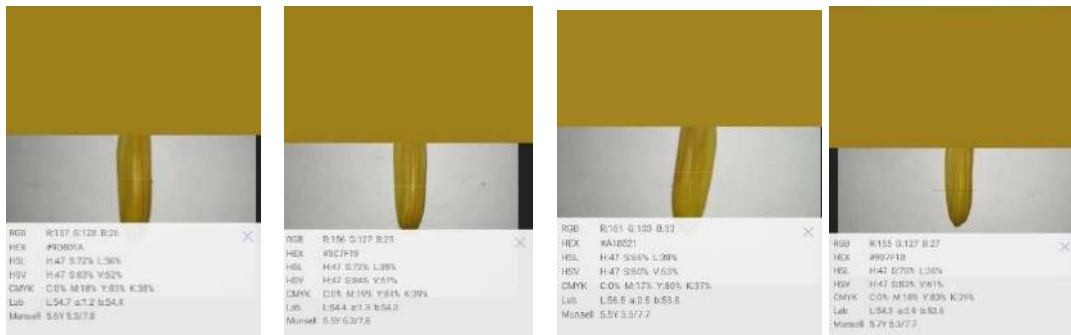
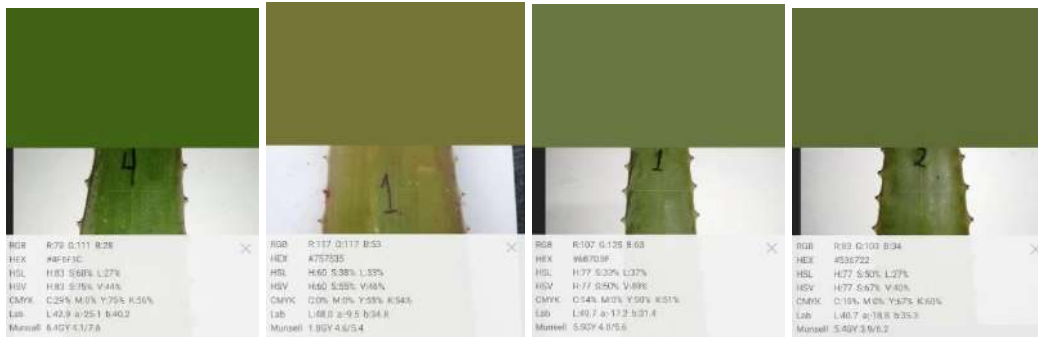
Longitud de la inflorescencia: Para esto se tomó en cuenta la medida del escapo y el racimo y para esto se utilizó una cinta métrica.



Longitud de flores: Esta medida se tomó desde la base hasta la punta del pétalo más largo y se utilizó una cinta métrica.



Color de hojas y flores: El color se tomó con la aplicación "kamusoft" y se utilizó la escala de Munsell.



Registro de los caracteres:

Se registraron las medidas de cada caracteres en las 3 localidades.

Para cada localidad se registraron en dos tablas, una para los caracteres referentes a las hojas y otra para los referentes a las flores.

5.3 COMPOSICIÓN NUTRICIA

5.3.1 Recolección y secado de las flores de *Aloe Vera*

Las flores de *Aloe Vera* se recolectaron frescas en febrero y marzo de 2020 en el municipio de Tasquillo del Estado de Hidalgo. Se cortaron los racimos de las flores

y se guardaron en una hielera con geles de hielo para ser transportadas. Pocas horas después de la recolección, las flores fueron sacudidas y separadas para comenzar con el secado.

El secado se realizó en una estufa de secado a 40°C hasta llegar a un peso constante. Se utilizaron charolas (previamente pesadas) en las que se colocaron las flores cortadas por la mitad de manera vertical para acelerar el secado y evitar la pérdida de compuestos.

- La muestra 1 se secó durante 10 días (ver Tabla 25)
- La muestra 2 se secó durante 8 días (ver Tabla 25)
- La muestra 3 se secó durante 4 días (ver Tabla 25)

Tabla 13. Procedimiento de recolección y secado de las flores de aloe vera

Muestra	Procedimiento
Muestra 1	<ul style="list-style-type: none"> • Se recolectó el día 17/Feb/20 <p><u>17/Feb/20</u> – Se obtuvo un peso de 726.6 gramos -Se puso a secar la muestra en una canasta en el horno a 40°C</p> <p><u>18/Feb/20</u> – Peso de 518.6 g -Se cambió la muestra de la canasta a 2 charolas para mejorar el paso del aire</p> <p><u>19/Feb/20</u>- Peso de 358.0 g <u>20/Feb/20</u>- Peso de 260.5 g</p> <p>- % de humedad: 35.7%</p> <p><u>21/Feb/20</u>- Peso de 191.5 g</p> <p><u>24/Feb/20</u>- Peso de 97.3 g</p> <p>- % de humedad: 13.3%</p> <p><u>25/Feb/20</u>- Peso de 91.6 g <u>26/Feb/20</u>- Peso de 87.4 g</p> <p>-% de humedad: 11.9%</p> <p><u>27/Feb/20</u>- Peso de 85.1 g</p> <p>-% de humedad: 11.7%</p>

	<p><u>28/Feb/20</u>- Peso de 85.1 g</p> <p>-% final de humedad: 11.6%</p> <p>-% de pérdida de humedad final: 88.4%</p> <p>- Se saco la muestra del horno</p>
Muestra 2	<ul style="list-style-type: none"> • Se recolectó el día 24/Feb/20 • Se cortaron las flores por la mitad de manera vertical con un cuchillo de cerámica, para acelerar el secado ya que se vio que por la forma de las flores se estaba retrasando <p><u>24/Feb/20</u>- Peso de 664.6 g</p> <p><u>25/Feb/20</u>- Peso de 300.9 g</p> <p><u>26/Feb/20</u>- Peso de 192.6 g</p> <p><u>27/Feb/20</u>- Peso de 116.7 g</p> <p><u>28/Feb/20</u>- Peso de 89.0 g</p> <p>-% de humedad: 13.4%</p> <p><u>2/Mar/20</u>- Peso de 80.7 g</p> <p>-% final de humedad: 12.2%</p> <p>-% de pérdida de humedad final: 87.8%</p> <p>- Se sacó la muestra del horno</p>
Muestra 3	<ul style="list-style-type: none"> • Se recolectó el día 17/Mar/20 • Se cortaron las flores por la mitad de manera vertical con un cuchillo de cerámica, para acelerar el secado <p><u>17/Mar/20</u>- Peso de 900.9 g</p> <p><u>19/Mar/20</u>- Peso de 133.5 g</p> <p><u>20/Mar/20</u>- Peso de 132.4 g</p> <p>-% final de humedad: 14.5%</p> <p>-% de pérdida de humedad final: 85.5%</p> <p>- Se sacó la muestra del horno y se almacenó en bolsas herméticas sin aire y se congeló a -80°C</p>

5.3.2 Determinación de humedad y sólidos totales

Todos los alimentos contienen agua en mayor o menor proporción, las cifras de contenido en agua varían entre 60 y 95% en alimentos naturales. En los tejidos vegetales y animales existen dos formas generales; "agua libre" y "agua ligada".

El "agua libre" es la forma predominante y se libera con mayor facilidad, por su parte el "agua ligada" se encuentra combinada o absorbida, y en los alimentos se encuentra en los hidratos de carbono como "agua de cristalización" o ligada a las proteínas y a las moléculas de sacáridos y absorbida sobre la superficie de las partículas coloidales (UNAM, 2008).

5.3.2.1 Cálculos para determinar humedad:

$$\begin{aligned}\% \text{ de humedad muestra 1} &= ((\text{peso húmedo} - \text{peso seco})/\text{peso húmedo}) \times 100 \\ &= ((726.6-85.1)/726.6) \times 100 = \mathbf{88\%}\end{aligned}$$

$$\begin{aligned}\% \text{ de humedad muestra 2} &= ((\text{peso húmedo} - \text{peso seco})/\text{peso húmedo}) \times 100 \\ &= ((664.6-80.7)/664.6) \times 100 = \mathbf{87.8\%}\end{aligned}$$

$$\begin{aligned}\% \text{ de humedad muestra 3} &= ((\text{peso húmedo} - \text{peso seco})/\text{peso húmedo}) \times 100 \\ &= ((900.9-132.4)/900.9) \times 100 = \mathbf{85.3\%}\end{aligned}$$

$$\begin{aligned}\% \text{ de humedad total} &= ((\text{peso húmedo} - \text{peso seco})/\text{peso húmedo}) \times 100 \\ &= ((2292.1-298.2) / 2292.1) \times 100 = \mathbf{86.6\%}\end{aligned}$$

5.3.3 Determinación de sólidos totales

$$\% \text{ de sólidos totales} = 100 - 86.6 = \mathbf{13.4\%}$$

5.3.4 Molienda

Una vez que se obtuvo la muestra seca se molió en un molino "Thomas Wiley Modelo 4 Scientific" con una criba de 0.5 mm de diámetro y se obtuvo un peso total de muestra de 153 gramos.

