

Universidad Católica de Santa María

Facultad de Arquitectura, Ingenierías Civil y del Ambiente

Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental



**“EVALUACIÓN DEL FERTILIZANTE ORGÁNICO A BASE DE ESCOBAJO DE
UVA TRATADO MEDIANTE HIDRÓLISIS ENZIMÁTICA PARA LA MEJORA
DE LOS NIVELES DE MACRONUTRIENTES (NPK) EN SUELO AGRÍCOLA”**

Tesis presentada por la Bachiller
More Chenguayen, María Alejandra Milagros
Para optar el Título Profesional de:
Ingeniero Ambiental

Asesora:
Ing. Manrique Pino, Pamela

Arequipa-Perú

2018



Universidad Católica de Santa María

(51 54) 382038 Fax:(51 54) 251213 ✉ ucsm@ucsm.edu.pe 🌐 http://www.ucsm.edu.pe Apartado:1350

AREQUIPA - PERÚ

INFORME DICTAMEN BORRADOR DE TESIS

VISTO

EL BORRADOR DE TESIS TITULADO:

Evaluación del Fertilizante orgánico a base de escobajo
de UJC tratado mediante hidrólisis enzimática para la mejora de los niveles de macro
nutrientes (NPK) en suelo agrícola.
Presentado por el (los) Bachiller (es):

Mora Chenguayen, María Alejandra Milagros

Nuestro DICTAMEN es:

Favorable

OBSERVACIONES:

~

Arequipa

DICTAMINADOR

Msc. Bolívar Aruando Ponce de León
Cod. 2229.

DICTAMINADOR

Ing. Pamela L. Manrique Pino
COD: 9246

DICTAMINADOR

DRA. ING. MARÍA ELIZABETH BEJARANO NEZA
CÓDIGO 9205

PRESENTACIÓN

Señor Decano de la Facultad de Arquitectura, Ingenierías Civil y del Ambiente.

Señora Directora de la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental.

Señores Miembros del Jurado Dictaminador de Tesis.

De conformidad con las disposiciones del Reglamento de Grados y Títulos de la Escuela profesional de Ingeniería Ambiental, pongo a vuestra consideración el presente trabajo de investigación titulado:

“EVALUACIÓN DEL FERTILIZANTE ORGÁNICO A BASE DE ESCOBAJO DE UVA TRATADO MEDIANTE HIDRÓLISIS ENZIMÁTICA PARA LA MEJORA DE LOS NIVELES DE MACRONUTRIENTES (NPK) EN SUELO AGRÍCOLA”

El trabajo de investigación fue realizado aplicando los conocimientos adquiridos durante mi formación universitaria, el mismo que al ser aprobado me permitirá optar por el título Profesional de Ingeniero Ambiental.

Arequipa, 05 de diciembre del 2018

DEDICATORIA

El presente trabajo se lo dedico al forjador de mi camino, a mi padre celestial, el que me acompaño día a día y ayudó a levantarme en los continuos tropiezos, mi Dios, quien me lleno de paciencia y perseverancia en cada momento. A mis queridos padres Justo y Sofía, por su comprensión, paciencia, apoyo y aliento constante. A mi querida abuelita Teresa, quien puso su confianza en mí, brindándome amor y cariño todos los días desde que llegue a su hogar, motivándome en cada momento para conseguir cada uno de mis sueños.



AGRADECIMIENTOS

A mi Dios, por guiarme en cada momento por el camino de la verdad, por ser mi soporte y fortaleza, permitiéndome que día a día sea mejor persona.

A mis padres, Justo y Sofía por enseñarme día a día que la responsabilidad y la perseverancia son un arma muy importante en la vida.

A mi tía Ykebana y a mi abuelita Teresa, por ser parte de mi formación profesional, brindándome su tiempo, apoyo y confianza en cada momento.

A la Dra. Paula, dueña del Viñedo “Gran Cepa”, por permitirme acceder a su viñedo sin limitaciones con el objetivo de analizar sus tierras y sus residuos.

A la Ing. Pamela Manrique Pino, por su desinteresada colaboración y su orientación profesional, brindándome su tiempo y compartiéndome sus sabios conocimientos en cada momento requerido.

A la Ing. Elizabeth por brindarme su comprensión en cada momento y por sus valiosos consejos.

Al Blgo. Armando Arenazas por el apoyo y orientación constante.

Al Ing. Audad Laguna, por su colaboración, orientación y por permitirme el uso de las instalaciones de su vivero.

INTRODUCCIÓN

En la actualidad se viene realizando estudios e investigaciones referentes al aprovechamiento de los residuos generados por las diferentes industrias, con el objetivo de generar una mejor gestión de los residuos y apuntando en introducir procesos cíclicos donde no exista residuo, ya que este puede convertirse en materia prima para otro proceso, por eso, cabe indicar que el elemento más importante en el entendimiento de la problemática ambiental es la metodología del Análisis del ciclo de vida, que gracias al enfoque transversal en el proceso productivo permite la identificación certera de los efectos ambientales desde el consumo de la materia prima hasta el descarte de los residuos posteriores al uso del producto.

La industria vitivinícola es una de las actividades más antiguas a nivel mundial, que combina en la actualidad con un admirable legado cultural con una intensa actividad económica, es por ello que, la producción viene aumentando cada año, debido a que el consumo va ascendiendo de manera progresiva tanto a nivel nacional como internacional.

Es importante mencionar que, la producción de vino, siendo una de las actividades económicas potenciales a su vez viene consigo generando impactos negativos hacia el medio ambiente. Por mucho tiempo la producción de vino se consideró como una actividad limpia, debido a que el centro de atención de los estudios estaba en industrias que afectaban de manera más evidente el medio ambiente donde se desarrollaban. Sin embargo, estudios actuales han demostrado que los procesos vitivinícolas están lejos de ser procesos inocuos, debido a los diferentes impactos generados en el transcurso de su proceso productivo, como por ejemplo, la liberación de CO₂ y otros gases efecto invernadero producidos en la fermentación, contaminación de los cuerpos de agua y del suelo por los residuos con elevadas concentraciones de carga orgánica y por presentar un pH ácido, entre otros, siendo preocupante y significativo el daño que ocasionan en cada una de sus campañas.

El presente trabajo de investigación, buscará brindar valor agregado a un residuo lignocelulósico (fuente de nitrógeno) generado por la industria vitivinícola “Gran Cepa”, siendo tratado mediante enzimas celulasas para la obtención de un concentrado de macronutrientes que sirva como fertilizante orgánico, realizándose las respectivas evaluaciones para finalmente indicar si el fertilizante obtenido, mejora las concentraciones de los macronutrientes del suelo agrícola, reflejándose en los resultados de la caracterización del cultivo indicador.

RESUMEN

La presente investigación consistió en la obtención de un fertilizante orgánico a partir del escobajo de uva, residuo de la industria vitivinícola “Gran Cepa”, tratado mediante hidrólisis enzimática, haciendo uso de la enzima comercial Celulasa, con código SAE0020-50ML, marca SIGMA-ALDRICH, para aumentar las concentraciones de macronutrientes en el suelo agrícola de la Bodega Gran Cepa, Moquegua, aplicándose sobre el cultivo indicador (*Zea mays*).

Inicialmente se realizó el análisis a la muestra de suelo agrícola del viñedo, obteniendo una textura de suelo franco, adecuado para instalación de la mayoría de cultivos, 1.60 % de materia orgánica (bajo), 24.19 ppm de Fósforo (alto), 132.82 ppm de Potasio (normal), 0.08% de C/N (bajo), pH alcalino, con Capacidad de Intercambio Catiónico media, siendo recomendación del laboratorio INIA, uso de fertilizantes para mejorar la calidad del suelo para proceder con la siembra de cultivos. Asimismo, se realizó el análisis del escobajo de uva, teniendo los siguientes resultados, 0.0006 ppm de Nitrógeno, 0.012 ppm de Fósforo y 1.8 ppm de Potasio, resultados que sirvieron de base para el proceso de hidrolización. Luego, se procedió con la hidrólisis enzimática del escobajo de uva, obteniendo como la mejor concentración, 2% v/v (A3), a un tiempo de 270 minutos con la mayor producción de azúcares reductores (233.1+/-43.25e mg/dl). Seguidamente se realizó el análisis al escobajo de uva hidrolizado, obteniendo 0.06 % de Nitrógeno, 64 mg/kg de Fósforo, 1300 mg/kg de Potasio y pH relativamente ácido, a pesar de disminuir las concentraciones con respecto a las iniciales, se determina que es un concentrado con buena fuente de nitrógeno, siendo este un importante macronutriente para los cultivos.

Finalmente se aplicó el hidrolizado de escobajo de uva como fertilizante para el cultivo de *Zea mays* (maíz morado), mediante el uso de un Diseño de Bloques completamente aleatorizados, la evaluación del cultivo se realizó por un período de 42 días, teniendo en cuenta que la aplicación consistió en 3 dosis y en tres etapas, la etapa de siembra, a los 15 días y a los 35 días de la siembra, obteniendo según el análisis estadístico de medidas repetidas, que el tratamiento 3 (T3) obtuvo las mejores características de desarrollo de la planta con respecto al Blanco (B). En conclusión, la aplicación del hidrolizado de escobajo de uva tratado mediante hidrólisis enzimática se puede utilizar como fertilizante orgánico, teniendo en cuenta que tiene mayor influencia en el desarrollo de las raíces.

Palabras claves: Escobajo de uva, Hidrólisis, Enzimas, Macronutrientes, Suelo Agrícola, Valor Agregado, Maíz Morado (*Zea mays*).

ABSTRACT

The present investigation consisted of the obtaining of an organic fertilizer from grape stalks, residue of the wine industry "Gran Cepa", treated by enzymatic hydrolysis, making use of the commercial enzyme Cellulase, with code SAE0020-50ML, SIGMA brand- ALDRICH, to increase the concentrations of macronutrients in the agricultural soil of the Bodega Gran Cepa, Moquegua, applying on the indicator crop (*Zea mays*).

Initially the analysis was performed on the sample of agricultural land of the vineyard, obtaining a texture of free soil, suitable for installation of most crops, 1.60% organic matter (low), 24.19 ppm of phosphorus (high), 132.82 ppm of Potassium (normal), 0.08% C / N (low), alkaline pH, with medium cationic exchange capacity, being recommended by the INIA laboratory, use of fertilizers to improve the quality of the soil to proceed with the sowing of crops. Likewise, the analysis of the grape stems was carried out, having the following results, 0.0006 ppm of Nitrogen, 0.012 ppm of Phosphorus and 1.8 ppm of Potassium, results that served as the basis for the hydrolyzing process. Then, enzymatic hydrolysis of the grape stems was carried out, obtaining as the best concentration, 2% v / v (A3), at a time of 270 minutes with the highest production of reducing sugars (233.1 +/- 43.25e mg / dl). Next, the hydrolyzed grape stalk analysis was performed, obtaining 0.06% of Nitrogen, 64 mg / kg of Phosphorus, 1300 mg / kg of Potassium and relatively acid pH, in spite of decreasing the concentrations with respect to the initial ones, it is determined that it is a concentrate with a good source of nitrogen, this being an important macronutrient for crops.

Finally, the hydrolyzate of grape stems was applied as fertilizer for the cultivation of *Zea mays* (purple corn), through the use of a completely randomized Block Design, the evaluation of the crop was carried out for a period of 42 days, taking into account that the application consisted of 3 doses and in three stages, the sowing stage, at 15 days and 35 days after sowing, obtaining according to the statistical analysis of repeated measures, that treatment 3 (T3) obtained the best development characteristics of the plant with respect to White (B). In conclusion, the application of the hydrolyzate of grape stems treated by enzymatic hydrolysis can be used as an organic fertilizer, taking into account that it has greater influence on the development of the roots.

Keywords: Grape Scrub, Hydrolysis, Enzymes, Macronutrients, Agricultural Soil, Value Added, Purple Corn (*Zea mays*)

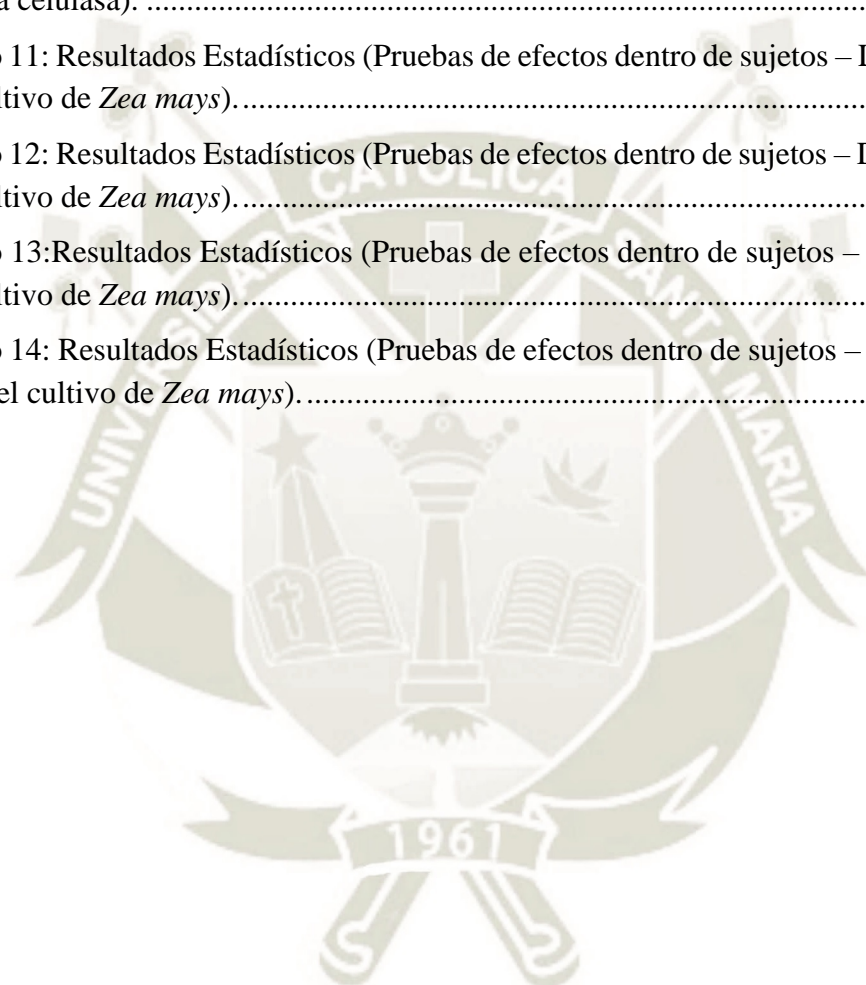
ÍNDICE DEL CONTENIDO

PRESENTACIÓN	i
DEDICATORIA	iii
AGRADECIMIENTOS	iv
INTRODUCCIÓN	v
RESUMEN	vi
ABSTRACT	vii
ÍNDICE DEL CONTENIDO	viii
ÍNDICE DE TABLAS	xii
ÍNDICE DE FIGURAS	xiv
ÍNDICE DE ANEXOS	xv
LISTA DE ABREVIACIONES	xvi
CAPÍTULO I: GENERALIDADES	1
1. GENERALIDADES	1
1.1. ANTECEDENTES	1
1.2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	4
1.3. JUSTIFICACIÓN	5
1.3.1. SOCIAL	5
1.3.2. ECONÓMICO	5
1.3.3. AMBIENTAL	5
1.3.4. CIENTÍFICO	5
1.4. HIPÓTESIS	6
1.5. OBJETIVOS	6
1.5.1. OBJETIVO PRINCIPAL	6
1.5.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	6
1.6. VARIABLES	6
1.7. ALCANCE	7
1.8. LIMITACIONES	7
CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO	8
2. MARCO TEÓRICO	8
2.1. Suelo	8
2.1.1. Fases del suelo	8
2.1.2. Propiedades físicas del suelo	9

2.1.3.	Propiedades químicas del suelo.....	11
2.1.4.	Propiedades biológicas del suelo.....	13
2.1.5.	Usos de suelo.....	17
2.2.	Uva.....	18
2.2.1.	Generalidades de la uva.....	18
2.2.2.	Estructura y Desarrollo de la uva.....	19
2.2.3.	Morfología de la uva.....	21
2.2.4.	Usos de la uva.....	23
2.3.	Industria Vitivinícola.....	27
2.3.1.	Producción en el Perú y en el Mundo.....	28
2.3.2.	Residuos de la industria vitivinícola.....	30
2.3.3.	Composición de los residuos vitivinícolas.....	32
2.4.	Impactos Ambientales de la Industria Vitivinícola.....	32
2.5.	Aprovechamiento de residuos de la industria vitivinícola.....	33
2.5.1.	Extracción de compuestos fenólicos.....	33
2.5.2.	Extracción de aceite.....	34
2.5.3.	Extracción de colorantes antocianicos.....	35
2.5.4.	Obtención de abonos orgánicos.....	35
2.5.5.	Obtención de ácido tartárico.....	36
2.5.6.	Valorización térmica.....	36
2.5.7.	Producción de biometanol y bioetanol.....	37
2.6.	Hidrólisis enzimática.....	38
2.7.	Maíz morado.....	39
2.7.1.	Clasificación botánica del maíz morado.....	40
2.7.2.	Morfología de la planta.....	40
2.7.3.	Principales variedades de Maíz Morado.....	42
2.7.4.	Ciclo vegetativo del maíz morado.....	42
2.7.5.	Influencia de los nutrientes en el cultivo.....	43
CAPÍTULO III: METODOLOGÍA.....		46
3.	METODOLOGÍA.....	46
3.1.	TIPO DE INVESTIGACIÓN.....	46
3.2.	NIVEL DE INVESTIGACIÓN.....	46
3.3.	CAMPO DE VERIFICACIÓN.....	46