La muestra fue almacenada en un ultracongelador a -80°C hasta su utilización.

5.3.5 Lugar de estudio

El secado, molido, realización de extractos y análisis de resultados, se llevaron a cabo en el Laboratorio de Biología Celular y en el Laboratorio de Bromatología en

la Facultad de Ciencias Naturales campus Juriquilla de la Universidad Autónoma de Querétaro.

5.3.6 Elaboración de extractos

Para la obtención de los compuestos de interés se prepararon 4 diluciones extractantes; metanol-agua (50:50 y 80:20), etanol agua (50:50 y 80:20) y agua destilada (100%). Dentro del procedimiento de cada extracto, se realizaron dos modalidades, en crudo y hervido, de esta forma se obtuvieron 10 extractos diferentes.

Los extractos se prepararon con una concentración de 1:10 peso-solvente.

Material:

- Balanza analítica
- Barra de agitación
- Charola para pesar
- Espátula
- Frascos de vidrio con tapa de plástico para guardar las soluciones preparadas
- Matraz Erlenmeyer de 1000 ml
- Parrilla de calentamiento y agitación
- Probeta

Procedimiento:

Se prepararon 3 extractos: El primer extracto con 5 min de hervor, el segundo con 10 min de hervor y el tercero en frío que se mantuvo en un período de 24 horas, todas las muestras estuvieron en agitación constante (agitador magnético) por 12 horas en ausencia de luz.

- 1- Se midieron 600ml de agua destilada en una probeta para cada extracto
- 2- Se pesaron 6 g de polvo de flor de *aloe vera* en la balanza analítica para cada extracto
- 3- Se vertió el agua destilada en el matraz y se agregaron los 6 g de polvo de flor de *aloe vera*
- 4- Se colocó una barra de agitación en el matraz y este se colocó en una parrilla de calentamiento y agitación
- 5- El extracto 1 y 2 se dejaron hervir, estos hirvieron a 250°C (temperatura interna de 80°C) y se retiraron después de 5 y 10 minutos de hervor respectivamente
- 6- Se etiquetaron los frascos de vidrio en los que se dejaron enfriar las muestras

- 7- El extracto 3 se dejó solamente en agitación durante 24 horas y después se retiró
- 8- Se centrifugó el extracto 1 y 2 con 300 revoluciones, a temperatura ambiente (27°C) durante 10 minutos y se filtraron en el extractor al vacío
- 9- El extracto 3 se centrifugó con 350 revoluciones a temperatura ambiente (27°C) durante 10 minutos y se filtró en el extractor al vacío

Los extractos se filtraron con papel Whatman, se desechó el residuo y el extracto resultante se rotaevaporó, excepto el extracto 100% acuoso.

- **Rotaevaporación:**

Se utilizó un rotaevaporador "Rotavapor Büchi R-200".

Las condiciones de Rotaevaporación fueron:

- Ausencia de luz
- Duración de 1-2 horas aproximadamente
- Temperatura de 40°C
- Presión de vacío de 400 mmHg llevando a sequedad

Se almacenaron los extractos en el congelador a 18°C en los frascos de vidrio previamente etiquetados.

5.3.7 Determinación de cenizas

Las cenizas de un alimento son un término analítico equivalente al residuo inorgánico que queda después de calcinar la materia orgánica. Las cenizas normalmente no son las mismas sustancias inorgánicas presentes en el alimento original debido a las interacciones químicas entre los constituyentes (Márquez, 2008).

Las cenizas representan el contenido en minerales del alimento; en general, las cenizas suponen menos del 5% de la materia seca de los alimentos. Los minerales, junto con el agua, son los únicos componentes de los alimentos que no se pueden oxidar en el organismo para producir energía; por el contrario, la materia orgánica comprende los nutrientes (proteínas, carbohidratos y lípidos) que se pueden quemar (oxidar) en el organismo para obtener energía, y se calcula como la diferencia entre el contenido en materia seca del alimento y el contenido en cenizas. (Márquez, 2008).

La técnica que se utiliza es la determinación de cenizas en seco, la cual consiste en la descomposición de la materia orgánica quedando solamente materia inorgánica en la muestra. La ceniza remanente es el residuo inorgánico y la medición de la ceniza total es útil en el análisis de alimentos, ya que se pueden determinar diversos minerales contenidos en la muestra.

Algunas dificultades que se presentan con esta técnica son: la pérdida de ceniza debido a la intensidad con la que arde la flama en el momento de quemar la muestra al aire y el cambio gradual en las sales minerales con el calor, como el cambio de carbonatos a óxidos, adhesión de las muestras con un alto contenido de azúcares, lo cual puede ocasionar pérdida de la muestra y fusión del carbón a partes no oxidadas atrapadas de la muestra (Márquez, 2008).

a partes no oxidadas atrapadas de la muestra (Márquez, 2008).

Materiales:

- Balanza
- Crisol (se debe mantener a peso constante)
- Desecador
- Mufla
- Pinzas para crisol

Procedimiento:

1. Se pesó el crisol en la balanza analítica
2. Se pesó aproximadamente 1 gramo de muestra y se colocó en el crisol
3. Con ayuda de las pinzas se trasladó el crisol a la mufla y se dejó durante 12 horas a una temperatura de 500°C
4. Se retiró el crisol de la mufla y se colocó en el desecador para enfriar a temperatura ambiente
5. Se pesó el crisol en la balanza analítica con las cenizas para determinar las cenizas totales

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{(\text{peso de crisol} + \text{ceniza}) - (\text{peso crisol vacío})}{\text{Peso muestra}} \times 100$$

5.3.7 Determinación de fibra

Fibra cruda es la pérdida de masa que corresponde a la incineración del residuo orgánico que queda después de la digestión con soluciones de ácido sulfúrico e hidróxido de sodio en condiciones específicas y está formada principalmente por celulosa, lignina y pentosas (Méndez, 2020).

La fibra dietética engloba todo tipo de sustancias, sean fibrosas o no, y que, por tanto, incluye la celulosa, la lignina, las peptinas, las gomas, entre otras. La fibra vegetal se refiere fundamentalmente a los elementos de los que están constituidas las paredes celulares, no hay parte alguna de sustancia vegetal que se encuentre exenta a ella (Méndez, 2020).

Materiales:

- Agua destilada
- Analizador de fibra dietaria
- Balanza analítica
- Bolsa de celulosa (bolsa filtro)
- Estufa de secado
- Parrilla
- Matraz Erlenmeyer
- Ácido sulfúrico - H₂SO₄ (1.25%)
- Hidróxido de sodio - NaOH (1.25%)

Procedimiento:

- Se pesó 0.5 g de muestra seca desgrasada en la balanza analítica
- Se colocó la muestra en la bolsa de celulosa (bolsa filtro), se selló para evitar pérdida de la muestra y se etiquetó
- Se colocó la muestra dentro del analizador de fibra
- Se colocaron (ml) de H₂SO₄ y se digirió durante 45min. A una temperatura de 100°C
- Se enjuagó la muestra con agua destilada previamente calentada a una temperatura de 100°C por un período de 30 minutos
- Se colocaron (ml) de NaOH y se digirió durante 45min. A una temperatura de 100°C
- Se enjuagó la muestra con agua destilada previamente calentada a una temperatura de 100°C por un período de 30 minutos
- Se colocó la muestra en la bolsa de celulosa dentro de la estufa de secado a una temperatura de 65°C durante 24 horas.

$$\% \text{ Fibra} = \frac{(\text{Peso fibra + bolsa}) - (\text{Peso bolsa}) + (\text{pérdida de bolsa blanco})}{\text{Peso muestra}} \times 100$$

5.3.8 Determinación de proteína

En el trabajo de rutina se determina mucho más frecuentemente la proteína total que las proteínas o aminoácidos individuales. En general, el procedimiento de referencia Kjeldahl determina la materia nitrogenada total, que incluye tanto las no proteínas como las proteínas verdaderas (Hernani, 2017).

El método Kjeldahl consta de las siguientes etapas:

1. **Digestión:** Conversión del nitrógeno (N) proveniente de las proteínas en ion amonio (NH₄⁺) mediante calentamiento a una temperatura de 400°C.