3.3.1.	Lugar de ejecución.....	46
3.3.2.	Ubicación espacial.....	46
3.3.3.	Unidades de estudio.....	46
3.4.	MATERIALES	46
3.5.	DISEÑO EXPERIMENTAL	48
3.6.	METODOLOGÍA EXPERIMENTAL	48
3.6.1.	Caracterización fisicoquímica del suelo agrícola del Viñedo “Gran Cepa”..	48
3.6.2.	Evaluación de la hidrólisis del escobajo de uva mediante el método de hidrólisis enzimática realizado con enzimas celulasas a diferentes concentraciones. .	52
3.6.3.	Evaluación del efecto en los niveles de macronutrientes (N, P, K) del suelo agrícola del viñedo "Gran Cepa" mediante la incorporación del escobajo de uva hidrolizado al cultivo indicador <i>Zea mays</i>	56
CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIONES		60
4.	RESULTADOS Y DISCUSIONES	60
4.1.	Análisis fisicoquímico del suelo agrícola del viñedo Gran Cepa	60
4.2.	Evaluación de la hidrólisis de escobajo de uva mediante el método de hidrólisis enzimática realizado con enzimas celulasas a diferentes concentraciones.....	61
4.3.	Evaluación del efecto en los niveles de los macronutrientes (NPK) del suelo agrícola del viñedo "Gran Cepa" mediante la incorporación del escobajo de uva hidrolizado al cultivo indicador <i>Zea mays</i>	69
4.3.1.	Longitud de tallo.....	69
4.3.2.	Diámetro de tallo	72
4.3.3.	Número de hojas.....	75
4.3.4.	Longitud de hoja de referencia y hoja bandera.....	78
4.3.5.	Longitud de raíz.....	81
CONCLUSIONES.....		85
RECOMENDACIONES		86
BIBLIOGRAFÍA		87
ANEXOS		91
Anexo 1: Resultados de laboratorio del análisis del suelo agrícola.		92
Anexo 2: Resultados de laboratorio del análisis del escobajo de uva		94
Anexo 3: Resultados de laboratorio del análisis del hidrolizado de escobajo de uva.		96
Anexo 4: Resultados del porcentaje de germinación de la semilla del maíz morado (<i>Zea mays</i>).....		98
Anexo 5: Dossier fotográfico (Proceso de muestreo de suelo y escobajo de uva).....		100

Anexo 6: Dossier fotográfico (Proceso de hidrólisis enzimática del escobajo de uva).....	103
Anexo 7: Dossier fotográfico (Seguimiento del cultivo <i>Zea mays</i> – maíz morado).	105
Anexo 8: Resumen de los resultados de las mediciones de la actividad enzimática en el espectrofotómetro (505nm).	109
Anexo 9: Resumen de los resultados de las mediciones de longitud y diámetro de tallo, longitud de hoja guía, número de hojas y longitud de raíz.....	111
Anexo 10: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Concentración de enzima celulasa).	115
Anexo 11: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Longitud de Tallo del cultivo de <i>Zea mays</i>).	117
Anexo 12: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Diámetro del tallo del cultivo de <i>Zea mays</i>).	119
Anexo 13: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Número de hojas del cultivo de <i>Zea mays</i>).	121
Anexo 14: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Longitud de hoja guía del cultivo de <i>Zea mays</i>).	123



ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Operacionalización de variables.....	7
Tabla 2: Relación entre la densidad aparente y la porosidad total	10
Tabla 3: Descripción de la uva	19
Tabla 4: Composición lignocelulósica de los Residuos de la Industria Vitivinícola	32
Tabla 5: Coordenadas de la Ubicación de la Zona de estudio.....	49
Tabla 6: Aspectos Generales de aplicación del Kit enzimático.....	54
Tabla 7: Codificación del Diseño experimental	58
Tabla 8: Resultados del análisis fisicoquímico del suelo agrícola del Viñedo “Gran Cepa”, Moquegua	60
Tabla 9: Resultados del análisis de macronutrientes del escobajo de uva del Viñedo “Gran Cepa”, Moquegua	61
Tabla 10: Factores para el análisis de medidas repetidas en la evaluación de la concentración de la enzima celulasa	63
Tabla 11: Análisis intrasujetos de efectos del tiempo y de la concentración de enzima sobre la concentración de glucosa obtenida a partir de la hidrólisis enzimática.....	64
Tabla 12: Comparaciones múltiples para la concentración de glucosa registrada según cada tratamiento en distinto tiempo mediante LSD Fisher.....	65
Tabla 13: Análisis de efectos de la concentración de enzima sobre la concentración de glucosa obtenida a partir de la hidrólisis enzimática del escobajo de uva	66
Tabla 14: Comparaciones múltiples para la diferencia en la concentración de glucosa registrada según el tiempo de evaluación mediante LSD Fisher.....	67
Tabla 15: Resultados de las concentraciones de macronutrientes (NPK) del escobajo de uva	68
Tabla 16: Factores para el análisis de medidas repetidas en la evaluación del cultivo <i>Zea mays</i>	69
Tabla 17: Análisis de efectos intrasujetos para la longitud de tallos del cultivo <i>Zea mays</i> según tratamientos	70
Tabla 18: Comparaciones múltiples para la longitud de tallos cultivo <i>Zea mays</i> según tratamientos en relación al tiempo mediante LSD Fisher.....	71
Tabla 19: Análisis de efectos intersujetos para el crecimiento de los tallos del cultivo <i>Zea mays</i>	71
Tabla 20: Comparaciones múltiples para la Longitud de tallos del cultivo de <i>Zea mays</i> con respecto al tiempo mediante LSD Fisher.....	72
Tabla 21: Análisis de efectos intrasujetos para el diámetro de <i>Zea mays</i> según tratamientos	73
Tabla 22: Comparaciones múltiples para la el diámetro del tallo del cultivo <i>Zea mays</i> según los tratamientos con respecto al tiempo mediante LSD Fisher	74
Tabla 23: Análisis de efectos intersujetos para el crecimiento del diámetro de los tallos de <i>Zea mays</i> según tratamientos.....	74

Tabla 24: Comparaciones múltiples para el crecimiento del diámetro de tallos del cultivo de <i>Zea mays</i> con respecto al tiempo mediante Tuckey	75
Tabla 25: Análisis de efectos intrasujetos para el número de hojas de maíz en su etapa germinativa según tratamientos	76
Tabla 26: Comparaciones múltiples para el número de hojas con respecto al tiempo mediante LSD Fisher.....	77
Tabla 27: Análisis de efectos intersujetos en el número de hojas del cultivo <i>Zea mays</i>	77
Tabla 28: Comparaciones múltiples para el número de hojas con respecto al tiempo mediante Tuckey o Bonferroni.....	78
Tabla 29: Análisis de efectos intrasujetos para longitud de la hoja guía del cultivo de <i>Zea mays</i> según tratamientos.....	79
Tabla 30: Comparaciones múltiples para longitud de la hoja guía del cultivo de <i>Zea mays</i> con respecto al tiempo mediante LSD Fisher.....	80
Tabla 31: Análisis de efectos intersujetos para la longitud de la hoja guía del cultivo <i>Zea mays</i>	80
Tabla 32: Comparaciones múltiples para longitud de la hoja guía del cultivo de <i>Zea mays</i> según tratamientos	81
Tabla 33: Análisis estadístico descriptivo para longitud de raíz	82
Tabla 34: Análisis de varianza para longitud de raíz del cultivo de <i>Zea mays</i> según tratamientos	83
Tabla 35: Comparaciones múltiples para longitud de raíz del cultivo <i>Zea mays</i> con respecto a los tratamientos	83

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Composición del suelo	9
Figura 2: Estructura de la uva.....	20
Figura 3: Desarrollo y maduración de la uva. El esquema indica los procesos de división y expansión celular implicados, así como la acumulación de las moléculas más relevantes. 20	
Figura 4: Morfología de la vid (<i>Vitis vinifera L.</i>).....	21
Figura 5: Morfología del Sarmiento de la vid	23
Figura 6: Flujograma del proceso de la Elaboración de Vino	28
Figura 7: Superficie (mha) de viñedo en Europa.....	28
Figura 8: Superficie total de viñedo fuera de Europa	29
Figura 9: Identificación de Residuos del proceso de Vinificación	31
Figura 10: Porcentajes generales de los Residuos generados en las industrias vitivinícolas	31
Figura 11: Proceso de valorización térmica de los residuos vitivinícolas.....	37
Figura 12: Proceso de obtención de bioetanol a partir de residuos lignocelulósicos	38
Figura 13: Partes que componen al maíz morado.....	42
Figura 14: Diseño Experimental de la Investigación.....	48
Figura 15: Ubicación del Viñedo “Gran Cepa”, Moquegua.....	49
Figura 16: Delimitación del área de muestreo del viñedo “Gran Cepa”, Moquegua	50
Figura 17: Distribución de los puntos de muestreo de suelo agrícola.....	50
Figura 18: Almacenado y etiquetado de muestra de suelo agrícola	51
Figura 19: Tamizado de la muestra de escobajo de uva	53
Figura 20: Material utilizado para el proceso de hidrólisis enzimática.....	55
Figura 21: Filtración al vacío del escobajo de uva hidrolizado	56
Figura 22: Unidades experimentales del cultivo de <i>Zea mays</i>	57
Figura 23: Diseño experimental	59
Figura 24: Gráfica de perfiles para la concentración de glucosa (mg/L) obtenida con diferentes concentraciones de enzima celulasa.	64
Figura 25: Gráfica de perfiles para la longitud de tallos del cultivo <i>Zea mays</i> según los tratamientos	70
Figura 26: Gráfica de perfiles para el diámetro de tallo del cultivo <i>Zea mays</i>	73
Figura 27: Gráfica de perfiles para número de hojas del cultivo de <i>Zea mays</i> según tratamientos	76
Figura 28: Gráfica de perfiles para longitud de la hoja guía u hoja de referencia del cultivo <i>Zea mays</i> con respecto al tiempo.....	79
Figura 29: Promedio para longitud de raíz del cultivo <i>Zea mays</i> según tratamientos.....	82

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1: Resultados de laboratorio del análisis del suelo agrícola.	92
Anexo 2: Resultados de laboratorio del análisis del escobajo de uva	94
Anexo 3: Resultados de laboratorio del análisis del hidrolizado de escobajo de uva.	96
Anexo 4: Resultados del porcentaje de germinación de la semilla del maíz morado (<i>Zea mays</i>).	98
Anexo 5: Dossier fotográfico (Proceso de muestreo de suelo y escobajo de uva).	100
Anexo 6: Dossier fotográfico (Proceso de hidrólisis enzimática del escobajo de uva).	103
Anexo 7: Dossier fotográfico (Seguimiento del cultivo <i>Zea mays</i> – maíz morado).	105
Anexo 8: Resumen de los resultados de las mediciones de la actividad enzimática en el espectrofotómetro (505nm).	109
Anexo 9: Resumen de los resultados de las mediciones de longitud y diámetro de tallo, longitud de hoja guía, número de hojas y longitud de raíz.	111
Anexo 10: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Concentración de enzima celulasa).	115
Anexo 11: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Longitud de Tallo del cultivo de <i>Zea mays</i>).	117
Anexo 12: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Diámetro del tallo del cultivo de <i>Zea mays</i>).	119
Anexo 13: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Número de hojas del cultivo de <i>Zea mays</i>).	121
Anexo 14: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Longitud de hoja guía del cultivo de <i>Zea mays</i>).	123

LISTA DE ABREVIACIONES

MINAM: Ministerio del Ambiente

MINAGRI: Ministerio de Agricultura y Riego

INIA: Instituto Nacional de Innovación Agraria

FAO: Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura

OVI: Organización Internacional de la Viña y el Vino

AINIA: Instituto Tecnológico de la Industria Agroalimentaria

P: Fósforo

K: Potasio

N: Nitrógeno

Mg: Magnesio

Na: Sodio

CO₃Ca: Carbonato de Calcio

C/N: Relación de Carbono y Nitrógeno

MO: Materia Orgánica

CE: Conductividad Eléctrica

PSI: Porcentaje de Sodio intercambiable

CIC: Capacidad de Intercambio Catiónico

RPM: Revoluciones por minuto

CAPÍTULO I: GENERALIDADES

1. GENERALIDADES

Este capítulo presenta la importancia que tiene la industria vitivinícola dentro del desarrollo de diferentes departamentos, como por ejemplo Ica, Moquegua, Tacna, entre otros, que con el tiempo han ido mejorando las tecnologías para una mejor producción, teniendo en cuenta que esta actividad viene ocasionando impactos ambientales, asimismo se presenta el objetivo principal y los específicos, brindando la justificación correspondiente para la presente investigación.

1.1. ANTECEDENTES

En el año 1532, en pleno desarrollo de la guerra de conquista y resistencia en el Perú, se comenzó a fundar un sin número de villas y ciudades, donde repartieron solares y tierras, dando lugar al cultivo de los llamados "frutos de Castilla", comprendiendo los siguientes cultivos: el trigo, caña de azúcar, arroz, vid, olivo, cítricos y muchas plantas más. Los cultivos mencionados fueron sembrados en las tres regiones del Perú, por ejemplo, en la costa, se prendió de manera sorprendente el arroz, trigo, caña de azúcar, la vid, el olivo, etc., en la sierra, también se recibió la cebada, el trigo, la caña dulce en las quebradas, y en algunos nichos ecológicos brotaron los sarmientos de la vid, en la selva hubo desarrollo de algunas plantas procedentes de España (Huertas Vallejos, 2004).

En cuanto a la producción de vino, se dio de manera inmediata, después de que floreció la vid, se inició produciendo el vino "de casa", lo cual estaba destinado solo para el autoconsumo de los habitantes. A mediados del siglo XVI comenzó la producción para la comercialización de los vinos, asimismo, la producción de pisco inició a fines de la mencionada centuria. Cabe indicar que, en el Perú, los primeros ensayos de la viticultura, se dieron por diversas personas provenientes de España.

Las técnicas de producción de vino, han ido mejorando con el tiempo, teniendo como fin latente la obtención de vinos de mejor calidad, es por ello que progresivamente ha ido aumentando la producción tanto a nivel nacional como a nivel internacional.

Las zonas productoras de uva en nuestro país se encuentran ubicadas principalmente en la costa sur y corresponden a Lima, Ica, Arequipa, Moquegua y Tacna, cuya temporada de cosecha se efectúa entre los meses de noviembre a febrero. En la costa

norte la zona de producción de uva se encuentra en el valle de Cascas, provincia de Trujillo, región de La Libertad.

La producción de uva en el mercado nacional registra un importante crecimiento, después de obtenerse 102,37 miles de t. en el año 2000 esta se elevó a 190,43 miles de t. en el 2006, cifra que demuestra un crecimiento de 86% en dicho periodo. Según la Organización Internacional de la Viña y el Vino (OVI) en el 2017, indicó que la superficie vitícola mundial (superficie total plantada de viñedos, incluidos aquellos improductivos o sin cosechar) es prácticamente similar a la de 2016 (reducción de 22 mha) y alcanzaría los 7,6 millha en años próximos.

Los índices de crecimiento de la producción de uva en nuestro país alcanzan un ritmo sostenido y para asegurarlo es necesario seguir ampliando los acuerdos, tratados comerciales, convenios de sanidad, tratados de exportación y otras herramientas del comercio exterior con otros países que permitan seguir introduciendo esta codiciada fruta en mercados del exterior. Asimismo, la demanda en la producción del Pisco también crece a tasas del 15% en promedio anual, resultado que anima a un número mayor de empresas a invertir y participar en este rubro. Muchos productores de Pisco no disponen de bodegas propias y encargan su producción a terceros, elevando las autorizaciones de uso en los últimos años de un 15% a 20%. La producción de Pisco está por alcanzar los 6'000,000 de litros, según resultados obtenidos hasta el primer semestre del presente año, el 93% de este volumen es de consumo interno en el país (40% se concentra en Lima) y el resto se dirige a la exportación.

Centrándonos en el Departamento de Moquegua, según MINAGRI en el año 2008, 1335 hectáreas fueron cultivadas en toda la Región de Moquegua, siendo cerca de 1100 hectáreas para la producción de Vino y Pisco (Agricultura, 2008), al año 2016 se menciona que hubo un crecimiento exponencial en los cultivos de uva (Riego, 2016).

En términos de litros la producción vinícola local ha crecido desde los 19,9 millones de litros en 2006 hasta alcanzar los 33,3 millones de litros en 2012. En el año 2017 se pasó por una producción catastrófica, peor en el 2018, la producción mundial de vino aumenta de forma espectacular, un año más indulgente para las vendimias de la mayoría de los grandes países productores, según estimaciones de la Organización Internacional de la Viña y el Vino (OVI), con 282 millones de hectolitros (M/hl)

esperados, la producción vitivinícola del 2018, en alza de 31 M/hl, volumen considerado, uno de los más elevados desde el 2000.

Teniendo en cuenta los volúmenes de producción y las áreas de siembra, nos centramos en los impactos que vienen ocasionando con cada campaña de elaboración de vino, siendo esta actividad por muchos años inocua, pero estudios actuales han demostrado que los procesos de las industrias vitivinícolas están dentro de los procesos que generan contaminación, debido a la inadecuada gestión de residuos, tanto líquidos, gaseosos y sólidos. Es por ello que varias entidades de investigación tecnológica se han centrado en realizar estudios sobre el sector vitivinícola y el aprovechamiento de sus residuos, dentro de ellas tenemos al Centro Tecnológico AINIA, Life Haprowine, Universidad Aleida, OVI, entre otras.

El centro tecnológico AINIA, da la iniciativa de aprovechar los residuos generados en la elaboración del vino, a través de la revalorización de los subproductos derivados del este, es por ello que las investigaciones constantes demuestran que la uva y sus derivados cuentan con unas propiedades nutritivas, preventivas y curativas, que la convierten en un valor en alza aplicable a una gran variedad de productos y sectores.

En el año 2013, Life Haprowine, evaluaron los residuos generados en la industria vitivinícola en España, brindando una respectiva identificación para determinar el proceso de reutilización de los materiales lignocelulósicos, convirtiéndolos en abono, biocombustibles, biopolímeros, suplementos alimenticios, producción de enzimas, entre otros, método que tienen el objetivo del cuidado del medio ambiente. Asimismo, la Universidad de Adelaida, en Australia, descubrió que la mayoría de los carbohidratos que se encuentran en los residuos de la uva podría convertirse directamente en etanol mediante su fermentación, con un rendimiento de hasta 270 litros por tonelada de orujo y otros desechos. Una de las técnicas más aplicadas durante los últimos años para el aprovechamiento de los residuos es el compostaje, proceso por el cual se transforma la materia prima en abono orgánico, teniendo en cuenta que el mantenimiento de la capacidad productiva del suelo requiere integrar prácticas de nutrición vegetal y de mejoramiento del suelo, por ello es importante aplicar prácticas agroecológicas que apoyen en generar información de sus efectos positivos y negativos en las características del suelo.

1.2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Este sector industrial vitivinícola, por mucho tiempo, fue considerado como una actividad eco amigable, debido a que el centro de los estudios estaba enfocado en industrias pertenecientes al sector de producción industrial, tanto de minería, textilera, pinturas, entre otras, las cuales afectaban de manera más evidente el medio ambiente donde se desarrollaban. Sin embargo, estudios actuales han demostrado que los procesos de las industrias vitivinícolas están dentro de los procesos que generan contaminación, debido a la inadecuada gestión de residuos, en sí, debido a la cantidad de residuos generada, tanto líquidos, sólidos y gaseosos, por lo que nace la idea de contrarrestar la preocupación generada, brindándoles valor agregado a residuos, en especial a los residuos sólidos, que son compuestos por materia lignocelulósica, como, por ejemplo, las lías, el orujo, el bagazo, el escobajo, el sarmiento y entre otros (Senovilla & Giraldo, 2014). Centrándonos en los residuos generados como: el escobajo y el sarmiento, se observa que la generación demuestra cantidades significativas, haciendo relación que el escobajo de uva es de 7 a 10 % del peso total del racimo de uva y cerca del 65% del sarmiento total (Salgado, 2015), por motivo a la cantidad generada, mencionados residuos están siendo sometidos a la quema indiscriminada o al vertimiento hacia los cuerpos de agua, debido a su alargado tiempo de descomposición, aproximadamente cerca de los 3 años (Retuerta, 2016), y esto se debe a su composición, siendo parte de ella la lignina (31%), hemicelulosa (11%) y celulosa (21%), por lo que el agricultor opta por eliminarlo (Salgado, 2015).

Cabe mencionar que un mínimo porcentaje de los agricultores de distintos departamentos del Perú, disponen finalmente el escobajo de uva mediante la incorporación al suelo de manera natural, para evitar la generación de impactos ambientales significativos con el objetivo de generar una mejora en la calidad del suelo, pero es importante saber que la aplicación de esta técnica es temporal, más no constante, otra manera de disponerlo es mediante la ceniza, pero allí se debe considerar que su incorporación es limitada, ya que no se realizan caracterizaciones de este residuo antes de someterlo a la quema por lo que no asegura la función de aportador de nutrientes al suelo.

1.3. JUSTIFICACIÓN

El uso del escobajo de uva hidrolizado, como dador de nutrientes al suelo (NPK), nos brindará un soporte amigable con el medio ambiente, debido a que ya no se procedería a su destrucción por quema y/o deposición en cuerpos de agua, por tal motivo este residuo ganará un valor agregado, tanto en el aspecto económico, social, ambiental y tecnológico.

1.3.1. SOCIAL

El uso del escobajo de uva hidrolizado, como dador de nutrientes a suelo (NPK), puede dar beneficios, tanto a los trabajadores como al terreno en uso, debido a que, el no quemar este residuo orgánico, la salud de los trabajadores no se vería afectada, por las emisiones producidas.

1.3.2. ECONÓMICO

Por los suelos pobres en nutrientes, el agricultor se ve en la obligación de invertir en agroquímicos, para mejorar la composición del suelo, y de esta manera obtener una cosecha considerable, en caso contrario las pérdidas económicas debido a una cosecha insuficiente o de mala calidad, son importantes.

1.3.3. AMBIENTAL

Los agricultores, actualmente, eliminan el escobajo de uva, quemándolo de manera indiscriminada, o mezclado con otros residuos, lo que genera emisiones contaminantes, también puede ser depositado en las riberas del río, lo que a largo plazo generará variaciones de las condiciones naturales de los cuerpos de agua, generando un incremento en la contaminación ambiental.

1.3.4. CIENTÍFICO

La presente investigación es de gran interés ya que su aporte se ve reflejado con la obtención de datos nuevos, al trabajar con una metodología conocida (hidrólisis), pero con distinto recurso y con distinto fin, el cual es el escobajo de uva y su respectivo fin es mejorar los niveles de N, P, K del suelo.

1.4. HIPÓTESIS

Dado que la hidrólisis libera nutrientes en la materia orgánica, es probable que su aplicación sobre el escobajo de uva promueva el aumento de los niveles de Nitrógeno, Fósforo y Potasio del suelo agrícola.

1.5. OBJETIVOS

1.5.1. OBJETIVO PRINCIPAL

Evaluar el fertilizante orgánico a base de escobajo de uva tratado mediante hidrólisis enzimática para la mejora de los niveles de macronutrientes (NPK) en el suelo agrícola.

1.5.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Caracterizar fisicoquímicamente el suelo agrícola del viñedo “Gran Cepa”.
- Evaluar la hidrólisis del escobajo de uva tratado mediante el método de hidrólisis enzimática realizado con celulasa a diferentes concentraciones.
- Evaluar el efecto en los niveles de macronutrientes (N,P,K) del suelo agrícola del viñedo "Gran Cepa" mediante la aplicación del escobajo de uva hidrolizado al cultivo de *Zea mays*.

1.6. VARIABLES

En el Tabla 1, se presenta la operacionalización de la variable dependiente e independiente.

Tabla 1: Operacionalización de variables

VARIABLES	INDICADORES	SUBINDICADOR
Variable independiente	Escobajo de uva tratado mediante hidrólisis enzimática y su eficiencia	Concentración de celulasa. mg/dl
	Fertilizante orgánico	Blanco ml
		Tratamiento 1 (T1) ml
		Tratamiento 2 (T2) ml
Variable dependiente	Macronutrientes N.P.K.	Tratamiento 3 (T3) ml
		Concentración de N. ppm
		Concentración de P. ppm
	Características morfológicas del cultivo de control (<i>Zea mays</i>).	Concentración de K. ppm
		Relación C/N. %
		Longitud de tallo. cm
	Grosor de tallo. cm	
	Longitud de raíz. cm	
	N° de hojas. unidades	
	Longitud de hoja bandera. cm	

Fuente: Elaboración Propia

1.7. ALCANCE

El presente trabajo de investigación tiene alcance en el aprovechamiento del escobajo de uva, elemento residual de la industria vitivinícola “Gran Cepa”, Moquegua, producto de la actividad del despallado como dador de nutrientes al suelo.

1.8. LIMITACIONES

El desarrollo de la investigación tuvo como limitación la disponibilidad de la enzima en la distribuidora Allscience y también el tiempo de entrega de los resultados de Laboratorio.

CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO

2. MARCO TEÓRICO

Este capítulo presenta el análisis de los contenidos teóricos encontrados en los últimos años, los cuales han sido actualizados con diferentes estudios y/o investigaciones progresivamente. Por ello, como base teórica se muestra términos y conceptos básicos referentes a la presente investigación para que exista mayor comprensión y entendimiento.

2.1. Suelo

El suelo, desde el punto pedológico, es el producto bioquímico natural modificado por la meteorización o por erosión, en cambio desde el punto edafológico, es el hábitat para el desarrollo de las plantas (López, 2006). El suelo también es considerado como una capa superficial tridimensional, constituida por una progresiva modificación de sus características físicas y químicas, como resultado de la alteración del material original o roca madre a lo largo del tiempo, siendo sometido a los diversos agentes erosivos del entorno, tales como los factores climáticos y topográficos, los cuales permiten una mayor meteorización. Por ello se dice que la definición del suelo varía según sea el punto de vista, donde influye la actividad que se desarrolle (Rodríguez, 2018).

2.1.1. Fases del suelo

El suelo presenta tres fases, dentro de ellas tenemos: fase sólida, fase líquida y fase gaseosa. La fase sólida, está formada por materia mineral y orgánica, es decir, la parte mineral, está compuesta por partículas de diferentes tamaños, como son la arena, el limo y la arcilla, ocupando el 45% del total del volumen, en el caso de la parte orgánica corresponde al 5%, en conclusión, la parte sólida comprende el 50 % del volumen total del suelo. La fase líquida está constituida por el agua con sustancias en solución, su contenido puede ser variable de acuerdo a las condiciones del suelo. La fase gaseosa, o de vapor, ocupa aquellos espacios que se encuentran vacíos, es decir, los poros que no son ocupados por el agua (Carvajal R. R., 1997).

La fase líquida y gaseosa son más variables, ya que la solución del suelo está sometida a procesos de evaporación, absorción por las raíces, lluvia, riego, entre

otros factores, y en el caso de la fase gaseosa sufre de fluctuaciones en función de los procesos de difusión de gases y desplazamiento de aire por el suelo (López, 2006).

Entonces decimos que, el suelo se origina con propiedades particulares de acuerdo a la dinámica de los factores y procesos formadores, es decir, un suelo presenta características químicas, físicas y biológicas inherentes a el mismo.

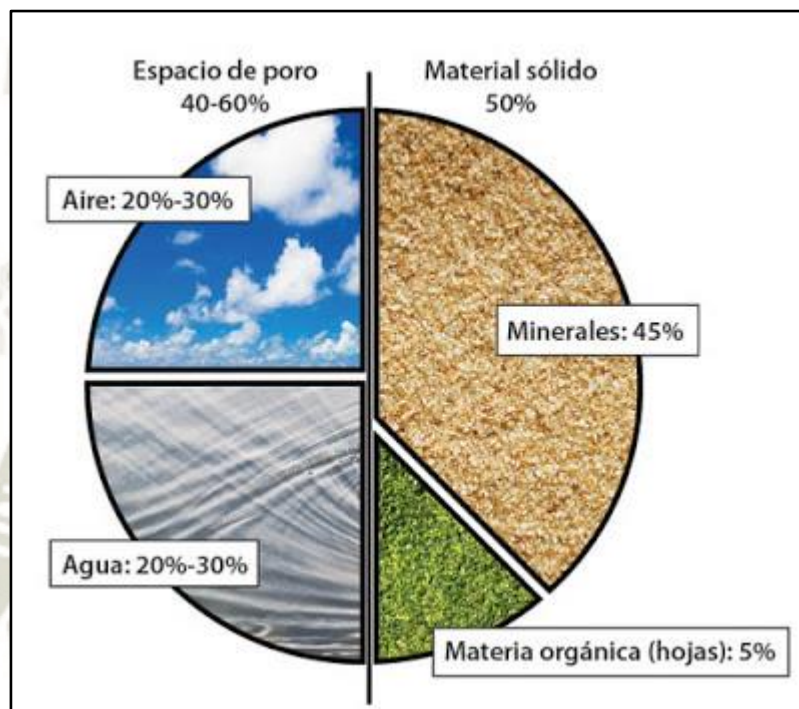


Figura 1: Composición del suelo (Fuente: Estudio FAO Montes 131)

2.1.2. Propiedades físicas del suelo

Las características físicas son en su mayoría responsables del buen desarrollo de las plantas, tanto de tallo largo como tallo corto, pero pocas veces se tiene en cuenta estas propiedades, pues generalmente sólo se consideran las características químicas. En realidad, cabe indicar que, para que exista un medio óptimo para el desarrollo de las plantas debe presentarse una interacción dinámica entre las características físicas, químicas y biológicas del suelo (López, 2006).

Las propiedades físicas pueden ser, fundamentales o derivadas. En seguida se enlistan:

- **Densidad aparente:** Se define como la masa de suelo por unidad de volumen, representa la relación entre sólidos y espacio poroso. Es una

característica que nos da a conocer las condiciones en las cuales se encuentra el suelo con respecto a la compactación, la porosidad. la disponibilidad de agua y de oxígeno, también se usa para convertir datos expresados en concentraciones a masa o volumen, cálculos utilizados en fertilidad y fertilización de cultivos extensivos. Cabe mencionar que la densidad varía con respecto a la textura y el contenido de materia orgánica, puede variar estacionalmente por efecto de labranzas y con la humedad del suelo, situación común de suceso en suelos arcillosos expandentes (Rojas, 2015).

En el año 1965, Duchaufour, indica que, a medida que aumenta la densidad aparente disminuye la porosidad total, viéndose así afectada la disponibilidad de agua y de oxígeno, la penetrabilidad de las raíces y otras características (López, 2006). A continuación, se presenta una tabla de la relación entre densidad aparente y la porosidad total:

Tabla 2: Relación entre la densidad aparente y la porosidad total

DENSIDAD APARENTE, G/CC	POROSIDAD TOTAL, %
<1.0	>63
1.0 – 1.2	55 – 62
1.2 – 1.4	47 – 54
1.4 – 1.6	40 – 46
1.6 – 1.8	32 – 39
>1.8	<31

Fuente: López, Antonio Jordán (2006)

- **Densidad real:** Es el resultado de la relación entre el volumen de las partículas del suelo y el volumen de éstas sin considerar el espacio poroso (Jaramillo, 2002). La densidad real, presenta fluctuaciones entre 2.5 y 2.6 g/cc cuando el suelo no presenta cantidades considerables de materia orgánica, en el caso de suelos arcillosos o arenosos con poca materia prima alcanzan valores de 2.65 g/cc. Asimismo, en suelos con abundante contenido de hierro pueden alcanzar valores superiores a 2.7 g/ cc (Carvajal R. R., 1997).

- **Textura:** Esta propiedad es exclusiva de la fase sólida del suelo. Establece las cantidades relativas en que se encuentran las partículas de diámetro menor a 2 mm, es decir, la tierra fina, en el suelo; estas partículas, llamadas separados, se agrupan en tres clases, por tamaños: Arena, Limo y Arcilla (Jaramillo, 2002) . Cabe indicar que, esta característica influye sobre la velocidad de infiltración del agua, la facilidad de preparación o laboreo del suelo, el drenaje, etc (Carvajal R. R., 1997).
- **Estructura:** Esta propiedad se refiere a la forma en que se agregan las partículas del suelo (Carvajal R. R., 1997). La estructura es la responsable de las relaciones de aireación, infiltración, humedad y temperatura del suelo. Las partículas sólidas del suelo se unen entre sí de diversas formas, generando unidades de mayor tamaño llamadas agregados, unidades estructurales o peds. El arreglo que se produce con estos sólidos se denomina estructura del suelo (Jaramillo, 2002).
- **Color:** Es una de las características que guarda relación directa con la temperatura, la dinámica de los elementos y la movilidad del agua en el suelo, el contenido de materia orgánica, la cantidad de organismos, la evolución de los suelos etc. A simple vista se pueden deducir diferentes procesos y fenómenos que han ocurrido en el suelo a través del tiempo y en épocas actuales. Guarda estrecha relación con sus principales componentes sólidos. (Jaramillo, 2002).

2.1.3. Propiedades químicas del suelo

Dentro de las propiedades químicas del suelo, tenemos las siguientes:

- **Capacidad de Intercambio Catiónico:** Es el número total de cationes que un suelo puede retener, debido a su carga negativa total. Los suelos con aumentos en el pH traen consigo la consecuencia de un incremento en las cargas negativas, ya que el aluminio se precipita, la concentración de hidrogeniones disminuye y por lo tanto la CIC aumenta, entonces, cuando se tienen valores altos de la CIC, la disponibilidad de diferentes elementos aumenta en el suelo. La Capacidad de Intercambio Catiónico se expresa en meq/100g de suelo. Cabe indicar que el intercambio iónico es debido a la fracción de arcilla y a la materia orgánica (Ramírez, 2012).

- **pH:** el pH del suelo expresa el grado de acidez, es decir la concentración de hidrogeniones H^+ que existen en el suelo. Esta característica condiciona gran cantidad de acciones en el suelo afectando a las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo. En la escala de pH el valor máximo es de 14, siendo el valor de pH igual a 7, el correspondiente a un suelo neutro, en cambio a los que tienen valores inferiores a 7 corresponden a suelos ácidos, asimismo si presentan valores superiores a 7 corresponden a suelos básicos. Las plantas cultivadas presentan en general mejor desarrollo a valores cercanos a la neutralidad, ya que en estas condiciones los elementos nutritivos están más disponibles y en un equilibrio más adecuado (Soto, 2014). El pH influye en diferentes elementos en el suelo, los cuales presentan las siguientes características:
 - **Nitrógeno:** La disponibilidad de este elemento depende de la mineralización de la materia orgánica por parte de los microorganismos, el proceso de mineralización se da en valores neutros, donde existe mayor desarrollo de las bacterias encargadas de la nitrificación y la fijación de nitrógeno.
 - **Fósforo:** En caso se presente el pH inferior a la neutralidad, la solubilidad del aluminio y del hierro incrementa a valores altos. Estos compuestos precipitan con el fósforo como compuestos insolubles. Cuando el pH es superior a la neutralidad, aumenta la solubilidad del calcio y reacciona con los fosfatos precipitándolos y formando compuestos insolubles, por lo tanto, el fósforo presenta su mayor disponibilidad con pH entre 6.5 y 7.5, siendo en ese rango donde se presenta la mayor mineralización de compuestos de fósforo orgánico y mineral.
 - **Calcio, magnesio y potasio:** Cuando presentan pH de 7 a 8, estos elementos aumentan su solubilidad. En cambio, cuando presentan pH inferiores a la neutralidad la CIC disminuye, y a su vez aumenta la posibilidad de que estos elementos sean lavados del perfil.
 - **Azufre:** Se presenta en forma asimilable como sulfato, cuando se tienen pH ácidos, este elemento reacciona y es absorbido por el hierro y el aluminio volviéndolo inasimilable por parte de las plantas. La elevación del pH a valores cercanos al valor 7 la disponibilidad del

azufre aumenta, y de la mano favorecen las reacciones biológicas y la solubilidad de los compuestos inorgánicos que contienen este elemento.

El pH óptimo se encuentra entre 6 y 8.

- **Hierro y manganeso:** Estos elementos se encuentran disponibles en suelos ácidos, ya que en suelos con pH alto precipitan en compuestos insolubles como hidróxidos y óxidos. El pH óptimo para manganeso se encuentra entre 5 y 6.5, y para hierro entre 3.5 a 6.5.
- **Cobre y zinc:** La solubilidad de estos elementos se limita a pH elevados, asimismo necesita el incremento de la adsorción con compuestos orgánicos e inorgánicos. La disponibilidad de estos elementos se encuentra óptimamente en pH ácidos y neutros, es decir entre 5 y 7.
- **Boro:** En suelos salinos la solubilidad del boro se limita, ocasionando reacciones con compuestos orgánicos. Por ello, la mayor solubilidad se presenta en pH entre 5 y 7.
- **Molibdeno:** Al elevar el pH aumenta su disponibilidad en el suelo, ocasiona la precipitación del hierro y el aluminio, dejando mayor disponibilidad para el Molibdeno.