2. **Destilación:** En esta etapa se adiciona NaOH a la disolución de amonio obtenida previamente, generándose amoniaco (NH_3) y vapor de agua, que arrastra al mismo.
3. **Valoración:** Medición de la cantidad de ácido neutralizado por el amoniaco disuelto, lo que indica la cantidad de nitrógeno presente en la muestra inicial (Hernani, 2017)

Materiales:

- Balanza analítica
- Bureta de 25ml
- Matraz Erlenmeyer de 250 ml
- Pinzas para bureta
- Probeta de 100ml
- Soporte universal
- Vaso de precipitado de 250ml
- Ácido bórico - H_3BO_3
- Ácido sulfúrico - H_2SO_4
- Sulfato de cobre pentahidratado - $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$
- Sulfato de potasio - K_2SO_4
- Sosa cáustica - NaOH

Procedimiento:

Digestión:

- Se pesaron 0.5 g de la muestra en la balanza analítica y se introdujeron en un tubo de Kjeldahl
- Se pesaron 0.8 g de $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ y 7 g de K_2SO_4 y 15ml de H_2SO_4
- Se encendió el aparato de digestión Foss y se precalentó a 420°C
- Se colocó el tubo en el portatubos del equipo Kjeldahl y después de unos minutos se colocó en el bloque de calentamiento
- Se accionó la trampa de gases de digestión antes de que estos se produzcan y se vigiló que los 2 recipientes quedaran bien tapados (estos están en la parte de abajo del digestor; el de la derecha contiene agua y el de la izquierda NaOH 10%)
- Se calentó hasta la total destrucción de la materia orgánica, es decir hasta que el líquido quedó transparente, con una coloración azul verdosa. Esto duró aprox. 90 minutos.

- Una vez finalizada la digestión, sin retirar la unidad de evacuación de gases, se dejó enfriar el portatubos de 10 a 20 minutos.
- Después del enfriamiento, se termina la digestión con la tecla “stop” y se desconectó la trampa.

Destilación:

- En el matraz Erlenmeyer de 250 ml se adicionaron 35 ml de ácido bórico 4% (ya preparado con indicadores).
- Se conectó el equipo de destilación y se esperó un instante para que se generara vapor.
- Se colocó el tubo de digestión con la muestra diluida y las sales disueltas y se agregó un volumen de 80 ml de agua destilada, en el aparato de destilación, se debe tener cuidado de introducir la alargadera hasta el fondo de la solución.
- Se presionó el botón “ON” para adicionar NaOH al 40% (hasta 60 ml aproximadamente), se consideró un tiempo de 5 minutos de destilación, el volumen de destilado en el matraz Erlenmeyer debe llegar a 100-150ml, se lavó la alargadera con agua destilada. El color después de la destilación debe quedar verde (excepto el blanco).
- Una vez finalizada la destilación, se regresa la palanca de vapor a la posición original.
- Se tituló el exceso de base en el caso de recibir con ácido bórico al 4%, con una solución de H₂SO₄ - 0.1N. El cambio de coloración en la titulación será de verde a grisáceo. Anotar los mililitros gastados en la muestra y en el blanco.

Valoración:

- Se calculó el % de proteína considerando las reacciones que se llevaron a cabo.

$$\% \text{ Nitrógeno} = \frac{(\text{ml H}_2\text{SO}_4 \text{ muestra} - \text{ml H}_2\text{SO}_4 \text{ blanco}) (\text{Normalidad H}_2\text{SO}_4)}{(14)(100)} / \text{peso de la muestra en mg}$$

$$\% \text{ Proteína} = \text{___} (\% \text{N}) (6.25).$$

5.3.9 Determinación de lípidos

En el método de Soxhlet, el componente de interés son las grasas, y su solubilidad es la propiedad en la que se basa. Sabemos que las grasas se disuelven en disolventes no polares. Cuando un alimento está en contacto con este tipo de

disolventes, las grasas muestran tal afinidad que al disolverse se separan del resto de los componentes, a este principio se le conoce como extracción sólido-líquido. La grasa se mide por pérdida de peso de la muestra o por cantidad de muestra removida (Viades, 2014).

Materiales:

- Balanza analítica
- Cartuchos/ dedal de celulosa
- Desecador
- Espátula
- Guantes
- Hexano - C_6H_{14}
- Papel filtro grueso
- Perilla
- Pipeta
- Pinzas
- Probeta
- Vaso de precipitados de aluminio de 150 ml (a peso constante)

Procedimiento:

- Es importante utilizar guantes durante la práctica para evitar contaminación con la grasa de los dedos.
- Se pesó 1 gramo de muestra en la balanza analítica
- Se hizo un cono con el papel filtro y se colocó la muestra dentro de este
- Se introdujo el papel filtro con la muestra en el dedal de celulosa.
- Se pesó el vaso de aluminio, el cual debe de estar a peso constante
- Se puso el dedal con la muestra en un porta vasos de aluminio con imán en la boquilla y se adaptó al equipo.
- Se agregaron 75 ml del solvente (hexano) en el vaso de aluminio, para llevarlo al equipo de Soxhlet y se colocó en la parrilla de este, para poder llevar a cabo la extracción de grasa
- Una vez que el equipo estuvo preparado con el vaso y el dedal, se realizó una primera extracción, programando el tiempo y la temperatura en el equipo. Esta fase termina en cuanto suena la alarma.
- Se realizó una segunda extracción en la que se incrementó la temperatura y se subió el dedal para hacer la extracción total de la grasa
- Para finalizar se realizó una tercera etapa para en la que se recupera el solvente

- Una vez finalizado el proceso de extracción de grasas se retiró el papel filtro del dedal de celulosa con ayuda de las pinzas y se dejó en el desecador para conservar un peso constante
- El vaso de aluminio con la grasa extraída se colocó en la estufa a 40°C durante 15 minutos para lograr que se evaporara el exceso de solvente de la muestra. Después se colocó el vaso en el desecador durante 45 minutos para conservar un peso constante
- Se pesó el vaso de aluminio y se calculó el % de grasa:

$$\% \text{ Grasa} = \frac{(\text{vaso} + \text{grasa}) - (\text{vaso vacío})}{\text{Muestra}} \times 100$$

5.3.9 Cuantificación fenólica - Compuestos fenólicos totales

Los compuestos fenólicos totales (CFT) fueron cuantificados por el método de Folin-Ciocalteu, el cual, está basado en la reducción de ácido gálico por compuestos fenólicos en presencia de un álcali (carbonato de sodio).

Procedimiento:

- Se pesaron 100mg de muestra en tubo falcón y se añadieron 10ml de metanol al 30%
- Se agitó en un vórtex a 8000 rpm durante 10 minutos
- Se centrifugó y filtró con papel Whatman hasta obtener todo el líquido
- Se tomó una alícuota de 125 µl de extracto y se colocó en un tubo de ensaye
- Se adicionó 500 µl de agua desionizada y se agitó brevemente a 3000 rpm
- Se le agregaron 125 µl de reactivo de Folin-Ciocalteu y se agitó brevemente a 3000 rpm.
- Se dejó reposar 1.5 horas en la oscuridad a temperatura ambiente.
- Se leyó a una absorbancia de 750 nm en el espectrofotómetro
- En otro tubo se preparó el factor de corrección con 125 µl del extracto de la muestra y todos los reactivos bajo las mismas condiciones a excepción del reactivo de Folin-Ciocalteu.

Blancos de calibración:

- Se preparó el blanco de calibración de las muestras, usando metanol al 30% y con todos los reactivos bajo las mismas condiciones
- Se preparó el blanco de calibración del factor de corrección, usando metanol al 30% y todos los reactivos bajo las mismas condiciones a excepción del folín.
- La concentración final se expresó como miligramos equivalentes de ácido gálico por 100 g de extracto liofilizado (mg EAG/100 g EL).

Curva de calibración de Ácido Gálico:

- Para la determinación de fenoles totales se elaboró una curva estándar de calibración, en la cual se tomaron 10 mg de ácido gálico y se disolvieron en 50ml de metanol 30%
- De esta solución se tomaron 9ml, 8ml, 7ml, 6ml, 5ml, 4ml, 3ml, 2ml, 1ml y 0.5ml, y se llevó a 10ml con metanol al 30%, y así sucesivamente hasta obtener una serie de concentraciones de 0.2 hasta 0.01 mg/ml.
- De cada una de las soluciones se tomó una alícuota de 125 μ l y se siguió la técnica de fenoles totales.
- Se graficó la absorbancia contra la concentración final para obtener la curva de calibración y poder expresar finalmente los miligramos equivalentes de ácido gálico por cada 100 g de muestra.

5.3.10 Flavonoides totales

Los flavonoides son compuestos fenólicos constituyentes de la parte no energética de la dieta humana. Se encuentran en vegetales, semillas, frutas y en bebidas como vino y cerveza. Se han identificado más de 5000 flavonoides diferentes. Aunque los hábitos alimenticios son muy diversos en el mundo, el valor medio de ingesta de flavonoides se estima como 23 mg/día, siendo la quercitina el predominante con un valor medio de 16 mg/día (Martínez, 2002).

En un principio fueron considerados sustancias sin acción beneficiosa para la salud humana, pero más tarde se demostraron múltiples efectos positivos debido a su acción antioxidante y eliminadora de radicales libres (Martínez, 2002).

La determinación de los flavonoides totales (FT) se realizó de acuerdo con el principio de la formación de un complejo color rojo claro por la reacción de los iones aluminio con los flavonoides en un medio alcalino.