En el caso del porcentaje de saturación de bases, cuando presenta incremento el pH acercándose a la neutralidad da como resultado mayor solubilidad para los diferentes elementos, pero a su vez provoca un aumento de la saturación. Con respecto a la concentración de iones tóxicos, a pH ácidos existe mayor solubilidad del aluminio y el manganeso, los cuales pueden alcanzar concentraciones que son tóxicas para las plantas. Cuando el cultivo presenta un contenido mayor del 1 meq/100 g de suelo empieza a afectar notoriamente, asimismo sucede con el manganeso cuando alcanza concentración mayor o igual a 100 ppm (Carvajal R. R., 1997).

2.1.4. Propiedades biológicas del suelo

La biología del suelo es la ciencia que se ocupa del estudio de los organismos que de una u otra forma actúan sobre el suelo, realizando modificaciones en su composición, su estructura y su funcionamiento. Los organismos vivos del suelo tienen diferentes funciones, dentro las cuales tenemos: mejoramiento de la entrada y el almacenamiento de agua, la resistencia a la erosión, la nutrición de

las plantas y la descomposición de la materia orgánica en él. La biodiversidad del suelo, el tamaño de las poblaciones de organismos en el suelo y su actividad dependen de prácticas de manejo y control y/o manejo de la fertilidad (Jaramillo, 2002).

Los microorganismos presentes en el suelo se clasifican según su tamaño:

- **Macrofauna:** Son organismos que tienen un tamaño mayor a 1 cm de diámetro, es decir que se pueden observar a simple vista. Estos microorganismos efectúan cambios físicos y en algunos casos hasta cambios químicos en el suelo. Pueden ser: vertebrados, que son organismos que presentan relación directa con el suelo y que son de vida silvestre o invertebrados, grupo de microorganismos conformado por moluscos, anélidos onicóforos y artrópodos.
- **Mesofauna:** Son microorganismos que presentan un diámetro entre doscientas micras y 1 cm, los cuales se encargan de producir en el suelo cambios físicos y químicos, en este grupo de microorganismos los que toman mayor importancia son los nemátodos.
- **Microfauna:** Explícitamente se encargan de las transformaciones químicas, que corresponden a los procesos de humificación y mineralización de la materia orgánica. Presentan tamaño entre 20 y 200 micras, en este grupo el reino protista es el que toma mayor importancia, específicamente las bacterias heterótrofas, saprofitas y autótrofas. Cabe indicar que las bacterias cumplen un papel importante dentro del suelo, por ejemplo, para la transformación de azufre, las bacterias que actúan son: *Thiobacillus thiooxidans*, *T. novellus*, *T. thioparus*, *Tdenitrificans*, para la transformación y fijación del nitrógeno tenemos, Bacilos, pseudomonas, clostridium, nitrosomonas, nitrobacter, achromobacter, actinomycetes y las algas verde – azules, para la solubilización de los compuestos fosfatados, no presenta bacterias específicas, estas actúan en asociaciones que se ubican en las raíces de las plantas, las cuales aportan hasta 50 % de fósforo que la planta necesita (Jaramillo, 2002).

En seguida, según Carvajal (1997) se presenta los procesos biológicos de algunos elementos en el suelo:

- **Nitrógeno:** En la dinámica de este elemento participan activamente un gran número de microorganismos, en específico, las bacterias juegan un papel crucial para la el ciclo del Nitrógeno, es por ello que intervienen en diferentes fases:
 - **Mineralización:** La mineralización del nitrógeno en el suelo se define como la impregnación con amoníaco o componente de amoníaco (NH_3). Un proceso donde las formas puras de nitrógeno se transforman en amonio (NH_4^+) con la ayuda de descomponedores o bacterias. Las bacterias, o en algunos casos los hongos, transforman el nitrógeno orgánico en los restos de vuelta a amonio, un proceso denominado la mineralización o amonificación. Según Carbajal (1997) indica que el proceso de mineralización consta de tres etapas básicas: aminización (producción de aminas y aminoácidos simples a partir de proteínas y otros compuestos nitrogenados), amonificación (se obtiene el amoníaco a partir de las aminas y los aminoácidos simples resultantes del proceso anterior) y nitrificación (el amoníaco es transformado a nitratos, mediante oxidación).
 - **Fijación de nitrógeno:** Este proceso se da cuando el nitrógeno es depositado al suelo una vez muertas las bacterias, es decir que estas bacterias captan el nitrógeno atmosférico, lo incorporan a su organismo y finalmente lo depositan. Normalmente se encuentra alrededor de las raíces leguminosas formando nódulos en las células corticales habitadas por las bacterias.
 - **Desnitrificación:** Este proceso consta en la devolución del nitrógeno a la atmósfera, es decir es el inverso al proceso de la nitrificación, en la cual los nitratos son utilizados por los microorganismos como fuente de oxígeno en medios inundados, que posteriormente pasan a la atmósfera como nitrógeno atmosférico (FAO, 2018).
- **Azufre:** Es un constituyente esencial de proteínas y también está involucrado en la formación de la clorofila. Es tan importante en el crecimiento de la planta como el fósforo y el magnesio, pero su función es a menudo subestimada. Los residuos orgánicos son depositados en el suelo y posteriormente empieza la acción de los microorganismos, los cuales

descomponen estos materiales e incorporan al suelo los compuestos azufrados (Hernández, 2013). Una vez en la atmósfera, llega a la tierra con las lluvias en forma de sulfatos y sulfitos, su combinación con vapor de agua produce el ácido sulfúrico, cuando el azufre llega al suelo, los vegetales lo incorporan a través de las raíces en forma de sulfatos solubles. Las condiciones de aireación son factores importantes que determinan la dinámica de este elemento en el suelo, presentándose dos casos siguientes: cuando existen suelos bien aireados, actúan los microorganismos aerobios obteniéndose como resultado los sulfatos como ion libre, que es absorbido fácilmente por las plantas y cuando el medio es reducido, los microorganismos anaerobios son los que participan en la descomposición de la materia orgánica.

Se presentan varias etapas, las cuales se dan a continuación.

- **Mineralización:** En este proceso actúan los microorganismos anaerobios y aerobios, dependiendo de las condiciones de humedad del suelo. Cabe indicar que los sulfatos se obtienen como producto final de los procesos aerobios. Caso contrario tenemos como resultado sulfuro y H_2S , por acción de microorganismos anaerobios.
- **Inmovilización:** Este proceso se debe a la incorporación de los compuestos azufrados que se encuentran en las estructuras de los microorganismos, que al morir los devuelven al suelo, brindando la disponibilidad de este nutriente para la planta.
- **Oxidación de azufre inorgánico:** En medios aireados los compuestos de azufre en forma mineral son oxidados, transformados en sulfatos.
- **Reducción de azufre inorgánico:** Este proceso consiste en reducir los sulfatos hasta transformarlos en azufre elemental, que por medio de volatilización se pierde hacia la atmósfera.
- **Fósforo:** Los microorganismos para este elemento no necesitan de ninguna especialización ya que solubilizan el fósforo de compuestos orgánicos insolubles, excretan ácidos orgánicos, los cuales actúan sobre estos compuestos dejándolos disponibles para la planta. Es importante saber que la mayor reserva de fósforo está en la corteza terrestre y en los depósitos de rocas marinas. El fósforo se encuentra en forma de fosfatos (sales) de calcio, hierro, aluminio y manganeso.

Principalmente se considera que la lluvia es quien disuelve los fosfatos presentes en el suelo y los pone a disposición de vegetales (Hernández, 2013).

2.1.5. Usos de suelo

Según MINAGRI, a través de la Zonificación Ecológica y Económica (ZEE) en el 2006 hasta la actualidad en el Perú se mantiene la siguiente categorización del uso del suelo:

- **Zonas productivas:** Según la naturaleza del territorio, incluye zonas que tienen mayor aptitud para uso: agropecuario, forestal, industrial, pesquero, acuícola, minero, turístico, entre otras actividades.
- **Zonas de Protección y Conservación Ecológica:** Incluye las Áreas Naturales Protegidas en concordancia con la legislación vigente, las tierras de protección en laderas; las áreas de humedales (pantanos, aguajales y cochas). También se incluyen las cabeceras de cuenca y zonas de colina que por su disección son consideradas como de protección de acuerdo al reglamento de clasificación de tierras y las áreas adyacentes a los cauces de los ríos según la delimitación establecida por la autoridad de aguas.
- **Zonas de Tratamiento Especial:** Incluyen áreas arqueológicas, histórico culturales, y aquellas que, por su naturaleza biofísica, socioeconómica, culturas diferenciadas y geopolítica, requieren de una estrategia especial para la asignación de uso: (zonas de indígenas con aislamiento voluntario, zonas para la seguridad nacional, etc.)
- **Zonas de Recuperación:** Incluye áreas que requieren de una estrategia especial para la recuperación de los ecosistemas degradados o contaminados.
- **Zonas Urbanas:** Incluye las zonas urbanas e industriales actuales, las de posible expansión, o el desarrollo de nuevos asentamientos urbanos o industriales.

2.2. Uva

2.2.1. Generalidades de la uva

La uva o grano de uva es el fruto que crece formando racimos de la vid común o vid europea. Esta especie pertenece al género *Vitis* de la familia de las Vitáceas, la cual incluye unas 600 especies de arbustos, por lo general trepadores y que producen frutos en baya, propios de países cálidos y tropicales. Dentro del género *Vitis* se incluyen unas 20 especies cultivadas por sus frutos y algunas por sus hojas que se consumen como cualquier verdura. La uva crece agrupada en racimos de entre 6 y 300 uvas, las cuales pueden ser negras, moradas, amarillas, doradas, púrpuras, rosadas, marrones, anaranjadas o blancas, aunque estas últimas son realmente verdes y evolutivamente proceden de las uvas rojas debido a la mutación de dos genes impidiendo el desarrollo de antocianos, siendo estos importantes para la pigmentación (Dirección General de Competitividad Agraria, 2010).

La vid es una especie que se acomoda a gran diversidad de suelos, sin embargo, deben elegirse de preferencia terrenos sueltos y/o profundos, desarrollándose exitosamente en suelos franco-arcillosos. Además, hay una cierta gama de porta injertos que permite adaptarse a las más variadas exigencias. Cabe indicar que la vid posee un período vegetativo con cosechas anuales, empezando a producir a partir del tercer año de ser instalada.

En el cultivo de vid, se debe tener en cuenta como mínimas condiciones del suelo, el pH y la capacidad de intercambio catiónico. Como sabemos el pH indica la reacción del terreno y es de fundamental importancia para la elección del portainjerto, adaptándose con éxitos en escalas de 5.6 a 7.7 para asegurar un buen sistema radicular. La capacidad de intercambio catiónico, es importante ya que si se presentan valores altos la disponibilidad de diferentes elementos aumenta en el suelo, lo que favorece en el desarrollo de las plantas (Ramírez, 2012).

En la actualidad, según la Dirección General de Competitividad Agraria, indican que las nuevas irrigaciones de diferentes zonas del Perú, presentan deficiencias para el cultivo de la vid, debido a que los suelos son arenosos, pobres en materia orgánica y con apreciable contenido de sales, lo que obliga al agricultor efectuar trabajos de mejoramiento, consistentes en lavados e incorporación de materia

orgánica antes de instalar un viñedo. Cabe destacar que la vid es una especie que tiene ciertas condiciones: resistencia a la sequía y a la presencia de sales en el suelo, también posee alta conductividad eléctrica (CE) mayores de 4 mmhos/cm y porcentaje alto de sodio cambiante en promedio de (15%).

Tabla 3: Descripción de la uva

<i>Uva (Vitis Vinifera)</i>	
Nombre científico	<i>Vitis Vinifera</i>
Nombre comercial	Uvas frescas o congeladas.
Zonas de producción (Perú)	Ica, Arequipa, Lima, Ancash, Lambayaque, Piura, Moquegua y Tacna
Varietades comerciales (Perú)	Varietades de uva de mesa que se produce en el Perú: Red Globe (24-28mm), Crimson Seedles (18-19 mm), Flame Seedless (18-19 mm), Surgraone (18-22 mm), Thompson Seedles (18-20 mm).

Fuente: Dirección General de Competitividad Agraria Estructura de la uva (2010).

2.2.2. Estructura y Desarrollo de la uva

La estructura de la uva tiene dos partes claramente diferenciadas, las semillas y el pericarpo (conjunto de tejidos que las envuelve). Cabe mencionar que, las semillas se desarrollan a partir de los óvulos tras su doble fecundación, mientras que el pericarpo es el resultado del crecimiento y diferenciación de la pared del ovario (Hardie, W. J., O'Brien, T.P., Jaudzems, V.G. , 1996). En el pericarpo se distinguen tres tipos de tejidos, los cuales se encuentran organizados concéntricamente alrededor de las semillas, el endocarpo más interno y con una textura más gelatinosa, el mesocarpo intermedio y que ocupa el mayor volumen de la baya y el exocarpo más externo que contiene la epidermis recubierta por una cutícula cética y algunas capas celulares subepidérmicas (Pratt, 1971). Según Bejarano, el exocarpo se conoce como hollejo y el mesocarpo junto con el endocarpo forman lo que se denomina la pulpa de la baya (Bejarano & Zapater, 2013), en la siguiente figura se muestra ello:

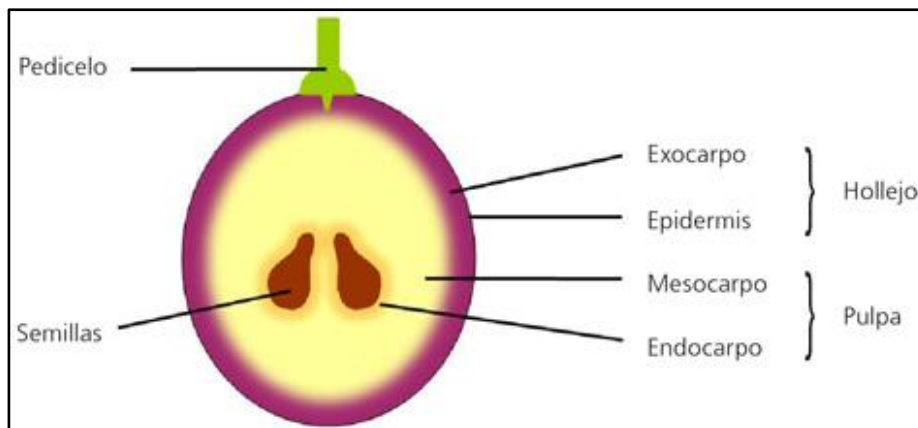


Figura 2: Estructura de la uva (Fuente: Bejarano, Pablo Carbonell; Zapater, José Miguel Martínez, 2013)

El desarrollo de la uva comprende dos períodos de crecimiento sigmoide, los cuales están separados por una fase de latencia en la que no existe cambio significativo de tamaño. La primera fase de crecimiento del fruto se inicia tras la polinización de las flores y se denomina cuajado, en esta fase las células del ovario de la flor que darán lugar al fruto se dividen para generar la estructura de la baya y se inicia el desarrollo de las semillas. El tamaño del fruto aumenta durante esta fase como consecuencia de la división y expansión celular. El número de células que tendrá el fruto maduro queda prácticamente establecido en esta fase y la baya empieza a entrar en una fase de latencia en la que su crecimiento se estanca (Dai, 2013).

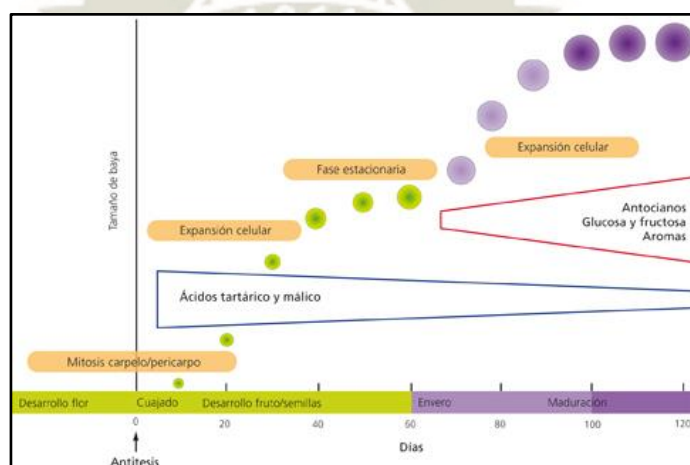


Figura 3: Desarrollo y maduración de la uva. El esquema indica los procesos de división y expansión celular implicados, así como la acumulación de las moléculas más relevantes. (Fuente: Bejarano, Pablo Carbonell; Zapater, José Miguel Martínez, 2013)

La segunda fase de crecimiento corresponde al proceso de maduración y una vez culminado el desarrollo de las semillas se inicia con el envero, el cual se caracteriza por la acumulación de color, el ablandamiento del fruto y un cambio radical en su composición. Cabe indicar que tienen un progresivo crecimiento, pero en algunos casos llega a tener un crecimiento acelerado, alcanzando hasta el doble de lo normal, y este aumento se debe exclusivamente a la expansión celular asociada con la acumulación de agua y azúcares solubles (Bejarano & Zapater, 2013).

2.2.3. Morfología de la uva

La cepa presenta los siguientes componentes (Grupo de Investigación en Viticultura, 2012):

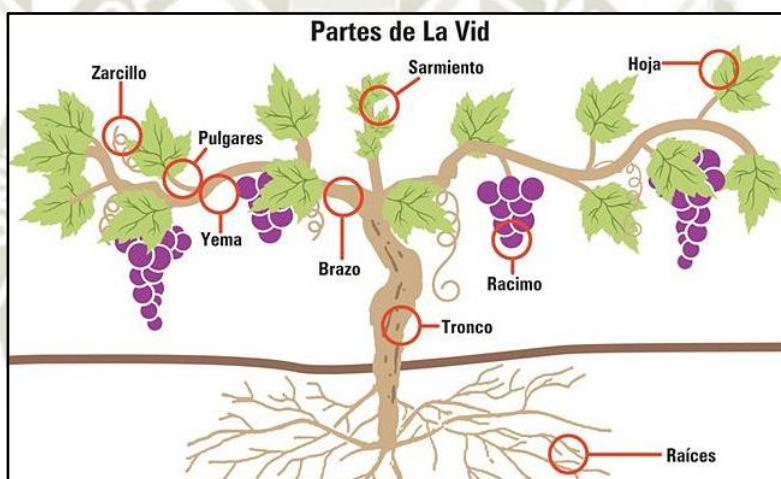


Figura 4: Morfología de la vid (*Vitis vinifera* L.)