Procedimiento:

- Para la extracción de la muestra se pesaron 200 mg de muestra en un tubo falcón y se adicionaron 5ml de metanol acuoso (60:40) y se agitó en un vórtex durante 10 minutos.
- Se sonicó a temperatura ambiente por 30min; después se centrifugó a 10,000 rpm durante 15 minutos a 4°C
- Se filtró el sobrenadante con papel Whatman y se procedió a realizar un lavado siguiendo los pasos antes mencionados.
- Se tomó una alícuota de 250 μ l del extracto y se colocó en un tubo de ensaye, se le adicionaron 75 μ l de NaNO₂ al 5% y se agitó brevemente.
- Se agregaron 150 μ l de AlCl₃ al 10% (recién preparado) y 500 μ l de NaOH 1M agitando nuevamente
- Finalmente se adicionaron 1525 μ l de agua desionizada para ajustar a un volumen final de 2.5 ml.

- Se agitó y se reposó en la obscuridad por 5 minutos y se leyó cada muestra a una absorbancia de 510 nm en el espectrofotómetro.

Blancos de calibración:

- Para el blanco de calibración se utilizó metanol acuoso (60:40) y todos los reactivos bajo las mismas condiciones.
- Para el blanco de calibración del factor de corrección se utilizó metanol acuoso y todos los reactivos bajo las mismas condiciones a excepción del $AlCl_3$ al 10%.
- La concentración final se expresó como mg equivalentes de catequina por 100 g de extracto liofilizado (mg EC/100 g EL).

Curva estándar de calibración de (+) Catequina

- Para la determinación de flavonoides totales se elaboró una curva de calibración en la cual se tomaron 5mg de catequina y se disolvieron en 10ml de metanol acuoso (60:40); la concentración final fue de 0.5 mg/ml
- De esta solución se tomó una alícuota de 5ml y se llevó a un volumen de 10ml con metanol acuoso (60:40), y así sucesivamente hasta obtener una serie de concentraciones de 0.5 hasta 0.015 mg/ml.
- De cada una de las soluciones se tomó una alícuota de 250 μ l y se siguió la técnica de flavonoides anteriormente descrita.
- Se graficó la absorbancia contra la concentración y la ecuación obtenida fue la aplicada en la determinación de flavonoides.
- La concentración final se expresó como mg equivalentes de (+) catequina/100 g de muestra (mg EC/100 g).

5.3.11 Determinación de la capacidad antioxidante

• DPPH

Este método evalúa la habilidad de un potencial antioxidante para neutralizar el radical 1,1-diphenil-2-picrylhydrazyl (DPPH) el cual es un radical estable que tiene una coloración violeta intenso con máxima absorbancia a 517 nm y que se puede correlacionar con la disminución del color.

Procedimiento:

- Se pesaron 100 mg de extracto liofilizado y se diluyeron en 10ml de metanol al 80%
- Se agitó en vórtex a 8000 rpm por 20 minutos, y se sonicó por otros 20 minutos
- Se centrifugó a 5000 rpm por 10 minutos y finalmente se filtró.
- Se realizó un lavado con todos los pasos anteriores. En una placa de 96 pozos, se colocó el factor de corrección que fue de 20 μ l de DPPH 200 μ M

más 180 µl de metanol en la primera fila, y en las siguientes 180 µl de cada extracto con el proceso ya descrito más 20 µl de DPPH 200 µM. La reacción se llevó a cabo durante 30 minutos en la oscuridad y se leyó la absorbancia a 515 nm.

- Los resultados se expresaron en gramos equivalentes de trólox por 100 g de extracto liofilizado

5.3.12 Análisis estadístico

El análisis de varianza (ANOVA) de una vía se utiliza para determinar si existen diferencias estadísticamente significativas entre las medias de tres o más grupos (Spiegel, 2007).

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) seguido de una prueba post-hoc de Tukey para detectar las diferencias significativas entre las diferentes concentraciones de los extractos. El intervalo de confianza que se utilizó fue de 95% y un nivel de significación $p < 0.05$.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Caracterización morfológica

Se hizo la comparación de colores de cada una de las hojas de las tres localidades:

- **San Antonio, Tasquillo:**

sábila 5 San antonio R:082 G:111 B:029 (#526F10)	Hoja 10 San Antonio R:115 G:127 B:061 (#737F51)
sábila 4 San antonio R:065 G:099 B:022 (#416316)	Hoja 9 San Antonio R:087 G:102 B:045 (#57662D)
sábila 3 San antonio R:104 G:126 B:062 (#687E3E)	Hoja 8 San Antonio R:083 G:100 B:055 (#536437)
sábila 2 San antonio R:110 G:124 B:065 (#6E7C41)	Hoja 7 San Antonio R:077 G:097 B:038 (#4D6126)
sábila 1 San Antonio R:105 G:119 B:066 (#697742)	Hoja 6 San Antonio R:101 G:106 B:032 (#656A20)

Hoja 20 San Antonio R:081 G:102 B:045 (#51662D)	Hoja 20 San Antonio R:081 G:102 B:045 (#51662D)
Hoja 19 San Antonio R:066 G:085 B:039 (#425527)	Hoja 19 San Antonio R:066 G:085 B:039 (#425527)
Hoja 18 San Antonio R:072 G:098 B:024 (#486218)	Hoja 18 San Antonio R:072 G:098 B:024 (#486218)
Hoja 17 San Antonio R:072 G:098 B:024 (#486218)	Hoja 17 San Antonio R:072 G:098 B:024 (#486218)
Hoja 16 San Antonio R:048 G:076 B:000 (#304C00)	Hoja 16 San Antonio R:048 G:076 B:000 (#304C00)

- **Juchitlan, Tasquillo:**

Hoja 5 Juchitlan R:143 G:143 B:071 (#8F8F47)	Hoja 10 Juchitlan R:099 G:099 B:035 (#636323)
Hoja 4 Juchitlan R:132 G:131 B:049 (#848331)	Hoja 9 Juchitlan R:112 G:114 B:049 (#707231)
Hoja 3 Juchitlan R:130 G:129 B:064 (#828140)	Hoja 8 Juchitlan R:131 G:129 B:046 (#83812E)
Hoja 2 Juchitlan R:130 G:129 B:072 (#828148)	Hoja 7 Juchitlan R:114 G:115 B:049 (#727331)
Hoja 1 Juchitlan R:117 G:117 B:053 (#757535)	Hoja 6 Juchitlan R:097 G:097 B:027 (#61611B)
Hoja 15 Juchitlan R:111 G:111 B:021 (#6F6F15)	Hoja 20 Juchitlan R:092 G:092 B:002 (#5C5C02)
Hoja 14 Juchitlan R:099 G:098 B:005 (#636205)	Hoja 19 Juchitlan R:120 G:120 B:059 (#78783B)
Hoja 13 Juchitlan R:124 G:124 B:024 (#7C7C18)	Hoja 18 Juchitlan R:096 G:100 B:013 (#60640D)
Hoja 12 Juchitlan R:116 G:116 B:016 (#747410)	Hoja 17 Juchitlan R:117 G:121 B:026 (#75791A)
Hoja 11 Juchitlan R:126 G:118 B:013 (#7E760D)	Hoja 16 Juchitlan R:109 G:107 B:023 (#6D6B17)

- **Candelaria, Tasquillo:**

Hoja 5 Candelaria R:074 G:100 B:052 (#4A6434)	Hoja 10 Candelaria R:044 G:072 B:021 (#2C4815)
Hoja 4 Candelaria R:086 G:124 B:051 (#567C33)	Hoja 9 Candelaria R:072 G:099 B:044 (#48632C)
Hoja 3 Candelaria R:072 G:093 B:054 (#485D36)	Hoja 8 Candelaria R:106 G:138 B:055 (#6A8A37)
Hoja 2 Candelaria R:051 G:081 B:031 (#33511F)	Hoja 7 Candelaria R:082 G:106 B:058 (#526A3A)
Hoja 1 Candelaria R:062 G:097 B:031 (#3E611F)	Hoja 6 Candelaria R:092 G:123 B:056 (#5C7B3B)
Hoja 15 Candelaria R:056 G:090 B:030 (#385A1E)	Hoja 20 Candelaria R:083 G:115 B:045 (#53792D)
Hoja 14 Candelaria R:054 G:083 B:037 (#365325)	Hoja 19 Candelaria R:088 G:122 B:048 (#587A30)
Hoja 13 Candelaria R:072 G:103 B:043 (#48672B)	Hoja 18 Candelaria R:072 G:103 B:043 (#48672B)
Hoja 12 Candelaria R:058 G:093 B:027 (#3A5D1B)	Hoja 17 Candelaria R:073 G:103 B:041 (#496729)
Hoja 11 Candelaria R:058 G:087 B:020 (#3A5714)	Hoja 16 Candelaria R:095 G:123 B:078 (#5F7B4E)

6.1.1 Registro de datos

Se registraron las medidas de cada carácter en las 3 localidades.

Para cada localidad se registraron en dos tablas, una para los caracteres referentes a las hojas y otra para los referentes a las flores.