- a. **Raíces:** Procedente de la radícula de la semilla. Desarrolla una raíz principal y pivotante. De ésta saldrán las secundarias y de éstas, las terciarias y así sucesivamente; con el paso de los años la raíz principal pierde su preponderancia y las secundarias y terciarias adquieren mayor importancia y desarrollo relativo. Este tipo de plantas procedentes de semilla sólo se utilizan para mejora genética o para obtención de nuevas variedades.
- b. **Tallo o tronco:** Es de aspecto retorcido, sinuoso y agrietado, recubierto exteriormente por una corteza que se desprende en tiras longitudinales. Lo que se conoce como corteza, anatómicamente corresponde a diferentes

capas de células que son, del interior al exterior, periciclo, líber, súber, parénquima cortical y epidermis.

- c. Brazos o ramas:** Son los encargados de conducir los nutrientes y repartir la vegetación y los frutos en el espacio. Al igual que el tronco también están recubiertos de una corteza. Los brazos portan los tallos del año, denominados pámpanos cuando son herbáceos y sarmientos cuando están lignificados.
- d. Sarmiento y Escobajo:** Nuevas ramas que la vid produce cada año y que en la fase inicial se denominan pámpanos. Están constituidos por una sucesión de nudos y entrenudos y portan las yemas, las hojas, los zarcillos y los racimos. Los sarmientos comprenden lo siguiente:
- **Nudos:** A lo largo de cada sarmiento, surgirá un número de bultos espaciados entre sí llamados nudos. De cada nudo asomará una hoja y una flor, o una hoja y un zarcillo. Formando nuevos brotes donde los tallos de las hojas se unen al sarmiento.
 - **Yema:** Es un punto de crecimiento de un nuevo brote, que se desarrolla cerca de la hoja.
 - **Hojas:** Son el motor de la planta y las responsables de realizar la fotosíntesis. Proceso que se lleva a cabo cuando la clorofila de las hojas transforma la energía de la luz solar capturada, en agua y dióxido de carbono, y finalmente en glucosa y oxígeno.
 - **Zarcillo:** La vid es una planta trepadora que no puede sujetarse por sí misma y necesita una estructura de sujeción que la mantenga erguida, los zarcillos son esa estructura. Una vez que los zarcillos sientan la estructura, como una espaldera, se aferrará alrededor del alambre con el fin de mantener el sarmiento erguido.
 - **Flores y bayas:** Las flores son sus órganos reproductores, que son hermafroditas, es decir, poseen los dos sexos y se agrupan en racimos llamados inflorescencia. Cada flor que se polinice con éxito se convertirá en una baya, y la inflorescencia en un racimo de uvas que será vendimiada al final de la temporada.
- e. Pulgar:** Parte de sarmiento con un número variable de yemas que se deja al podar la cepa (Grupo de Investigación en Viticultura, 2012).



Figura 5: Morfología del Sarmiento de la vid (Fuente: Grupo de Investigación en Viticultura, 2012)

2.2.4. Usos de la uva

La uva es utilizada para diferentes actividades económicas, generalmente se le brinda los siguientes usos:

a. Uso doméstico

Existen diferentes tipos de uvas y por ende formas variadas para su consumo y su uso, cabe resaltar que no todas son para jugo o vino, como generalmente se la emplea, debido a que su valor nutricional la califica como una fruta llena de propiedades benéficas para la salud humana. La uva de mesa es la variedad principal para el consumo humano de manera directa, ya que ésta posee un contenido de azúcar menor a las que son destinadas para la industria vitivinícola. Estas uvas no soportan las condiciones para la fermentación y se deterioran fácilmente, por ello no se usan para la elaboración de vinos (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, 2017).

Los principales azúcares presentes en la uva son glucosas y fructuosas, que en forma general se dice que son monosacáridos de mejor asimilación que la sacarosa o azúcar convencional. Por ello, también podemos indicar que la uva, como fruta, posee un alto valor calórico, y puede ser consumida como alimento fresco o como pasa. Así, por cada cien gramos para el alimento fresco encontramos unas 60 calorías de aporte a nuestra dieta, y en

pasas, dada la concentración aún mayor de azúcares, este número se elevaría hasta más de 260 calorías (Prieto, 2012).

b. Usos industriales

Las uvas son auténticos concentrados químicos naturales que están compuestos de muchísimos elementos que, a través de la investigación en empresas centros públicos y privados y de las universidades, se están utilizando en distintos sectores productivos con éxito.

Para la obtención de la uva destinada a la elaboración de vinos se las reproduce de la siguiente manera: en la industria, lo más usado son las estacas, que son fragmentos de tallos que se separan para obtener nuevas plantas. La planta que se obtiene forma un tallo principal fuerte, semejante a un tronco pequeño y cuando crece, la vid se amarra a un tutor o guía de dos metros de alto, generalmente, y finalmente una vez brotada la fruta, se poda con cuidado para reducir el número de yemas, de tal forma que los brotes restantes formen uvas de mejor calidad.

La recolección de la vid se hace de forma manual, cosechando el racimo entero, sin dañarlo, para que pueda ser aprovechado en su totalidad. Cabe indicar que, para saber el momento óptimo de la recolección, se tienen que guiar por el grado de madurez, determinado por el equilibrio entre los azúcares y los ácidos de los granos. Por ejemplo, para obtener un vino joven y fresco, la uva debe ser cosechada con una buena carga ácida y niveles de azúcar moderados, para los demás tipos de vinos importa que la uva sea más madura, porque a medida que la fruta pasa más tiempo en la vid va disminuyendo su carga ácida y aumenta su contenido de azúcar (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, 2017).

También en la industrialización de la uva se exporta como pasa, en variadas industrias eligen las variedades más dulces de uvas de mesa, utilizando las que contienen menos semillas. El proceso por el cual se obtienen las pasas se conoce como desecación, el cual puede ser al sol o artificialmente con aire caliente.

En el sector industrial, la uva ha tenido buen número de exportaciones tanto nacional como internacional:

- **Exportaciones mundiales**

El Ministerio de Agricultura en el año 2010 reportó, que los principales exportadores de uva fresca en el mundo (valores en miles de US\$) son Chile con US\$ 945,326, EE.UU. con US\$ 831,124, Italia con US\$ 744,816 y Países Bajos (Holanda) con US\$ 650,791. La tasa de crecimiento en los años 2009- 2010, tiene a Chile con -18.13%, EE.UU. con 95.51%, Italia con 26.65% y Países Bajos (Holanda) con 14.63%. Las participaciones en los valores exportados del año 2010, son Chile con 17.75%, EE.UU. 15.60%, Italia 13.98% y Países Bajos (Holanda) con 12.22%, como los mayores exportadores del mundo.

En el 2017 MINAGRI reportó que, las exportaciones de uva fresca en el mundo se incrementaron en 8,8% entre el 2012 y el 2016, pasando de 4 053,9 a 4 411,3 miles de toneladas en dicho periodo. Desde el 2012 al 2016, Chile ocupó el primer lugar entre los países exportadores, aun cuando la cantidad exportada sufrió una contracción del 12,9% entre ambos años. Lo mismo ocurrió con las exportaciones de Italia y Estados Unidos, que ocuparon el segundo y tercer lugar del ranking. En cambio, los volúmenes exportados por Sudáfrica, Perú y China, que ocuparon los puestos cuarto, quinto y sexto, se incrementos en 14,0%, 91,4% y 109,2% por ciento, respectivamente.

- **Exportaciones de Perú:**

La uva peruana ha mantenido un crecimiento notable desde el año 1994 hasta el 2010, siendo Estados Unidos el principal destino de las exportaciones de uva, el cual concentra el 30.75%, Países Bajos (Holanda) 13.52%, Hong Kong (China) 10.71%, Rusia 10.54% y resto del mundo 34.49% en el año 2010. El siguiente gráfico demuestra el crecimiento sostenido que ha mantenido las exportaciones de uva en el Perú, siendo las exportaciones peruanas en el 1994, valor FOB en miles de US\$ 512.21, pasando al año 2010 a ser de US\$ 183, 551.58.

Hasta el mes de setiembre del 2017, las exportaciones de uva, sumaron 123,7 mil toneladas, cantidad superior a la del mismo periodo del pasado año en 17,5% (105,2 mil toneladas), ello como resultado de la mayor producción nacional en dicho período (12,0% más). La región Piura es el soporte de la producción exportable en los meses de octubre y noviembre. Las exportaciones para el mes de noviembre dependerán de la performance de la producción de Piura, por cuanto en dicha región se produce cerca de las tres cuartas partes de la producción nacional. Naturalmente que de continuar la contracción de los rendimientos por ha, la producción se verá afectada y por ende las exportaciones. En cambio, las exportaciones de diciembre dependerán principalmente del comportamiento de la producción en la región Ica, en tanto produce la mitad de la producción nacional del mes y, en menor grado, de Lambayeque y Piura que aportan volúmenes de producción que representan el 19,0% y 16,0%, respectivamente. En este caso, las exportaciones no se verían afectadas por cuanto la producción en Ica y La Libertad se viene desarrollando normalmente (Ministerio de Agricultura y Riego, 2017).

c. Usos medicinales

En este caso el uso medicinal de la uva se centra en el aprovechamiento de las semillas, ya que tiene buena cantidad de aceite, excelente para el consumo humano; como por ejemplo el omega 3 (16% - 22%) y omega 6 (63% - 71%), así como una baja cantidad de ácido graso linolénico (0,1% - 0,4%). La semilla de uva posee un alto contenido de antioxidantes (0,337 - 0,429 mg/dl DPPH), incluso mayor a los encontrados en el hollejo y en el mismo vino. Asimismo, se señala que la semilla de uva contiene otros antioxidantes, como los esteroides y los tocoferoles que potencializan su capacidad antioxidante (Ricci, 2011).

Uno de los principales beneficios que tienen la semilla de uva para la salud es que tiene gran cantidad de antioxidantes OPC, es decir complejos oligoméricos y poliméricos, los cuales protegen al organismo de los radicales libres, evitando principalmente el envejecimiento y deterioro

prematureo de órganos, tejidos y células. De la misma manera contiene vitaminas C, E y betacaroteno, aparte de bioflavonoides (García, 2017).

Las propiedades medicinales de la semilla de uva son (Filipovich, Ugarte, & Navi, 2016):

- Proteger al organismo contra el deterioro que ocasiona el humo del tabaco tanto a fumadores activos y pasivos.
- Proteger al organismo frente al estrés y el consumo frecuente de alcohol.
- Reforzar las paredes de los vasos sanguíneos.
- Coadyuvar en problemas cardíacos.
- Mejorar las enfermedades con procesos inflamatorios o bacterianos como la artritis, dermatitis, problemas de piel, sinusitis, colitis, gastritis, etc.
- Coadyuvar en los procesos inflamatorios, alérgicos y ulcerosos.
- Prevenir el cáncer.
- Prevenir enfermedades pulmonares
- Mejorar el enfisema pulmonar.
- Reforzar las defensas estimulando al sistema inmunológico

2.3. Industria Vitivinícola

La producción de vino es una de las actividades más antiguas del sur de Europa y de América Latina, y que combina en la actualidad un rico legado cultural con una intensa actividad económica. Viticultores, bodegueros, distribuidores, exportadores y minoristas se han agrupado en torno al sector para impulsar una industria en franca expansión con ventas en todo el mundo.

La elaboración del vino comprende los siguientes procesos:



Figura 6: Flujograma del proceso de la Elaboración de Vino (Fuente: Ventosa, Edgar; Clemente, Rocío; Pereda, Lorena, 2011)

2.3.1. Producción en el Perú y en el Mundo

En 2017, la superficie vitivinícola mundial (superficie total plantada de viñedos, incluidos aquellos improductivos o sin cosechar) es prácticamente similar a la de 2016 (reducción de 22 mha) y alcanzaría los 7,6 Mill. ha.

<i>mha</i>	2014	2015	2016 ^b	2017 ^c	Variación 2017/2016
España	975	974	975	967	-8,2
Francia	789	785	786	787	0,9
Italia	690	682	690	695	5,0
Portugal	224	204	195	194	-1,5
Rumanía	192	191	191	191	-0,1
Grecia	110	107	105	106	0,4
Alemania	102	103	102	102	-0,1
Hungría	62	68	68	68	0,0
Bulgaria	63	64	64	64	0,0
Rusia	63	87	85	85	0,0
Austria	45	45	46	46	-0,5
Suiza	15	15	15	15	0,0
Otros países europeos	677	681	683	681	-2,1
Total del continente	4.005	4.006	4.007	4.001	-6,1
Total de la UE28	3.343	3.315	3.317	3.312	-5,6

a) Viñedo destinado a la producción de uvas de vinificación, uvas de mesa o uvas pasas, en fase de producción o todavía improductivos
 b) 2016: datos provisionales
 c) 2017: datos predictivos

Figura 7: Superficie (mha) de viñedo en Europa (Fuente: OIV)

<i>mha</i>	2014	2015	2016 ^b	2017 ^c	Variación 2017/2016
China	813	847	864	870	5,9
Turquía	502	497	468	448	-19,7
Estados Unidos	450	446	441	441	0,3
Argentina	228	225	224	223	-1,2
Chile	213	214	209	209	0,0
Australia	154	147	145	145	-0,6
Sudáfrica	132	130	129	125	-3,7
Brasil	87	86	86	86	-0,1
Nueva Zelanda	38	39	39	40	0,8
Otros países de América	87	90	93	95	2,3
Otros países de África	243	246	246	246	0,0
Otros países de Asia	623	626	634	634	0
Total fuera de Europa	3.570	3.592	3.578	3.563	-16

a) Viñedo destinado a la producción de uvas de vinificación, uvas de mesa o uvas pasas, en fase de producción o todavía improductivos
b) 2015: datos provisionales
c) 2016: datos predictivos

Figura 8: Superficie total de viñedo fuera de Europa (Fuente: OVI)

Las zonas productoras de uva en nuestro país se encuentran ubicadas principalmente en la costa sur y corresponden a Lima, Ica, Arequipa, Moquegua y Tacna; cuya temporada de cosecha se efectúa entre los meses de noviembre y febrero. En la costa norte la zona de producción de uva se encuentra en el valle de Cascas, provincia de Trujillo, región de La Libertad. La importancia de esta fruta radica también en sus condiciones peculiares como el clima, variedades especializadas, tecnología empleada, instalaciones existentes y se cultiva dos veces al año. En el Perú la uva se produce todo el año, ventaja que le permite abastecer la demanda de este cultivo a nivel mundial en el periodo de baja producción por parte de los principales países importadores y consumidores de uva, en particular durante el periodo diciembre – marzo, época en la cual los principales mercados mundiales carecen de este producto. Además de la estacionalidad, las ventajas comparativas del Perú con respecto a otros países son las superficies en expansión y los costos de producción relativamente bajos debido a la modalidad de adquisiciones de insumos que se vienen efectuando en forma asociada (Ministerio de Agricultura, 2008).

En términos de litros la producción vinícola local ha crecido desde los 19,9 millones de litros en 2006 hasta alcanzar los 33,3 millones de litros en 2012. En el año 2017 se pasó por una producción catastrófica, peor en el 2018, la producción mundial de vino aumenta de forma espectacular, un año más indulgente para las vendimias de la mayoría de los grandes países productores, según estimaciones de la Organización Internacional de la Viña y el Vino (OVI),

con 282 millones de hectolitros (M/hl) esperados, la producción vitivinícola del 2018, en alza de 31 M/hl, volumen considerado, uno de los más elevados desde el 2000.

2.3.2. Residuos de la industria vitivinícola

La industria vitivinícola produce subproductos del cultivo de la vid como sarmientos y restos de poda, y además también subproductos de la elaboración de mostos o vinos (Ventosa, Clemente, & Pereda, 2011). La composición media de la uva que entra en una bodega es del 83% en pulpa y el 17% restante compuesto de hollejos, pepitas y raspones, se desecha.

Es importante saber que el mayor problema de la generación de estos residuos radica en el corto período de tiempo en el que éstos son almacenados en la industria, puesto que el cultivo de la vid es un cultivo estacional en el que la producción de vino se realiza generalmente en unos tres meses (Córdova, 2018). En el proceso de producción vinícola, después de que la uva se prensa y el mosto es extraído para la elaboración del vino, la materia restante, es decir, los tallos, semillas, pulpa seca y pieles, terminan en la basura o son sometidos al proceso de incineración, sin segregación alguna (Sociedad VGSC, S.L., 2016). Cabe indicar que, en el mejor de los casos, algunas bodegas disponen de instalaciones independientes, utilizan estos residuos para la destilación y elaboración de aguardientes y/o licores, o caso contrario si no contaran con las instalaciones y maquinarias disponibles, lo disponen a terceras empresas destiladoras para la elaboración de este tipo de bebidas.