- **San Antonio**

SAN ANTONIO							
Planta	Longitud hoja (cm)	Anchura (cm)	Espesor medio (cm)	Color hoja (Munsell)	# Dientes en 5cm de hoja	Núm. De inflorescencias	Longitud inflorescencia (cm)
1	43.5	3.9	2.1	5.5GY	3	0	0
2	36.5	4.0	1.8	5.4GY	4	0	0
3	46.0	3.5	1.9	6.3GY	4	2	150.5
4	49.0	4.0	2.0	6.4GY	3	0	0
5	44.0	5.1	2.5	5.7GY	3	0	0
6	45.0	4.5	2.6	5.5GY	3	1	155.0
7	43.5	5.1	1.6	5.8GY	4	2	0
8	43.7	4.5	1.8	6.0GY	4	0	0
9	46.5	4.6	2.4	5.2GY	3	0	0
10	45.3	4.9	2.0	5.3GY	3	1	152.5
11	45.5	4.7	1.9	5.4GY	4	0	0
12	55.0	4.8	1.8	5.7GY	3	1	148.0
13	55.3	4.6	2.1	5.6GY	3	1	155.0
14	45.4	3.9	2.5	5.7GY	3	0	0
15	43.5	5.1	1.8	6.5GY	4	0	0
16	44.2	4.0	2.4	5.8GY	4	0	0
17	50.0	4.8	1.7	5.6GY	3	0	0
18	44.0	5.0	1.8	5.6GY	4	1	152.5
19	53.0	3.8	2.4	5.9GY	3	0	0
20	52.5	4.6	1.9	6.2GY	4	0	0

Tabla 14. Registro de medidas para caracteres de hoja de *Aloe Vera* de la localidad de San Antonio

Planta 3		
Flor	Longitud flor (cm)	Color
1	4.0	5.1Y
2	4.1	5.5Y
3	4.1	5.2Y
4	3.9	5.5Y
5	4.0	5.2Y
6	3.9	5.2Y
7	3.9	5.4Y
8	4.1	6.0Y
9	4.1	5.8Y
10	4.1	5.5Y
11	4.0	5.0Y
12	4.2	5.1Y
13	4.1	5.5Y
14	4.1	5.3Y
15	4.2	6.0Y
16	3.9	5.5Y
17	4.0	5.4Y
18	4.0	5.6Y
19	4.0	5.1Y
20	4.2	5.3Y

Planta 6		
Flor	Longitud flor (cm)	Color
1	4.0	5.3Y
2	4.0	5.4Y
3	4.1	5.4Y
4	4.2	5.5Y
5	4.2	5.1Y
6	4.0	6.0Y
7	4.0	5.6Y
8	4.1	5.5Y
9	4.1	5.4Y
10	4.0	5.2Y
11	3.9	6.0Y
12	3.9	5.7Y
13	4.0	5.5Y
14	4.1	5.8Y
15	4.1	5.8Y
16	4.1	5.4Y
17	4.0	5.5Y
18	4.0	6.0Y
19	4.2	5.5Y
20	4.2	5.4Y

Planta 10		
Flor	Longitud flor (cm)	Color
1	4.1	5.5Y
2	4.1	5.0Y
3	4.0	5.7Y
4	4.0	5.1Y
5	4.0	5.7Y
6	3.8	5.0Y
7	4.0	5.4Y
8	3.9	5.5Y
9	3.9	5.6Y
10	4.0	5.0Y
11	4.0	5.0Y
12	4.1	5.6Y
13	4.0	5.2Y
14	4.0	5.6Y
15	4.1	5.2Y
16	3.9	5.9Y
17	3.9	5.1Y
18	4.1	5.9Y
19	4.1	6.0Y
20	4.0	5.5Y

Planta 12		
Flor	Longitud flor (cm)	Color
1	3.8	5.2Y
2	3.8	5.5Y
3	4.0	5.8Y
4	4.0	6.0Y
5	4.1	5.5Y
6	4.1	5.8Y
7	4.0	5.2Y
8	4.0	5.1Y
9	3.9	5.4Y
10	3.9	5.6Y
11	4.0	5.5Y
12	4.0	5.2Y
13	4.0	5.5Y
14	4.1	5.3Y
15	4.1	5.4Y
16	4.0	5.2Y
17	4.0	5.5Y
18	4.1	6.0Y
19	4.1	5.2Y
20	3.9	5.7Y

Planta 13		
Flor	Longitud flor (cm)	Color
1	4.0	5.5Y
2	4.0	5.6Y
3	4.0	5.3Y
4	4.1	5.4Y
5	3.9	6.0Y
6	3.9	5.5Y
7	4.0	5.2Y
8	4.0	5.8Y
9	4.1	5.6Y
10	4.1	5.5Y
11	4.2	6.0Y
12	4.0	5.4Y
13	4.0	5.8Y
14	3.9	5.1Y
15	3.9	5.3Y
16	4.0	5.5Y
17	4.1	5.3Y
18	4.0	6.0Y
19	4.0	5.4Y
20	3.9	5.5Y

Planta 18		
Flor	Longitud flor (cm)	Color
1	4.0	5.5Y
2	4.0	5.3Y
3	3.9	5.4Y
4	3.9	6.0Y
5	4.1	5.3Y
6	4.1	5.4Y
7	4.0	5.5Y
8	4.0	6.0Y
9	4.0	5.8Y
10	4.1	5.6Y
11	3.9	5.1Y
12	3.9	5.2Y
13	3.9	5.4Y
14	4.0	5.5Y
15	4.0	5.3Y
16	4.1	5.4Y
17	4.1	5.5Y
18	4.0	6.0Y
19	3.9	5.2Y
20	4.0	5.4Y

Tabla 16. Registro de medidas para caracteres de las flores de *Aloe Vera* de la localidad de San Antonio.

- **Juchitlan**

JUCHITLAN							
Planta	Longitud hoja (cm)	Anchura (cm)	Espesor medio (cm)	Color hoja (Munsell)	# Dientes en 5cm de hoja	Núm. De inflorescencias	Longitud inflorescencia (cm)
1	40	4.3	1.8	1.8GY	3	1	143.5
2	31	6.1	1.8	1.6GY	4	0	0
3	30.4	5.5	1.7	1.7GY	4	1	140
4	33	5.5	2.1	1.4GY	4	0	0
5	31.5	6.0	2.2	1.9GY	3	0	0
6	34.3	4.8	2.1	1.5GY	4	0	0
7	36	5.0	2.0	2.0GY	3	0	0
8	37.5	4.5	1.8	1.5GY	4	0	0
9	35.3	5.1	1.9	2.2GY	4	1	134.5
10	39	4.7	1.7	1.4GY	4	1	136.0
11	34.5	6.0	1.7	1.6GY	3	0	0
12	35	4.5	1.8	1.8GY	4	0	0
13	39.2	5.2	2.2	2.0GY	4	0	0
14	39.5	3.0	1.9	1.7GY	4	0	0
15	33.5	4.3	2.1	1.5GY	3	1	0
16	32	4.5	1.5	1.6GY	4	0	0
17	36	5.5	1.7	1.9GY	4	0	0
18	34.5	6.0	2.0	1.4GY	4	0	0
19	33	4.8	1.5	1.6GY	3	0	0
20	37	4.5	1.9	1.9GY	4	0	0

Tabla 17. Registro de medidas para caracteres de hoja de *Aloe Vera* de la localidad de Juchitlan

Planta 1			Planta 7			Planta 8			Planta 9		
Flor	Longitud flor (cm)	Color	Flor	Longitud flor (cm)	Color	Flor	Longitud flor (cm)	Color	Flor	Longitud flor (cm)	Color
1	4.0	5.4Y	1	3.9	5.1Y	1	4.0	5.4Y	1	3.9	5.6Y
2	4.0	5.5Y	2	3.9	5.9Y	2	4.0	5.6Y	2	3.9	5.2Y
3	4.0	5.6Y	3	3.8	5.8Y	3	3.9	6.0Y	3	4.0	5.5Y
4	4.0	5.9Y	4	4.0	5.6Y	4	3.9	5.8Y	4	4.0	5.3Y
5	4.1	5.7Y	5	4.0	5.4Y	5	4.0	5.6Y	5	4.0	6.0Y
6	4.1	5.9Y	6	4.0	5.2Y	6	4.1	5.4Y	6	4.1	5.4Y
7	4.0	6.0Y	7	4.0	5.1Y	7	4.1	5.5Y	7	4.1	5.5Y
8	4.0	5.5Y	8	4.1	5.3Y	8	4.0	5.6Y	8	4.0	5.9Y
9	3.9	5.8Y	9	4.1	5.6Y	9	4.0	6.0Y	9	4.1	5.4Y
10	3.9	5.4Y	10	4.0	5.8Y	10	4.0	5.8Y	10	4.1	5.3Y
11	4.0	5.3Y	11	4.0	5.4Y	11	3.9	5.2Y	11	3.9	5.2Y
12	4.0	5.8Y	12	4.1	5.5Y	12	4.0	5.3Y	12	3.9	5.8Y
13	4.1	5.7Y	13	4.0	6.0Y	13	4.1	5.1Y	13	4.0	5.5Y
14	4.0	6.0Y	14	4.1	5.4Y	14	4.0	6.0Y	14	4.0	5.4Y
15	4.0	5.9Y	15	4.1	5.6Y	15	4.0	5.8Y	15	4.0	5.6Y
16	3.9	5.5Y	16	4.0	5.3Y	16	3.9	5.4Y	16	4.1	5.8Y
17	3.9	5.4Y	17	4.0	5.4Y	17	3.9	5.5Y	17	4.1	6.0Y
18	4.1	6.0Y	18	3.8	5.5Y	18	4.0	5.6Y	18	4.0	5.2Y
19	4.2	5.9Y	19	3.8	5.7Y	19	4.1	5.8Y	19	4.0	5.4Y
20	4.1	5.1Y	20	4.2	5.9Y	20	4.1	6.0Y	20	3.9	5.5Y

Tabla 18. Registro de medidas para caracteres de las flores de *Aloe Vera* de la localidad de Juchitlan.

- **Candelaria**

CANDELARIA							
Planta	Longitud hoja (cm)	Anchura (cm)	Espesor medio (cm)	Color hoja (Munsell)	# Dientes en 5cm de hoja	Número de inflorescencia	Longitud inflorescencia (cm)
1	49.0	4.5	1.5	7.1GY	4	2	150.1
2	45.9	4.5	2.4	7.1GY	4	0	0
3	46.7	4.8	2.4	7.5GY	4	0	0
4	49.0	4.2	2.3	7.4GY	4	0	0
5	49.2	4.5	1.9	6.6GY	3	0	0
6	51.0	4.8	2.1	6.8GY	3	0	0
7	52.5	4.8	2.4	7.0GY	4	1	146.5
8	46.5	4.5	2.4	6.6GY	4	2	153.6
9	48.2	4.5	1.9	6.9GY	4	1	156.0
10	46.5	4.6	1.9	7.0GY	3	0	0
11	45.8	3.9	2.4	6.7GY	4	0	0
12	44.5	4.5	2.4	7.1GY	4	0	0
13	43.8	4.5	2.0	7.0GY	4	1	149.8
14	44.0	4.3	2.0	7.6GY	3	0	0
15	45.8	3.9	2.5	7.3GY	3	1	150.6
16	49.5	4.6	2.5	7.9GY	4	1	154.2
17	51.5	4.2	1.9	6.8GY	3	1	150.0
18	55.0	4.5	2.3	7.0GY	4	0	0
19	49.6	4.4	2.4	6.7GY	4	0	0
20	50.2	3.9	2.5	7.0GY	4	0	0

Tabla 19. Registro de medidas para caracteres de las hojas de *Aloe Vera* de la localidad de Candelaria.

Después se registraron los datos obtenidos de acuerdo con los estados descriptores de cada uno de los caracteres, se realizaron dos tablas para cada localidad, una para los caracteres referentes a la hoja y otra para los referentes a las flores de *Aloe Vera*.

- **San Antonio**

San Antonio																				
Caracteres	Plantas																			
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
Longitud de la hoja	1	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1	1	2	2
Anchura de la hoja (media)	0	1	0	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1	0	2	1	1	1	0	1
Espesor medio de la hoja	2	1	1	1	2	2	1	1	2	1	1	1	2	2	1	2	1	1	2	1
Color de la hoja	2	2	3	3	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	3	2	2	2	2	3
# Dientes del borde	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Núm. De inflorescencias	0	0	1	0	0	1	0	0	0	1	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0
Longitud de la inflorescencia	0	0	2	0	0	0	2	0	0	2	0	2	2	0	0	0	0	2	0	0

Tabla 20. Registro de estados descriptores de la hoja de *Aloe Vera* de la localidad San Antonio.

San Antonio																				
Caracteres	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
Planta 3																				
Longitud de la flor	1	2	2	1	1	1	1	2	2	2	1	2	2	2	2	1	1	1	1	2
Color de la flor	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 6																				
Longitud de la flor	1	1	2	2	2	1	1	2	2	1	1	1	1	2	2	2	1	1	2	2
Color de la flor	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 10																				
Longitud de las flores	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	2	1	1	2	2	1
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 12																				
Longitud de las flores	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	2	2	1
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 13																				
Longitud de las flores	1	1	1	2	1	1	1	1	2	2	2	1	1	1	1	1	2	1	1	1
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 18																				
Longitud de las flores	1	1	1	2	2	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2

Tabla 21. Registro de estados descriptores de las flores de *Aloe Vera* de la localidad San Antonio.

- Juchitlan

Juchitlan																				
Caracteres	Plantas																			
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
Longitud de la hoja	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Anchura de la hoja (media)	1	2	2	2	2	1	1	1	1	1	2	1	1	0	1	1	2	2	1	1
Espesor medio de la hoja	1	1	1	2	2	2	1	1	1	1	1	2	1	2	1	1	1	1	1	1
Color de la hoja	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
# Dientes del borde	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Núm. De inflorescencias	1	0	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Longitud de la inflorescencia	2	-	2	-	-	-	-	-	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Tabla 22. Registro de estados descriptores de las hojas de *Aloe Vera* de la localidad de Juchitlan.

Juchitlan																				
Caracteres	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
Planta 1																				
Longitud de la flor	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	2	2	2
Color de la flor	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 3																				
Longitud de la flor	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1
Color de la flor	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 8																				
Longitud de las flores	2	1	1	2	1	2	2	2	1	1	1	2	1	2	2	1	2	2	2	2
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 9																				
Longitud de las flores	1	2	2	2	1	1	2	2	2	2	2	1	1	1	1	1	2	1	1	2
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2

Tabla 23. Registro de estados descriptores de las flores de *Aloe Vera* de la localidad de Juchitlan.

- **Candelaria**

Candelaria																				
Caracteres	Plantas																			
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
Longitud de la hoja	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	2
Anchura de la hoja (media)	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1	0	1	1	1	1	0
Espesor medio de la hoja	1	2	2	2	1	2	2	2	1	1	2	2	2	2	2	2	1	2	2	2
Color de la hoja	3	3	3	3	2	2	3	2	3	3	3	3	3	3	3	2	3	2	3	
# Dientes del borde	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Núm. De inflorescencias	1	0	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	1	0	1	1	1	0	0	0
Longitud de la inflorescencia	2	0	0	0	0	0	2	2	2	0	0	0	2	0	2	2	2	0	0	0

Tabla 24. Registro de estados descriptores de las hojas de *Aloe Vera* de la localidad de Candelaria.

Candelaria																				
Caracteres	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
Planta 1																				
Longitud de la flor	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	2	2	2
Color de la flor	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 7																				
Longitud de la flor	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	2	1	2	2	1	1	1	1	2
Color de la flor	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 8																				
Longitud de las flores	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	2	2
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 9																				
Longitud de las flores	1	1	1	1	1	2	2	1	2	2	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 13																				
Longitud de las flores	1	1	1	1	2	1	2	1	2	1	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 15																				
Longitud de las flores	1	1	1	2	2	2	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1	1	2
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 16																				
Longitud de las flores	1	1	1	2	1	1	1	1	2	1	1	1	1	2	2	1	1	1	1	1
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Planta 17																				
Longitud de las flores	1	1	2	2	1	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	1	1	2	2	1
Color de las flores	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2

Tabla 25. Registro de estados descriptores de las flores de *Aloe Vera* de la localidad de Candelaria.

6.1.2 Análisis de datos

Para establecer la igualdad estadística entre las medias de las variables, se realizaron análisis de varianza para cada uno de los parámetros medidos en las hojas e inflorescencias para las 3 localidades evaluadas. A continuación se presentan los resultados obtenidos al emplear la prueba ANOVA; los datos

obtenidos para el *factor F* del Anova son comparados con el estadístico de prueba de distribución de Fisher, para un nivel de significancia del 5%.

- Longitud de las hojas de Aloe Vera

Se realizó la comparación de la longitud de las hojas y se pudo observar que si hay diferencia entre las hojas de las 3 localidades.

Tabla 26. ANOVA para la longitud de la hoja

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
San Antonio	20	931.4	46.57	21.3222105
Juchitlan	20	702.2	35.11	8.45463158
Candelaria	20	964.2	48.21	8.89042105

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	2037.54133	2	1018.77067	79.0413324	3.6575E-17	3.15884272
Dentro de los grupos	734.678	57	12.8890877			
Total	2772.21933	59				

- Anchura de las hojas de Aloe Vera

Al comparar la anchura de las hojas tres se pudo observar que no hubo una diferencia entre las 3 localidades.

Tabla 27. ANOVA para la anchura de las hojas

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
San Antonio	20	89.4	4.47	0.24642105
Juchitlan	20	99.8	4.99	0.58726316
Candelaria	20	88.4	4.42	0.07747368

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	3.98533333	2	1.99266667	6.56088262	0.00272664	3.158842719
Dentro de los grupos	17.312	57	0.3037193			
Total	21.2973333	59				

- **Espesor medio**

En cuanto al espesor medio de las hojas de *Aloe Vera* se pudo observar que no hay diferencia entre las 3 localidades.