En la figura 9, se identifican los residuos que generalmente se generan en cada una de las etapas del ciclo de vida del vino:

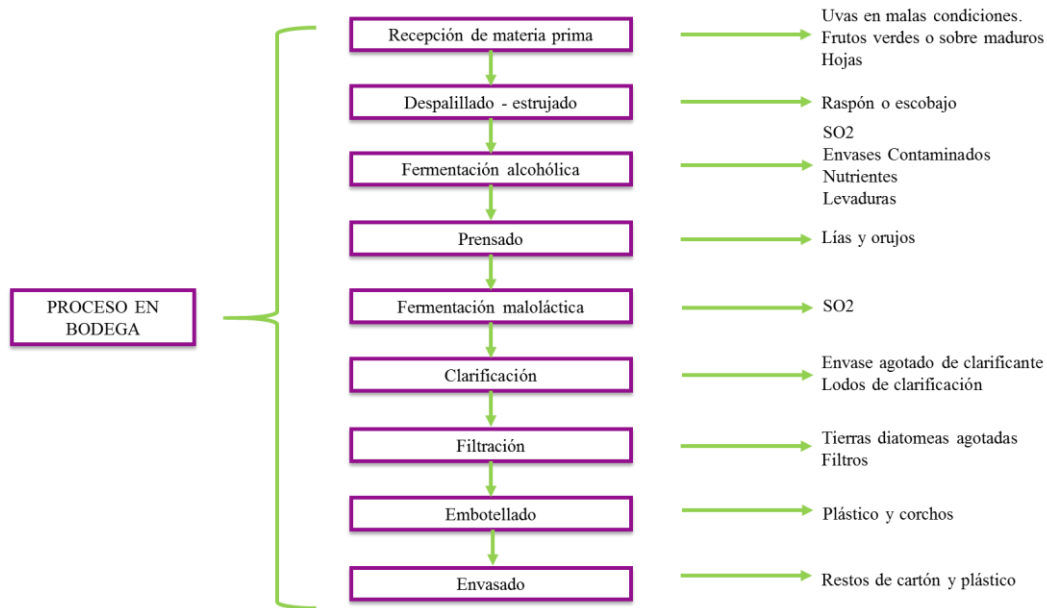


Figura 9: Identificación de Residuos del proceso de Vinificación (Fuente: Ventosa, Edgar; Clemente, Rocío; Pereda, Lorena, 2011)

Asimismo, en la Figura 10, se presenta los porcentajes generales de los residuos generados en las industrias vitivinícolas, según (Salgado, Revalorización de residuos vitivinícolas mediante la producción biotecnológica de aditivos alimentarios y enzimas, 2014):

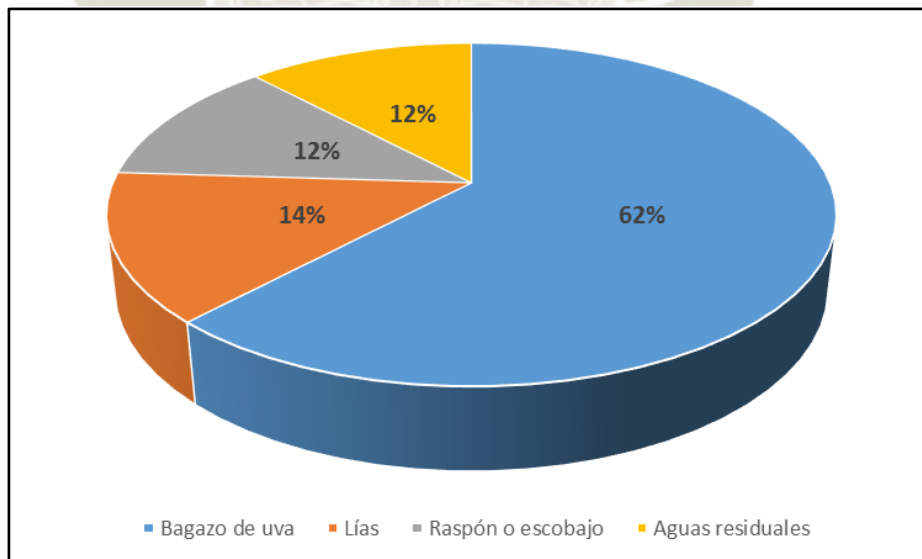


Figura 10: Porcentajes generales de los Residuos generados en las industrias vitivinícolas según (Salgado, Revalorización de residuos vitivinícolas mediante la producción biotecnológica de aditivos alimentarios y enzimas, 2014)

2.3.3. Composición de los residuos vitivinícolas

En Santiago de Chile, realizaron la caracterización de los residuos generados por la industria vitivinícola, a continuación, se presenta la respectiva composición de los principales residuos sólidos:

Tabla 4: Composición lignocelulósica de los Residuos de la Industria Vitivinícola

SARMIENTO	
Celulosa (%)	30
Hemicelulosa (%)	10
Lignina (%)	37
Otros compuestos (%)	23
BAGAZO DESTILADO	
Celulosa (%)	10
Hemicelulosa (%)	12
Lignina (%)	50
Otros compuestos (%)	28
RASPÓN O ESCOBAJO	
Celulosa (%)	21
Hemicelulosa (%)	11
Lignina (%)	31
Otros compuestos (%)	37
HOJAS	
Celulosa (%)	10
Hemicelulosa (%)	8
Lignina (%)	44
Otros compuestos (%)	37

Fuente: (Salgado, Revalorización de residuos vitivinícolas mediante la producción biotecnológica de aditivos alimentarios y enzimas, 2014)

2.4. Impactos Ambientales de la Industria Vitivinícola

El vino se ha convertido en uno de los productos más exportables e importables a nivel mundial, lo que de una u otra forma ha generado problemas medioambientales en su potente elaboración. Una de las grandes complicaciones para esta industria es la contaminación de las aguas, producida por la limpieza de los barriles metálicos y/o tanques de plástico que actualmente son utilizados para el depósito del vino. A esto se suma, la contaminación producida por las altas cantidades de materia orgánica, residuos sólidos en suspensión y el pH ácido, lo cual afecta al medio ambiente.

A continuación, se describen los impactos generados en la industria vitivinícola:

- Alteración de la Calidad de aire: Las emisiones de gases a la atmosfera que se producen como consecuencias de la actividad de las bodegas, provienen de las

calderas que utilizan combustibles fósiles, así como de determinadas fases del proceso de la elaboración de vino, como es el CO₂ que se genera en la fermentación de los mostos y el SO del sulfitado de mostos y vinos.

- Alteración de la Calidad de agua: El principal factor ambiental afectado por el proceso de elaboración de vinos es el agua, ya que son las aguas las que aportan la principal contaminación de la industria vinícola, sobre todo por las operaciones de limpieza de la bodega.
- Generación de subproductos: Los subproductos son aquellas corrientes del proceso que son reutilizadas internamente en la planta o en otro proceso diferente. Los más importantes son: orujo y raspón de uva, los cuales son obtenidos en el procesado de la vendimia, donde normalmente el raspón es separado y abandonado en lugares aislados de los cuerpos de cultivo con el fin de esperar su degradación, en el caso de los orujos, se los suelen llevar a un depósito y se realiza una extracción con agua en contracorriente de los azúcares que contienen. Las lías son obtenidas por decantación en los depósitos de fermentación, y suelen ser entregados como fracción de mosto para su venta a las alcoholeras. Y el bitartrato potásico, el cual es obtenido en la limpieza de los depósitos de fermentación – deslío y tras la estabilización del vino por frío.
- Generación de Residuos: En la industria vitivinícola se genera dos grandes tipos de residuos, urbanos y peligrosos, los cuales normalmente no presentan una gestión adecuada para su disposición final, por lo que genera preocupación por su contaminación.

2.5. Aprovechamiento de residuos de la industria vitivinícola

Para cada una de las actividades de aprovechamiento de los residuos generados en la industria vitivinícola desarrollan diferentes procesos, como, por ejemplo: Hidrólisis Ácida, Hidrólisis Alcalina, Hidrólisis Enzimática, Hidrólisis Térmica, Fermentación Aeróbica, Fermentación Anaeróbica, entre otros. Por ello se presenta a continuación las diferentes actividades que se desarrollan para otorgarle valor agregado a los residuos vitivinícolas:

2.5.1. Extracción de compuestos fenólicos

Los fitofenoles son ampliamente conocidos por los efectos benéficos que tienen en la salud, debido a que son antioxidantes potenciales, capaces de romper la

cadena de propagación de los radicales libres, mediante la donación de un átomo de hidrógeno (Baydar & Baydar, 2013). En el caso de los residuos, la composición de los fitoquímicos puede presentar modificaciones, es decir perder la actividad antioxidante, dependiendo de los procesos físicos y químicos a los cuales se sometan los vegetales. Por este motivo, es necesario realizar estudios cualitativos y cuantitativos, que permitan determinar la viabilidad de un residuo como materia prima de compuestos fitoquímicos.

Los escobajos y semillas son residuos de la producción de pulpa de uva que tienen mayor potencial de ser empleados como materia prima de productos que requieran actividad antioxidante en su formulación en comparación con los hollejos y semillas. Sin embargo, el reto de los escobajos y las semillas para desarrollar su potencial e incrementar su valor económico es diferente. Por tanto, el reto está orientado a diseñar un proceso que permita ser competitivo frente a la oferta del mercado. Mientras que el reto de los escobajos se dirige a averiguar los efectos benéficos que puede tener, ya sea en la salud humana o con respecto al medio ambiente. Como consecuencia, el aprovechamiento del potencial bioactivo que tienen los escobajos en el área de la salud se alcanzaría a largo plazo, comparado con el desarrollo del potencial que presentan las semillas en la elaboración de aceites benéficas para la piel (Salcedo, Gonzáles, & Alzate, 2017).

2.5.2. Extracción de aceite

Las pepitas de la uva representan del 12 al 15% del peso del orujo y entre el 12 y el 16% del peso de la pepita es aceite. Después de la separación de las piquetas las semillas se separan del orujo. Como método se puede realizar primeramente una presión sobre las semillas y realizar una extracción del aceite mediante hexano. Con una destilación se obtiene un aceite bruto que con una posterior neutralización y centrifugación o lavado se puede obtener ya un aceite refinado (Córdova, 2018).

Es un aceite vegetal, producto del prensado de las semillas de la uva. Tiene diversos usos comestibles y no comestibles. El aceite que contienen las pepitas tiene un alto contenido en ácido linoléico y oleico que está demostrado que tiene unas propiedades cardiosaludables por lo que será muy interesante su uso en la

industria alimentaria y también se puede emplear en cosmética y jabonería (Ricci, 2011).

2.5.3. Extracción de colorantes antociánicos

Principalmente se realiza una extracción de la enocianina, a partir de los hollejos de uva negra ya que están fuertemente coloreados. Todos los métodos empleados se realizan mediante un lavado con agua sulfitada mediante piquetas y se realiza una distinción según el tipo de orujo, de los cuales se consideran dos tipos (Córdova, 2018):

- **Orujos con alta concentración de antocianos:** Recuperación de tartratos y/o alcohol de la piqueta y posteriormente se realiza una concentración y/o atomización.
- **Para cualquier tipo de orujo:** Tratamiento de piquetas en membranas de intercambio iónico. Es un sistema más caro, pero se obtienen unos tartratos de mayor calidad.

2.5.4. Obtención de abonos orgánicos

Se puede preparar estiércol mediante compostaje en montones compactados y en condiciones anaerobias, aunque no es de muy buena calidad porque es deficitario en nitrógeno, fósforo y potasio, presenta una elevada tasa de boro por lo que no es recomendable aplicaciones elevadas en viñedo y además se debe realizar una corrección de la acidez porque puede afectar negativamente a los cultivos (Córdova, 2018).

La materia orgánica del residuo, en ausencia de oxígeno, se descompone por la actividad de unos microorganismos específicos transformándose en un gas de alto contenido energético, y en otros productos que contienen componentes minerales y compuestos de difícil degradación que en ocasiones se denominan “fangos” (Senovilla & Giraldo, 2010).

Entre los materiales susceptibles de ser compostados, los residuos lignocelulósicos (caracterizados por presentar elevados porcentajes de lignina y celulosas en su composición) han sido en general poco estudiados, a pesar de sus potenciales ventajas: su recogida es sencilla, la tecnología para su compostaje es más simple que la de otros residuos, puesto que puede realizarse en pilas al aire libre sin producción de emisiones u olores, y presentan

concentraciones normalmente bajas o moderadas de elementos potencialmente tóxicos (Paradelo, Prieto, Moldes, & Barral, 2010). Dentro de este tipo de residuos, el tratamiento de residuos vitivinícolas mediante compostaje ha sido estudiado por varios autores, con resultados prometedores. Del mismo modo, estudios previos confirman que se pueden obtener de este modo enmiendas orgánicas útiles para diversas aplicaciones agronómicas.

2.5.5. Obtención de ácido tartárico

Normalmente se extrae a partir de las vinazas que se obtienen después de la destilación y separación del alcohol de la piqueta. Es una materia que es soluble en agua caliente, ligeramente soluble en agua fría e insoluble en alcohol, por ello para facilitar su extracción se debe realizar después de la obtención del alcohol (Córdova, 2018). Como en la obtención de alcohol también hay diferentes métodos para la obtención de este ácido:

- Inicialmente con una acidificación con ácido sulfúrico o nítrico luego una neutralización con hidróxido cálcico y finalmente una cristalización mediante un enfriamiento para obtener cristales de tartrato cálcico.
- Otro método es mediante membranas de intercambio iónico. Este es un método más caro, aunque se obtienen unos tartratos de mayor calidad.

La importancia de extraer este compuesto es porque es un ácido esencial, es decir, un compuesto que nuestro organismo no puede sintetizar y por lo que para obtenerlo se deben consumir a través de la alimentación (Bálgoma, 2015). En la industria alimentaria está permitido como aditivo alimentario por sus propiedades acidificantes, conservantes, y emulsionante y también se emplea en industrias químicas, cosméticas y farmacéuticas (Salgado, Revalorización de residuos vitivinícolas mediante la producción biotecnológica de aditivos alimentarios y enzimas, 2014).

2.5.6. Valorización térmica

El término valorización térmica engloba un grupo de procesos los cuales tienen en común el calor como mecanismo para transformar residuos en otras formas químicas o en energía. Los residuos lignocelulósicos se pueden emplear como combustible para su aprovechamiento energético (Ventosa, Clemente, & Pereda,

2011). La principal característica de este proceso es el consumo de dióxido de carbón, en lugar de su liberación.

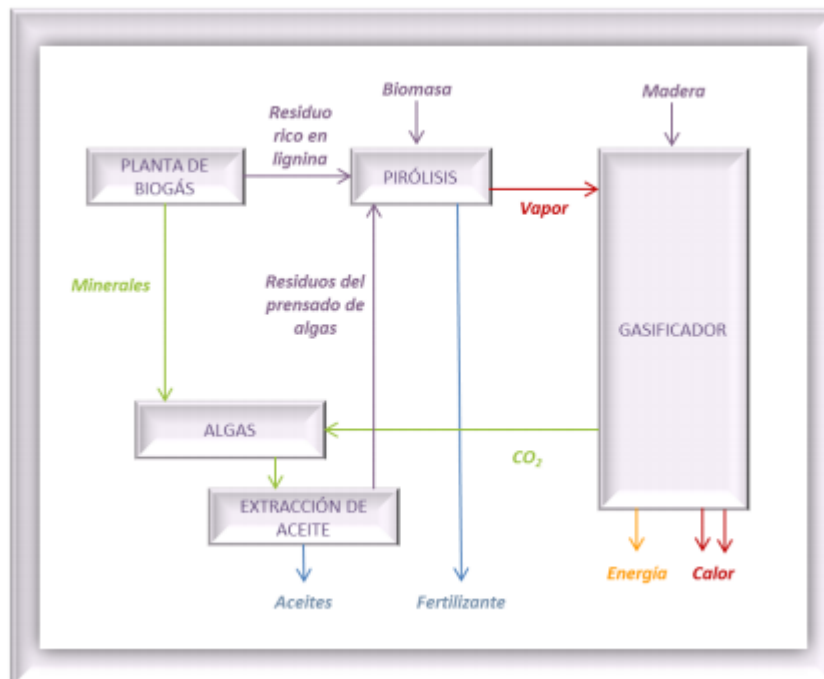


Figura 11: Proceso de valorización térmica de los residuos vitivinícolas (Fuente: Ventosa, Edgar; Clemente, Rocío; Pereda, Lorena, 2011)

2.5.7. Producción de biometanol y bioetanol

Otra vía de revalorización de residuos vinícolas o vitivinícolas es la bioconversión en compuestos de mayor valor. Este proceso se basa en la acción de microorganismos, bacterias u hongos, que son capaces de transformar residuos que contengan azúcar en una variedad de compuestos naturales como etanol, ácidos orgánicos o amino ácidos. Los residuos del sector vinícola se pueden utilizar como biomasa para la obtención de metanol o etanol. Mientras que el biometanol se suele recuperar de los lodos residuales, el bioetanol se obtiene a partir de los residuos sólidos como los hollejos o las lías secas. En ambos casos, el proceso requiere una etapa de fermentación anaeróbica (Ventosa, Clemente, & Pereda, 2011).

El proceso de producción de bioetanol requiere 4 etapas fundamentales, el pre-tratamiento, la hidrólisis, la fermentación anaeróbica y la separación y purificación del etanol (Galindo, 2017). El objetivo de la primera etapa es dividir la compleja estructura del residuo, el cual es principalmente lignocelulosa, en

sus elementos fundamentales que son lignina, hemicelulosa y celulosa. La segunda etapa del proceso es la hidrólisis, esta consiste en la ruptura de las largas cadenas de la hemicelulosa y la celulosa en monosacáridos. Una vez se han obtenido los monosacáridos, tiene lugar la fermentación de éstos por medio de levaduras. Finalmente, el etanol se separa mediante destilación y se gestionan los residuos.

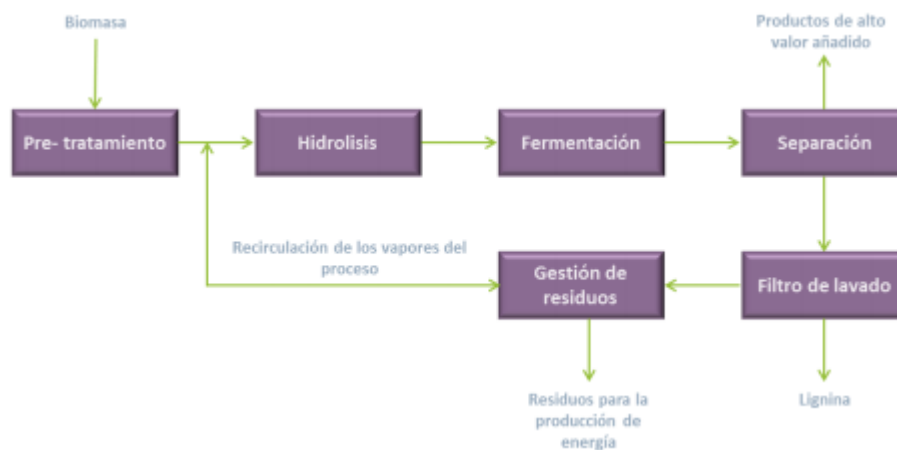


Figura 12: Proceso de obtención de bioetanol a partir de residuos lignocelulósicos (Fuente: Ventosa, Edgar; Clemente, Rocío; Pereda, Lorena, 2011)

2.6. Hidrólisis enzimática

Los materiales lignocelulósicos presentan una estructura compuesta principalmente por tres componentes (celulosa, hemicelulosa y lignina). En los procesos de degradación de materiales lignocelulósicos se pueden identificar algunos tratamientos comunes (pretratamiento, delignificación e hidrólisis) utilizados para la producción de azúcares fermentables. Estos tratamientos pueden ser físicos, químicos, enzimáticos o con microorganismos.