Tabla 28. ANOVA para el espesor medio de las hojas

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
San Antonio	20	41	2.05	0.09421053
Juchitlan	20	37.4	1.87	0.04326316
Candelaria	20	44.1	2.205	0.07944737

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	1.12433333	2	0.56216667	7.77471794	0.00103363	3.15884272
Dentro de los grupos	4.1215	57	0.07230702			
Total	5.24583333	59				

- **Número de dientes en 5cm de la hoja de *Aloe Vera***

Al comparar el número de dientes de las hojas no se observó una diferencia significativa entre las 3 localidades

Tabla 29. ANOVA para el núm. De dientes de la hoja

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
San Antonio	20	76	3.45	0.26052632
Juchitlan	20	74	3.7	0.22105263
Candelaria	20	74	3.7	0.22105263

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	0.83333333	2	0.41666667	1.77902622	0.00780468	3.15884272
Dentro de los grupos	13.35	57	0.23421053			
Total	14.1833333	59				

- **Número de inflorescencias en las plantas de *Aloe Vera***

En cuanto al número de inflorescencias si se pudo observar diferencia entre las plantas de las 3 localidades

Tabla 30. ANOVA para el núm. De inflorescencias

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
San Antonio	20	9	0.45	0.47105263
Juchitlan	20	5	0.25	0.19736842
Candelaria	20	10	0.5	0.47368421

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	0.7	2	0.35	0.91935484	0.40460747	3.15884272
Dentro de los grupos	21.7	57	0.38070175			
Total	22.4	59				

- Longitud de inflorescencias

Al comparar la longitud de las inflorescencias si se pudo observar una diferencia entre las inflorescencias de las 3 localidades

Tabla 31. ANOVA para la longitud de inflorescencia

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
San Antonio	20	913.5	45.675	5125.92829
Juchitlan	20	554	27.7	3233.3
Candelaria	20	1210.8	60.54	5790.39095

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Valor p</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	10816.8963	2	5408.44817	1.14669831	0.32490245	3.158842719
Dentro de los grupos	268842.766	57	4716.53975			
Total	279659.662	59				

- Longitud de las flores

En cuanto a la longitud de las flores se pudo observar que si hubo diferencia comparando las 3 localidades y que la localidad de Juchitlan fue la que más difirió de entre las 3.

Tabla 32. ANOVA para la longitud de las flores

<i>Grupos</i>	<i>Cuenta</i>	<i>Suma</i>	<i>Promedio</i>	<i>Varianza</i>
San Antonio	120	482	4.01666667	0.00829132
Juchitlan	120	324.2	2.70166667	3.69478711
Candelaria	120	480.5	4.00416667	0.00645308

ANÁLISIS DE VARIANZA

<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Probabilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	137.0355	2	68.51775	55.412186	1.10024414	3.02101191
Dentro de los grupos	441.43425	357	1.2365105			
Total	578.46975	359				

En cuanto al color de las hojas de *Aloe Vera* se sacaron los porcentajes dependiendo del grupo de color en el que se encontraban y se pudo notar que si hubo diferencias entre las 3 localidades siendo la localidad de Juchitlan en la que se observó una diferencia más significativa.

Tabla 33. Comparación de porcentajes del color de las hojas

LOCALIDAD	Grupo de color		
	1GY-3GY	3GY-6GY	6GY-9GY
San Antonio	0%	80%	20%
Juchitlan	100%	0%	0%
Candelaria	0%	25%	75%

En cuanto al color de las flores de *Aloe Vera* también se sacaron porcentajes de acuerdo con el grupo de color en el que se encontraban y no se observaron diferencias entre las flores de las 3 localidades.

Tabla 34. Comparación de porcentajes del color de las flores

LOCALIDAD	Grupo de color		
	1Y-3Y	3Y-6Y	6Y-9Y
San Antonio	0%	100%	0%
Juchitlan	0%	100%	0%
Candelaria	0%	100%	0%

De acuerdo a los resultados se pudo observar que en las 3 localidades hubo diferencias tanto en los caracteres de las hojas como en las inflorescencias, pero la localidad que más tuvo diferencias fue la de Juchitlan, ya que en esta las hojas tuvieron una longitud menor y el color de las hojas también fue significativamente diferente, y en cuanto al número de inflorescencias tuvo menos cantidad que las otras dos localidades y en longitud fueron más cortas, estas diferencias pueden ser debido a que en la localidad de Juchitlan el terreno y la vegetación son secos y no hay cuerpos de agua ya que si la planta de *Aloe Vera* sufre escasez de agua tiende a tener hojas más cortas, delgadas y arrugadas (INECC, 2011), por otro lado un ambiente demasiado seco también puede influir en el color de las hojas y estas pueden tomar un color marrón-amarillento (INECC, 2011).

En cuanto a las inflorescencias la razón de que en la localidad de Juchitlan se hayan encontrado en menor cantidad puede ser debido a que el terreno es seco y el drenaje de agua es excesivo por lo tanto las plantas de *Aloe Vera* no tienen suficiente acceso a agua (STPS, 2010).

Las localidades de San Antonio y Candelaria tuvieron más similitudes entre ellas en cuanto a las características de la hoja e inflorescencias a excepción del número de inflorescencias que fue notablemente mayor en la localidad de Candelaria, cabe mencionar que esta localidad es la que mayor cantidad de agua tiene y el suelo pedregoso permite un mejor drenaje.

6.2 Composición nutricia

6.2.1. Análisis químico proximal (AQP) de la flor de *Aloe Vera* seca

En la tabla 35 se presenta el análisis proximal obtenido en las flores secas de *Aloe Barbadensis* Miller. La muestra se analizó por triplicado y los resultados se calcularon en porcentajes.

Tabla 35. Análisis proximal de la flor de Aloe Vera (*Aloe barbadensis*) de materia seca.

Componentes	
Humedad (%)	6.84 ± 0.16
Cenizas (%)	5.30 ± 0.25
Proteína cruda (%)	8.42 ± 0.07
Fibra (%)	20.64 ± 0.80
Hidratos de carbono (%)	64.90 ± 0.38
Extracto etéreo (%)	0.74 ± 0.08

La composición nutricional que se obtuvo del análisis químico proximal reveló la presencia de los nutrientes como son la proteína cruda (8.35-8.49%), fibra cruda (19.84-21.44%), extracto etéreo (0.66-0.82%), cenizas (5.05-5.55%), humedad (6.68-7%) y los hidratos de carbono fueron obtenidos mediante una resta, dando un resultado de 41.9%.

Tabla 36. AQP de distintas flores comestibles

	% Proteína Cruda	%Grasas	%Hidratos de carbono	%Fibra Cruda	%Ceniza
<i>Etingera elatior</i>	0.44	0.37	2.46	0.96	0.65
<i>Hedychium forrestii</i>	2.38	0.69	2.15	1.04	0.86
<i>Helianthus annuus</i>	1.75	----	7.57	2.12	1.25
<i>Floretes de brócoli</i>	22.4	4.59	65.1	----	----
<i>Dahlia</i>	2.4	1.05	----	----	----
<i>Hibiscus sabdariffa</i>	5.58	2.09	69.1	----	----
<i>Aloe Barbadensis Miller</i>	----	----	----	13.8 (Sotelo, 2007)	----

(Cervantes & Sánchez, 2018)

El contenido medio de proteína del *Aloe Barbadensis Miller* (8.42%) es mayor en comparación con varias otras flores comestibles como la *Etingera elatior* (0.44%), *Hedychium forrestii* (2.38%), *Helianthus annuus* (1.75%). Sin embargo, el contenido de proteína es menor al compararlo con otras flores como las *Floretes de brócoli* (22.4%), *Dahlia* (2.4%) y *Hibiscus sabdariffa* (5.58%). En cuanto a los hidratos de carbono del *Aloe Barbadensis Miller* (64.90%) tiene un contenido alto comparado con la mayoría de otras flores comestibles, excepto con las *Floretes de brócoli* (65.1%). Las flores de *Aloe Barbadensis Miller* se consideran un alimento bajo en calorías debido a su bajo contenido en grasas (0.74%), comparado con otras flores comestibles como las *Floretes de brócoli* (4.59%), *Dahlia* (2.4%) y *Hibiscus sabdariffa* (2.09%). La fibra promedio del *Aloe Barbadensis Miller* fue de 20.64% mayor al 13.8% encontrado por Sotelo, (2007). Ver Tabla 36.