La estructura química, el grado de entrecruzamiento de los componentes que forman los materiales lignocelulósicos, la composición de sus componentes principales, están relacionadas con el material de origen del cual proceden (Salcedo, López, & Flórez, 2010). Igualmente, la estructura de los materiales lignocelulósicos determina sus propiedades mecánicas, la resistencia al ataque de microorganismos, enzimas, agentes químicos y establece la dificultad de degradar este tipo de materiales. Por lo se puede asegurar, que la naturaleza del sustrato y el método de pretratamiento usado,

influye sobre la eficiencia de degradación del material lignocelulósico cuando se utilizan enzimas (Tovar, 2016).

La celulosa es la fuente de carbono renovable más abundante de la Tierra. Sin embargo, la estructura de este polímero constituye una barrera física y química para acceder al carbono, lo que ha limitado el aprovechamiento del mismo. En la naturaleza, un pequeño porcentaje de microorganismos pueden degradarla a través de la expresión de celulasas. La celulosa es el componente más importante de las paredes celulares de las fibras de la madera y es un polímero lineal de D – glucosa, con un alto peso molecular. Las moléculas individuales de celulosa están unidas por enlaces B-1,4 glucosídicos, formando agregados llamados microfibrillas, que contienen zonas de celulosa amorfa, fácilmente atacables por las enzimas y otras zonas de mayor orden, la fracción cristalina, estimada entre un 50 – 90%, más resistente a la acción enzimática. Asimismo, es importante saber que la hemicelulosa está compuesta por cadenas cortas de polisacáridos y es la principal fracción no celulósica de los polisacáridos. De la misma manera, la lignina es un polímero tridimensional de fenilpropano con unidades de fenil-propano que se mantienen unidas por enlaces éter y carbón-carbón. Ascende a un 20-35% de la estructura de la madera, este polímero tiene un alto peso molecular y es amorfa en la naturaleza (Belanche & Pérez, 1994). La hidrólisis enzimática de la celulosa es una reacción de pasos múltiples que toma lugar en un sistema heterogéneo, en el cual la celulosa insoluble se fracciona en la interface sólido – líquido por la acción sinérgica de la β -1-4 endoglucanasa, β -1-4 exo celobiohidrolasas, β -1-4 glucan hidrolasas y las β -1-4 glucosidasas (Tovar, 2016).

Los productos de la hidrólisis son usualmente azúcares reductores, incluyendo la glucosa y fructuosa. La reacción se lleva a cabo bajo condiciones suaves (pH: 4,8, T: 45-50°C). Al contrario de los catalizadores comunes, las enzimas presentan una elevada especificidad con respecto al sustrato, y su uso reduce la obtención de subproductos indeseables (Carvajal, Corsano, Mesa, Santos, & Gonzáles, 2014).

2.7. Maíz morado

El maíz es un cereal oriundo del Perú y México, cuyas culturas precolombinas lo consideraron sagrado, el maíz morado es una mutación un cambio genético del maíz común que se produjo hace miles de años, crece de ese color y sabor solo en ese país,

florece cultivado o en estado silvestre en diversos lugares de América (Guillén, Mori, & Páucar, 2014).

El maíz morado posee un colorante llamado antocianina, el cual le brinda el color morado característico de este tipo de maíz. La cantidad de antocianina presente en el maíz dependerá del tipo de maíz y de sus partes. Estos pigmentos representan un potencial para el reemplazo competitivo de colorantes sintéticos en alimentos, productos farmacéuticos y cosméticos y para la obtención de productos con valor agregado dirigidos al consumo humano (Pinedo, 2015).

2.7.1. Clasificación botánica del maíz morado

El maíz morado, según el sistema de clasificación de A. Cronquist, se ubica en la siguiente categoría taxonómica:

- Reino : Plantae
- División : Magnoliophyta
- Clase : Liliopsida
- Subclase : Cyperales
- Orden : Poaceae
- Especie : *Zea mays* L.
- Variedad : *Zea mays* L. var. *Sub nigroviolaceo*

2.7.2. Morfología de la planta

El maíz morado presenta los siguientes componentes, según estudios actualizados por Pinedo en el 2015:

2.7.2.1. Raíz

Las raíces son fasciculadas y su misión es aportar un perfecto anclaje a la planta. En algunos casos sobresalen unos nudos de las raíces a nivel del suelo y suele ocurrir en aquellas raíces secundarias. La planta presenta un sistema radicular fasciculado y muy extenso compuesto por tres tipos de raíces: raíces primarias emitidos por la semilla y forma parte de las raíces seminales; raíces principales que se forman a partir de la corona y las raíces aéreas o adventicias que nacen en el último lugar de los nudos de la base del tallo.

2.7.2.2. Tallo

El tallo consta de una caña maciza, vertical de altura variable que puede ir de 0,80 a 2,50 m, y en climas tropicales hasta 4,0 m de altura y la cantidad de nudos varía de 8 a 14. A su vez se asevera que los entrenudos son muy cortos y los nudos se originan de las raíces aéreas y el grosor del tallo disminuye de abajo a arriba, con una sección circular hasta la panícula o inflorescencia masculina que corona la planta (Pinedo Taco, 2015)..

2.7.2.3. Hoja

Las hojas son largas, de gran tamaño, lanceoladas, alternas, paralelinervias. Se encuentran abrazadas al tallo y por el haz presenta vellosidades. Se considera que una planta anual presenta de 15 a 30 hojas verdaderas que nacen de cada nudo y de color verde intenso.

2.7.2.4. Flores

La inflorescencia masculina es una panícula formada por numerosas flores pequeñas llamadas espículas. La inflorescencia femenina es una estructura única llamada mazorca. El maíz es de inflorescencia monoica con inflorescencia masculina y femenina separada dentro de la misma planta. Sólo de algunas yemas que se encuentran en las axilas de las hojas nace la inflorescencia femenina o espiga, conocida como mazorca que incluye el eje central o coronta y donde se insertan las flores que darán origen a los granos.

2.7.2.5. Fruto y semilla

La pared del ovario o pericarpio está fundida con la cubierta de la semilla o testa y ambas están combinadas conjuntamente para conformar la pared del fruto. El fruto maduro consiste de tres partes principales: la pared, el embrión diploide y el endospermo triploide (Pinedo Taco, 2015).

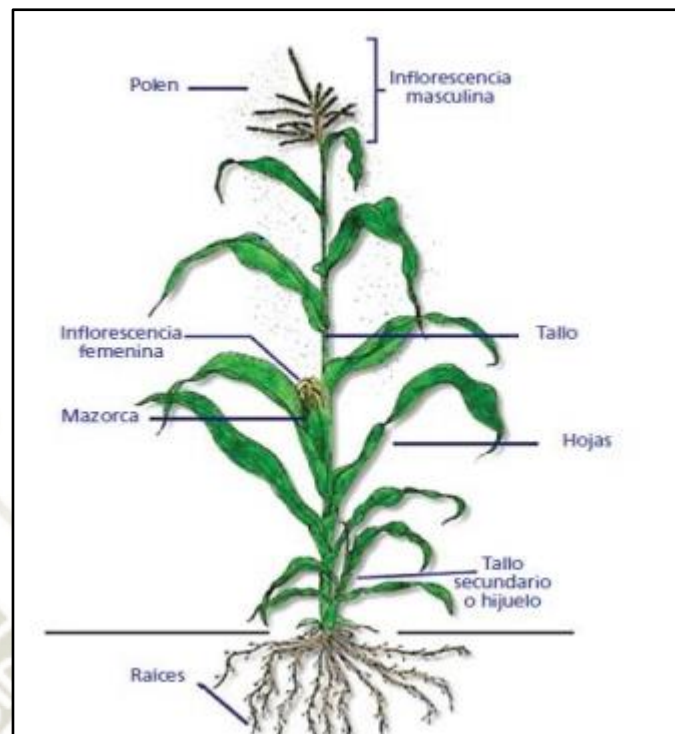


Figura 13: Partes que componen al maíz morado (Fuente: Ortega Tonello, Cindy Adriana, 2017)

2.7.3. Principales variedades de Maíz Morado

En nuestro país se han identificado un total de 55 razas o especies (Pinedo, 2015). La raza se considera como un agregado de poblaciones de una especie que tienen en común caracteres morfológicos, fisiológicos, y usos específicos. Sin embargo, estas características distintivas no son suficientes para constituir una subespecie diferente. Cabe mencionar que las razas del maíz son patrimonio cultural de los pueblos, debido a que los relacionan con sus costumbres, su música, su idioma y creencias.

2.7.4. Ciclo vegetativo del maíz morado

El ciclo vegetativo del maíz morado comprende las siguientes etapas (Ministerio de Agricultura, 2017):

- **Nascencia:** Esta etapa comprende el período que transcurre desde la siembra hasta la aparición del coleóptilo, cuya duración aproximada es de 6 a 8 días.

- **Crecimiento:** Una vez nacido el maíz, aparece una nueva hoja cada tres días si las condiciones son normales. A los 15-20 días siguientes a la nascencia, la planta debe tener ya cinco o seis hojas, y en las primeras 4 a 5 semanas la planta deberá tener formadas todas sus hojas.
- **Floración:** A los 25-30 días de efectuada la siembra se inicia la panoja en el interior del tallo y en la base de éste. Transcurridas 4 a 6 semanas desde este momento se inicia la liberación del polen y el alargamiento de los estilos. Se considera como floración el momento en que la panoja se encuentra emitiendo polen y se produce el alargamiento de los estilos. La emisión de polen dura de 5 a 8 días, pudiendo surgir problemas si las temperaturas son altas o se provoca en la planta una sequía por falta de riego o lluvias.
- **Fructificación:** Con la fecundación de los óvulos por el polen se inicia la fructificación, una vez realizada la fecundación, los estilos de la mazorca, vulgarmente llamados sedas, cambian de color, tomando un color castaño. Transcurrida la tercera semana después de la polinización, la mazorca toma el tamaño definitivo, se forman los granos y aparece en ellos el embrión. Los granos se llenan de una sustancia leñosa, rica en azúcares, los cuales se transforman al final de la quinta semana en almidón.
- **Maduración y secado:** hacia el final de la octava semana después de la polinización, el grano alcanza su máximo de materia seca, pudiendo entonces considerarse que ha llegado a su madurez fisiológica. Entonces suele tener alrededor del 35% de humedad. A medida que va perdiendo la humedad se va aproximando el grano a su madurez comercial, influyendo en ello más las condiciones ambientales de temperatura, humedad ambiente, etc., que las características varietales.

Cabe indicar que las etapas mencionadas son aproximadas, ya que estas pueden variar de acuerdo a las condiciones a las que se someta el cultivo (Ministerio de Agricultura, 2017).

2.7.5. Influencia de los nutrientes en el cultivo

La presencia de los nutrientes es importante para obtener una cosecha de calidad, evitando grandes pérdidas por la condición del maíz. Por ello es importante

conocer la influencia de cada uno de los micro y macronutrientes con respecto al cultivo del maíz morado (Begazo Torres, 2013), a continuación, se describe ello:

- **Influencia del nitrógeno:** El N influye en el rendimiento y también en la calidad, pues de él depende el contenido en proteínas del grano. Cuando la planta padece hambre de N, disminuye el vigor, las hojas son pequeñas, las puntas de las hojas toman color amarillo, que poco a poco se va extendiendo a lo largo de la nervadura central, dando lugar a una especie de dibujo en forma de V. Al acentuarse la carencia de N, la hoja entera amarillea, y paulatinamente van poniéndose amarillas las hojas por encima de la primera. Cuando los daños son causados por sequía, las hojas también se vuelven amarillas, pero entonces se produce el fenómeno en todas al mismo tiempo. La absorción del N tiene lugar, especialmente, en las cinco semanas que transcurren desde diez días antes de la floración hasta veinticinco o treinta días después de ella. Durante estas 5 semanas la planta extrae el 75% de sus necesidades totales. Las mazorcas procedentes de plantas que han sufrido falta de nitrógeno tienen las puntas vacías de grano.
- **Influencia del fósforo:** El ácido fosfórico favorece la fecundación y el buen desarrollo del grano. Favorece también el desarrollo de las raíces. En una carencia de fósforo, los pistilos emergen muy lentamente, lo que origina fecundaciones que dan mazorcas irregulares y que suelen tener carreras de granos rudimentarios. La absorción del fosfórico por la planta es importante en las proximidades de la floración y continúa durante unos tres meses. Las cinco semanas de necesidades máximas de N coinciden con las de fósforo.
- **Influencia del potasio:** La carencia de potasa origina raíces muy débiles, y las plantas son muy sensibles al encamado, así como al ataque de los hongos. En las plantas jóvenes se nota a veces la carencia de potasa en que las plantas toman tonalidades amarillas o amarillo-grisáceas, apareciendo algunas veces rayas o manchas amarillentas. Las puntas y los bordes de las hojas se secan y aparecen como chamuscadas o quemadas. La falta de potasa se nota en las mazorcas en que, como en el N, quedan vacías las puntas. El maíz necesita las dos terceras partes de la potasa durante el mes

que transcurre desde quince días antes hasta quince días después de la floración.

- **Influencia del magnesio:** En algunas regiones españolas, en terrenos arenosos, puede presentarse carencia de magnesio. Puede detectarse por presentar la planta rayas amarillentas a lo largo de las nerviaciones y, con frecuencia, color púrpura en la cara inferior de las hojas bajas. Si se observa la falta de magnesio puede corregirse en el maíz sembrando, en años sucesivos, con abonos que contengan magnesio. En general, las mazorcas que han sufrido carencia son de menor tamaño que las procedentes de plantas bien nutridas.
- **Influencia de los oligoelementos:** Algunas veces se observan síntomas de carencia de ciertos oligoelementos, tales como el boro. Las carencias de boro suelen producirse sólo en terrenos ácidos y, cuando ocurren, las mazorcas aparecen arrugadas por el lado que queda frente al tallo, mientras el resto de la mazorca es normal. A veces, el imperfecto llenado de las plantas no está originado por ninguna carencia, sino porque las espatas no cubren totalmente la mazorca, pudiendo la parte descubierta no llegar a granar por la acción de insectos o pájaros o por accidentes meteorológicos (Begazo Torres, 2013).

CAPÍTULO III: METODOLOGÍA

3. METODOLOGÍA

En este capítulo se describe la metodología aplicada y enumera todos los materiales que se utilizaron para desarrollar la presente investigación.

3.1. TIPO DE INVESTIGACIÓN

La presente investigación es de tipo experimental con enfoque cuantitativo.

3.2. NIVEL DE INVESTIGACIÓN

La presente investigación es de nivel explicativo.

3.3. CAMPO DE VERIFICACIÓN

3.3.1. Lugar de ejecución

La ejecución de la investigación se realizó en dos etapas, la primera fue realizada en los laboratorios de la Universidad Católica Santa María, y la segunda, fue realizada en el vivero A&SBAO, Asesoría y Servicios biotecnológicos para la agricultura. Cabe indicar que el escobajo de uva y el suelo agrícola fueron obtenidos del viñedo “Gran Cepa”.

3.3.2. Ubicación espacial

Los laboratorios de la Universidad Católica Santa María se encuentran ubicados en la Urb. San José, San José s/n, Yanahuara, Arequipa y el vivero A&SBAO, Asesoría y Servicios biotecnológicos para la agricultura, se encuentra ubicado en el Parque industrial Río Seco, Segunda etapa, Cerro Colorado, Arequipa. El viñedo “Gran Cepa”, se encuentra ubicado en Valle de Moquegua, El Pacae.

3.3.3. Unidades de estudio

La presente investigación tiene como principales unidades de estudio: el suelo, el escobajo de uva y la semilla de *Zea mays* (maíz morado).

3.4. MATERIALES

Los materiales utilizados se enlistan de la siguiente manera:

Material de vidrio y porcelana

- 01 embudo.
- 09 beaker de 500 ml.
- 01 bagueta
- 03 matraces de 1000 ml.
- 06 envases de vidrio con tapa metálica de 1000 ml.
- 01 matraz Kitasato de 500 ml.
- 02 pipetas de 1 ml.

Instrumentación

- 01 micropipeta de 0.5 – 10 μ l.
- 01 micropipeta de 100 – 1000 μ l.
- 03 tubos cónicos Tipo Falcon de 100 ml.
- 01 espátula metálica.
- 03 pliegos de papel platino.
- 03 pliegos de papel filtro semilento.
- 03 bol de 1000 gr.

Reactivos

- 100 ml de ácido acético glacial (grado: industrial).
- 100 gr de acetato de sodio (grado: químicamente puro).
- 01 glicemia enzimática AA Wiener Lab.
- 100 ml de alcohol.

Equipos

- 01 baño maría (J.P. Selecta S.A. – N° de serie:0498100).
- 01 shaker orbital (Marca: Lab. Companion SK – 300, N° de serie: P120081).
- 01 tamiz N°60 (Marca: Monti - Inox)
- 01 espectrofotómetro (Marca: Spectrum, Modelo: SP-1105).
- 01 licuadora (Marca: Oster).
- 01 estufa (Marca: J.P. Selecta S.A. – N° de serie: 0477804).
- 01 bomba al vacío (Marca: Membran – Vakuunpumpe, N° de serie: 29466723).

Material biológico

- 100 kg. de escobajo de uva
- Semilla *Zea mays* (maíz morado).