Los parámetros: extracto libre de nitrógeno (ELN) y la energía bruta (EB) fueron evaluados por aproximación utilizando las siguientes ecuaciones:

Extracto Libre de Nitrógeno:

$\%ELN = 100 - (\%Humedad + \%Proteína\ Cruda + \%Extracto\ Etéreo + \%Fibra\ Cruda + \%Ceniza)$

$\%ELN = 100 - (6.84 + 8.42 + 0.74 + 20.64 + 5.30)$

ELN = 58.06%

Energía Bruta:

$EB\ (kcal/kg) = [(\%Proteína\ Cruda * 4) + (\%Extracto\ Etéreo * 9) + (\%Fibra\ Cruda) * 4] * 10$

$EB\ (kcal/kg) = [(8.42 * 4) + (0.74 * 9) + (20.64 * 4)] * 10$

EB= 1,229 kcal/kg

6.2.2 Compuestos fenólicos totales y flavonoides totales

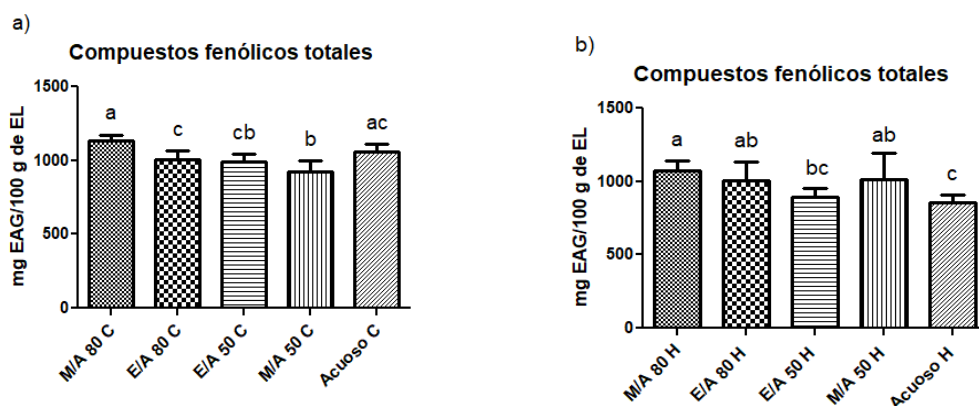


Figura 1. Promedios de compuestos fenólicos totales de la flor de aloe vera, a) comparación de muestra cruda, b) comparación muestra hervida. Los resultados se muestran como el promedio de n=3 determinaciones \pm una desviación estándar. Letras diferentes indica diferencia significativa (ANOVA, prueba de Tukey pos hoc, $p < 0.05$. EAG: equivalentes de ácido gálico, EL: extracto liofilizado.

Los compuestos fenólicos totales (CFT) se analizaron en todos los extractos y se obtuvo una mayor cantidad de ellos en el extracto metanólico 80/20 de la muestra cruda con una diferencia estadísticamente significativa. A pesar de que se obtuvo mayor cantidad de CFT en el extracto metanólico 80/20 en base a muestra cruda, no hay diferencia estadísticamente significativa entre éste y el extracto metanólico 80/20 de muestra hervida (Figura 1).

- Alam, M, Bristi N, Rafiquzzaman M. (2013). *Revisión de métodos in vivo e in vitro, métodos de evaluación de la actividad antioxidante*. Saudi Pharm. Pp. 143-152.
- Bonilla, M. (2016). *Potencial industrial del Aloe Vera*. Revista Cubana de Farmacia. Vol.50. p.12.
- Carranco, M. (2011). *Carotenoides y su función antioxidante*. Archivos Latinoamericanos de Nutrición. Vol. 61. p.8.
- Cervantes, J. & Sánchez, D. (2018). *Antioxidant capacity, proximate composition and lipid constituents of Aloe Vera flowers*. Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants. Departamento de Biotecnología y Ciencias Alimentarias. Instituto Tecnológico de Sonora. Sonora, México.
- CONABIO. (2018). *Malezas de México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México.
- Domínguez-Fernández, R. (2016). *El gel de Aloe Vera: estructura, composición química, procesamiento, actividad biológica e importancia en la industria farmacéutica y alimentaria*. Revista Mexicana de Ingeniería Química. Vol.11. P. 2
- Febles, C. & Saldaña, A. *Funciones de la vitamina E*. Revista Cubana de Estomatología. Vol. 39. P. 15. La Habana, Cuba.
- Fotakis, F. (2016). *Caracterización fenólica y capacidad antioxidante de plantas de uso medicinal*. Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos. Tecnológico Nacional de México en Celaya. Vol. 4, p. 7.
- García, L. & Rojo, D. (2009). *Plantas con propiedades antioxidantes*. Revista Cubana de Investigaciones Biomédicas. Vol.20, pp. 10-14. La Habana, Cuba.
- Hernani, R. (2017). *Manual de prácticas de Unidad de Aprendizaje de Bromatología*. Universidad Autónoma de Nayarit. Tepic, Nayarit, México.
- Huet, B. & Martín, M. (2017). *Determinación de Antioxidantes en Muestras Biológicas*. Facultad de Farmacia. Universidad Complutense. España.
- INAFED. (2016). *Enciclopedia de los Municipios y Delegaciones de México. Estado de Hidalgo-Tasquillo*. octubre 10, 202, de Instituto para el Federalismo y el Desarrollo Municipal Sitio web: <http://inafed.gob.mx/work/enciclopedia/EMM13hidalgo/municipios/13058a.html>
- Machado, R. (2011). *Caracterización morfológica y productiva de precedencias de Jatropha curcas L*. Revista Pastos y Forrajes. Vol. 34. Matanzas, Cuba.

- Márquez, M. (2008). *Cenizas y grasas*. Escuela profesional de ingeniería de industrias alimentarias. Facultad de Ingeniería de Industrias Alimentarias. Universidad Nacional de San Agustín.
- Martínez, S. *Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes*. Departamento de Fisiología. Universidad de León. España.
- Meléndez, A. (2004). *Estabilidad de los pigmentos carotenoides en los alimentos*. Archivos Latinoamericanos de Nutrición. Vol.54. p. 5.
- Méndez, L. (2020). *Manual de prácticas de Análisis de Alimentos*. Facultad de Química Farmacéutica Biológica. Universidad Veracruzana.
- Nantz, M. (2006). *Inmunidad y capacidad antioxidante en humanos mejora por el consumo de cápsulas de frutas y vegetales secos*. Nutrition Journal. Vol. 136. Pp. 2606-2610.
- Núñez, J. (2018). *Efecto de biofertilizantes en el crecimiento de sábila (Aloe Barbadosensis Miller) y calidad de gel en diferentes contenidos de humedad del suelo*. Revista Chapingo Serie Horticultura. Vol.24. P. 3. México.
- Plou, M. & Torres, S. (2010). *Cromatografía: conceptos y aplicaciones*. Revista Arakuku. Vol. 2. Pp. 6-7. Facultad de Ciencias Naturales. Universidad Nacional de Tucumán
- Quiñones, B. (2007). *Absorción in vivo de oligómeros de epicatequina*. Departamento de Bioquímica. Universidad Rovira i Virgili. Tarragona. España.
- Santos, V. (2009). *Aspectos biofarmacéuticos y farmacocinéticos del ácido acetilsalicílico*. Facultad de Farmacia. Universidad Complutense. Madrid. España.
- Shahidi, F. & Zhong, Y. (2015). *Measurement of antioxidant activity*. Journal of Functional Foods. Vol. 18. P. 760.
- Spiegel; J. Schiller; R. A. Srinivasan (2007). «9. Análisis de la varianza». *Probabilidad y Estadística [Schaum's Outline of Theory and Problems of Probability and Statistics]*. Schaum (2ª edición). México D.F.: McGraw-Hill. pp. 335-371.
- Tinajero, S. & Alhelí S. (2020). *Sábila (Aloe Vera): Usos y propiedades*. Revista de divulgación científica y tecnológica de la Universidad Autónoma de Nuevo León. Ciencia UANL. Pp. 45-48.
- Torres, G. (2014). *Caracterización física y mecánica de las hojas de aloe vera*. Universidad Tecnológica de Pereira. Colombia.
- UNAM, (2008). *Fundamentos y técnicas de análisis de alimentos*. Laboratorio de alimentos I. Departamento de alimentos y biotecnología. Facultad de química, UNAM.

- Sentkowsk A., Biesaga, M., Pyrzynsk, K., (2016). *Effects of brewing process on phenolic compounds and antioxidant activity of herbs*. Food Science Biotechnology, vol 25, Pp. 965-970.
- Pase, V. (2014). *Antioxidantes naturales*. Universidad Abierta Interamericana. Medicina y Ciencias de la Salud. Chile. Pp. 51-52.
- Valenzuela, A. & Ronco, A. (2004). *Fitoesteroles y fitoestanoles: aliados naturales para la protección de la salud cardiovascular*. Revista Chilena de Nutrición. Vol. 21. Pp. 161. Santiago, Chile.
- Vega, A. (2005). *El Aloe Vera como componente de alimentos funcionales*. Departamento de Ingeniería en Alimentos. Universidad de La Serena. Chile. Pp. 113-115.
- Velásquez-Arenas, R. & Imery-Buiza, J. (2008). *Fenología reproductiva y anatomía floral de las plantas Aloe Vera y Aloe Saponaria (Aloaceae) en Cumaná, Venezuela*. Revista de Biología Tropical. Vol. 56. P. 5
- Viades, J. (2014). *Solubilidad y fenómenos de distribución*. Físicoquímica Farmacéutica. UNAM. México