3.5. DISEÑO EXPERIMENTAL

El diseño experimental del presente trabajo de investigación se muestra en la Figura 14:

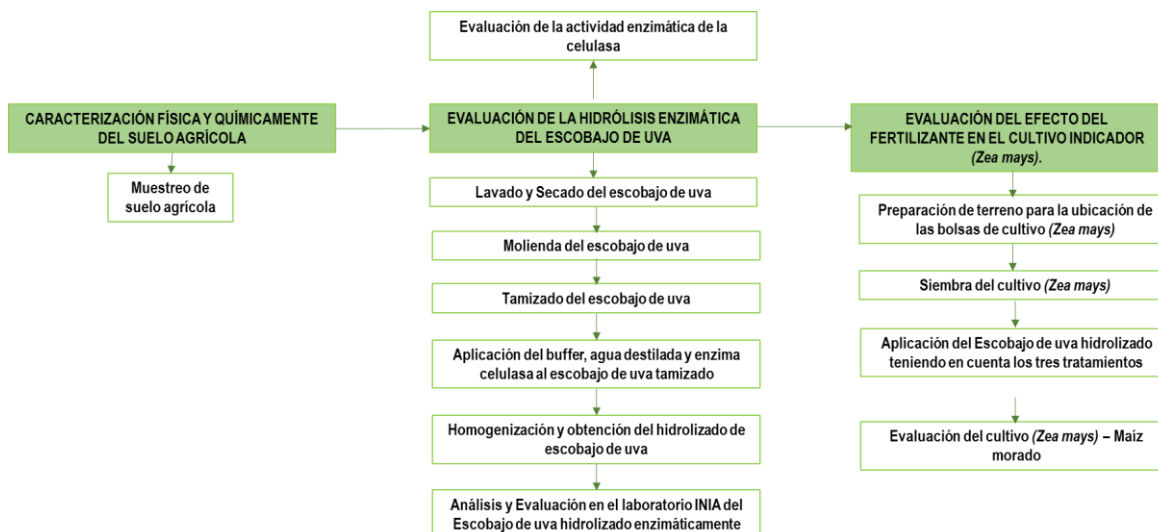


Figura 14: Diseño Experimental de la Investigación (Fuente: Elaboración propia)

3.6. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

3.6.1. Caracterización fisicoquímica del suelo agrícola del Viñedo “Gran Cepa”

a. Ubicación de la zona de muestreo.

La zona determinada para el muestreo de suelo, se encuentra ubicada en la zona agrícola del Valle Bajo del Provincia de Mariscal Nieto, Departamento de Moquegua, perteneciente al Viñedo “Gran Cepa”, la cual tiene como actividad principal la elaboración de vinos, piscos y derivados.

La Tabla 5, indica las coordenadas UTM de la ubicación del viñedo “Gran Cepa”:

Tabla 5: Coordenadas de la Ubicación de la Zona de estudio

Coordenadas UTM	
WGS 84 (Zona 19 K)	
Coordenada Este	287254.1059
Coordenada Norte	8082166.535

Fuente: Elaboración propia



Figura 15: Ubicación del Viñedo “Gran Cepa”, Moquegua (Fuente: Google Earth, 2018)

b. Selección del área de toma de muestras.

La toma de muestras se realizó de forma aleatoria en un área determinada de la parcela donde se cultiva uva negra criolla. Estas muestras se tomaron utilizando el sistema de recorrido en diagonal, con el objetivo de abarcar la mayor parte del campo, obteniendo una muestra representativa.

Cabe indicar que se realizó inicialmente una inspección del área de muestreo, con el fin de delimitar las zonas a muestrear, tomando puntos aleatorios en un esquema conformado en 5 puntos, cada punto tuvo un diámetro de 50 cm y una profundidad de 30 cm, el total de la zona muestreada fue de 100 m² (Osorio, 2012).



Figura 16: Delimitación del área de muestreo del viñedo “Gran Cepa”, Moquegua (Fuente: Elaboración propia)

En la Figura 17, se muestra la distribución de los puntos de muestreo de suelo agrícola:

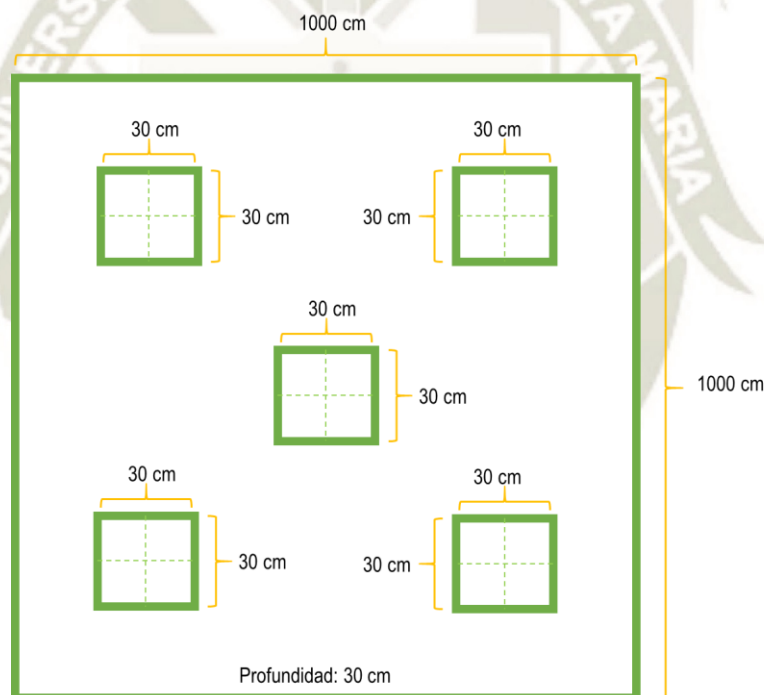


Figura 17: Distribución de los puntos de muestreo de suelo agrícola (Fuente: Elaboración propia)

c. Toma de muestras.

A partir de las 5 subáreas demarcadas previamente, se tomó muestras de 0 a 30 cm de profundidad, según Guía para el Muestreo de Suelo del Ministerio del Ambiente (en el Marco del Decreto Supremo N°002-2013-MINAM), cada muestra con un peso de 500 g aproximadamente,

realizando una homogenización de las 5 muestras tomadas, para obtener la muestra final, la cual fue de 1000 g. La muestra final se rotuló considerando los siguientes datos: lugar de muestreo, coordenadas UTM, fecha y hora de muestreo, nombre del fundo y nombre del monitorista. (Ministerio del Ambiente, 2014) (*ver anexo 5*).

d. Traslado y almacenaje de las muestras de suelo.

Para el transporte de la muestra de suelo agrícola se utilizó una bolsa zipblock estéril, debidamente rotulada. (Ministerio del Ambiente, 2014). La muestra fue llevada al laboratorio del Instituto Nacional de Innovación Agraria, Estación Experimental Agraria Santa Rita – Arequipa.



Figura 18: Almacenado y etiquetado de muestra de suelo agrícola (Fuente: Elaboración Propia)

e. Análisis fisicoquímico del suelo.

El análisis fisicoquímico del suelo agrícola, se realizó de acuerdo a los procedimientos utilizados en el laboratorio del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA), tomando en cuenta en el análisis los siguientes parámetros: textura, conductividad eléctrica (CE), capacidad de intercambio catiónico (CIC), porcentaje de sodio intercambiable

(PSI), pH, materia orgánica (%), carbonato de calcio (CO_3Ca) (%), calcio (meq), magnesio (meq), y sodio (meq).

3.6.2. Evaluación de la hidrólisis del escobajo de uva mediante el método de hidrólisis enzimática realizado con enzimas celulasas a diferentes concentraciones.

a. Toma de muestra del escobajo de uva.

Se tomó 400 g de escobajo de uva negra criolla, lo cual se obtuvo después del proceso del despalillado, para la elaboración de vino. Estas muestras se tomaron utilizando el sistema de recorrido lineal, con el objetivo de abarcar la mayor parte del área total donde se depositó el escobajo de uva, obteniendo finalmente una muestra representativa de 500 g y adicionalmente se trasladó un total de 15 kg, para someterlo a un pretratamiento de secado, molienda y tamizado.

b. Traslado y almacenaje de las muestras de escobajo de uva.

Para el transporte de muestras se utilizó una bolsa de cierre hermético y un cooler, con el objetivo de mantener la muestra en óptimo estado. Seguidamente la muestra fue transportada al laboratorio del Instituto Nacional de Innovación Agraria para realizar el respectivo análisis de macronutrientes.

c. Análisis de NPK del escobajo de uva inicial.

El análisis de los macronutrientes presentes en el escobajo de uva, se realizaron de acuerdo al procedimiento utilizado en el laboratorio del Instituto Nacional de Innovación Agraria, estación experimental de Arequipa, tomando en cuenta en el análisis los siguientes parámetros: potasio (K) (mg/Kg), fósforo (P) (mg/Kg), nitrógeno (N) (%), calcio (Ca) (mg/Kg), y sodio (Na) (mg/Kg).

d. Pretratamiento del Escobajo de Uva.

El pretratamiento del Escobajo de Uva consistió en realizar un proceso de secado en la estufa a una temperatura de 70 °C, por un período de 24

horas, con la finalidad de que se elimine el porcentaje total de humedad de las muestras y faciliten la posterior trituración.

Luego del secado, se procedió con la trituración de la muestra, con el fin de generar el tamaño adecuado para la aplicación de la enzima. Finalmente se tamizó, haciendo uso del tamiz N°60 micras, tamaño adecuado para realizar la hidrólisis enzimática.



Figura 19: Tamizado de la muestra de escobajo de uva (Fuente: Elaboración propia)

e. Medición de la actividad enzimática.

- Celulasas:

Fundamento: Para la medición de la actividad enzimática de la celulasa, se utilizó el kit enzimático “Glicemia AA Wiener Lab”, determinando la cantidad de glucosa producida por los extractos enzimáticos celulíticos provocándose una coloración rosada cuando reacciona la solución de trabajo con el extracto enzimático utilizando una temperatura de 37°C por cinco minutos de incubación.

Procedimiento: El protocolo que se siguió fue descrito por el kit de Glicemia enzimática marca Wiener Lab.

Este kit comprende, los siguientes reactivos: reactivo A, es una solución de 4-aminofenazona 25 mmol/l en Buffer Tris 0,92 mol/l, reactivo B es una solución de fenol 55 mmol/l, reactivo C, es una

solución de glucosa oxidasa (1000 U/ml) y peroxidasa (120 U/ml), y standard, es una solución de glucosa 1 g/l.

De acuerdo al volumen de trabajo, se colocó en una probeta 500 partes de agua destilada, 50 partes de Reactivo A, 50 partes de Reactivo B y llevar a 1000 partes con agua destilada. Agregar 3 partes de Reactivo C previamente homogenizadas. Mezclar por inversión, sin agitar.

En tres tubos marcados B (Blanco) S (Standard) y D (Desconocido) colocar, siguiendo el contenido de la tabla 6:

Tabla 6: Aspectos Generales de aplicación del Kit enzimático

	B	S	D
Standard	-	20 ul	-
Muestra	-	-	20 ul
Reactivo de trabajo	2 ml	2 ml	2 ml

Fuente: Protocolo de Wiener Lab (Argentina)

Finalmente se incubó durante 5 minutos en baño de agua a 37 °C. Luego se colocaron las muestras en el espectrofotómetro a 505 nm., llevando el equipo a cero con el blanco para tomar las respectivas medidas de las muestras.

f. Hidrólisis enzimática de escobajo de uva a diferentes concentraciones de enzima.

La hidrólisis enzimática se realizó utilizando la enzima comercial Celulasa (Cellulase, enzyme blend), con código SAE0020-50ML, marca SIGMA-ALDRICH.

Se usó 10 gr de la muestra triturada y tamizada a 60 micras con 100 mililitros de buffer acetato a pH 4.8 (pH óptimo de funcionamiento de la enzima).

Para dicho experimento se trabajó con tres diferentes concentraciones, a las mismas condiciones de trabajo (45 °C, 100 ml buffer acetato, 10 gr

de muestra de escobajo de uva tamizada, 100 RPM) a concentraciones de enzima de 0.5%, 1% y 2% v/v, cada experimento se realizó por triplicado, con la finalidad de obtener un producto con mayor concentración de Nitrógeno (N), Fósforo (P) y Potasio (K), principalmente (*ver anexo 6*).

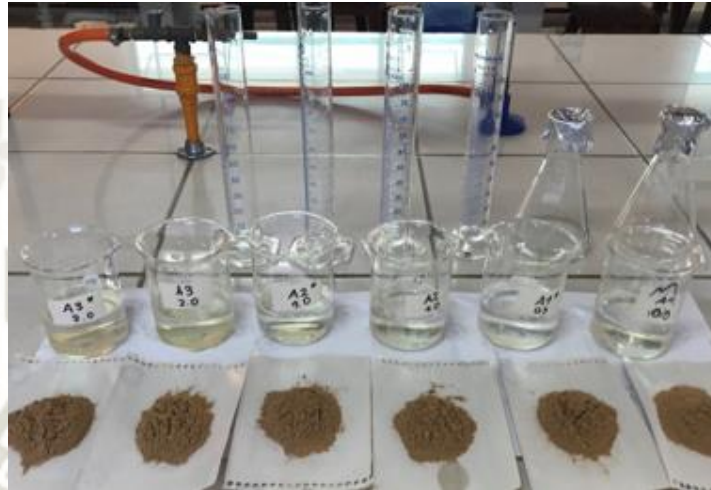


Figura 20: Material utilizado para el proceso de hidrólisis enzimática (Fuente: Elaboración Propia)

g. Obtención del escobajo de uva hidrolizado

Determinados los parámetros en condiciones óptimas de la hidrólisis enzimática, se procedió a trabajar con la mejor concentración, con el objetivo de producir el mejor hidrolizado para la próxima aplicación hacia los cultivos.

Para detener la actividad de la enzima en las muestras se las colocó en el baño María a 90°C por 30 minutos con la finalidad de desnaturalizar la enzima, así como también para evaporar las trazas del ácido acético, y al producto obtenido se lo sometió al proceso de filtración al vacío, y finalmente se lo almacenó en envases de vidrio bajo sombra, para evitar la alteración de las propiedades respectivas.



Figura 21: Filtración al vacío del escobajo de uva hidrolizado (Fuente: Elaboración propia)

h. Análisis del Escobajo de uva hidrolizado.

Las muestras del escobajo hidrolizado fueron analizadas en el Laboratorio del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA), tomando en cuenta en el análisis los siguientes parámetros: nitrógeno (N) (mg/kg), fósforo (P) (mg/kg), potasio (K) (mg/kg), calcio (Ca) (mg/kg), pH, y conductividad eléctrica (CE).

3.6.3. Evaluación del efecto en los niveles de macronutrientes (N, P, K) del suelo agrícola del viñedo "Gran Cepa" mediante la incorporación del escobajo de uva hidrolizado al cultivo indicador *Zea mays*.

a. Análisis de porcentaje de germinación

Se realizó el análisis de porcentaje de germinación de acuerdo al procedimiento utilizado en el laboratorio del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA), se utilizó 100 unidades de semillas, a las cuales se les brindó las condiciones adecuadas para su respectiva germinación, cabe indicar que para el proceso no existió previa selección, es decir la toma de semillas fue aleatoria del total de las semillas de maíz morado canteño, cabe indicar que el proceso duró 7 días.

b. Incorporación del escobajo de uva hidrolizado a las unidades de estudio.

Se trabajó con 4 muestras, el blanco (escobajo de uva sin tratamiento), concentración 1 del escobajo hidrolizado (200 ml), concentración 2 del escobajo hidrolizado (400 ml) y concentración 3 del escobajo hidrolizado (600 ml), en bolsas de cultivo con capacidad de 5 kilos, las cuales fueron alimentadas con tierra agrícola del terreno del Viñedo “La Gran Cepa” y finalmente se procedió con la siembra de maíz morado canteño, *Zea mays*. Antes de proceder con la siembra del maíz, se realizó la aplicación del fungicida agrícola “Vitavax - 300”, con el fin de evitar el desarrollo de hongos, y finalmente se colocaron las semillas en agua durante 24 horas.

c. Análisis del crecimiento del cultivo indicador del efecto de la incorporación del escobajo de uva hidrolizado enzimáticamente.

Se tuvo un total de 40 bolsas sembradas con maíz morado canteño, las cuales fueron ubicadas en el vivero A&SBAO Asesoría y Servicios biotecnológicos para la agricultura, Cerro Colorado, Arequipa.



Figura 22: Unidades experimentales del cultivo de *Zea mays* (Fuente: Elaboración propia)

Para verificar el efecto del fertilizante orgánico a base del escobajo de uva que se obtuvo mediante la hidrólisis enzimática, se controló las siguientes características del cultivo de maíz, durante la etapa vegetativa

tardía, según los descriptores de la FAO: Número total de hojas por planta (unidades), Longitud de la hoja bandera (cm), Altura del tallo (cm), Grosor de tallo (cm), y Longitud de la raíz (cm).

- **Número total de hojas:** El conteo de las hojas de la planta se realizó mediante la observación de cada una de ellas, brindando como resultado de medidas las unidades totales.
- **Longitud de la hoja bandera:** La medición se realizó con una regla metálica graduada, desde el nivel del suelo hasta la punta de la hoja más larga.
- **Longitud del tallo:** La medición se realizó con una regla metálica graduada, desde el nivel del suelo hasta el pedúnculo más próximo.
- **Longitud de la raíz:** Al final del ciclo de la evaluación se procedió a la extracción de las plantas para la medición de raíces. Una vez extraída la raíz se procedió con la medición de la raíz, desde el final del tallo hasta la punta final de la raíz.

En el caso del riego, se realizó de manera manual y tuvo una frecuencia de 3 veces a la semana, considerando un volumen aproximado de 2 a 3 L por bolsa de cultivo.

La dosificación se centró en la aplicación del Escobajo de Uva hidrolizado en tres etapas, en la siembra, a los 15 días de la siembra y a los 30 días de la siembra. Cabe indicar que cada dosis fue diluida en 2000 ml, y finalmente se procedió con la aplicación a cada una de las bolsas de cultivo (*ver anexo 7*).

Tabla 7: Codificación del Diseño experimental

Código	Descripción
B	Blanco
T1	Dosis 1: 200 ml de escobajo de uva hidrolizado
T2	Dosis 2: 400 ml de escobajo de uva hidrolizado
T3	Dosis 3: 600 ml de escobajo de uva hidrolizado

Fuente: Elaboración propia

En la Figura 23, se presenta la distribución de las unidades experimentales (bolsas de cultivo):

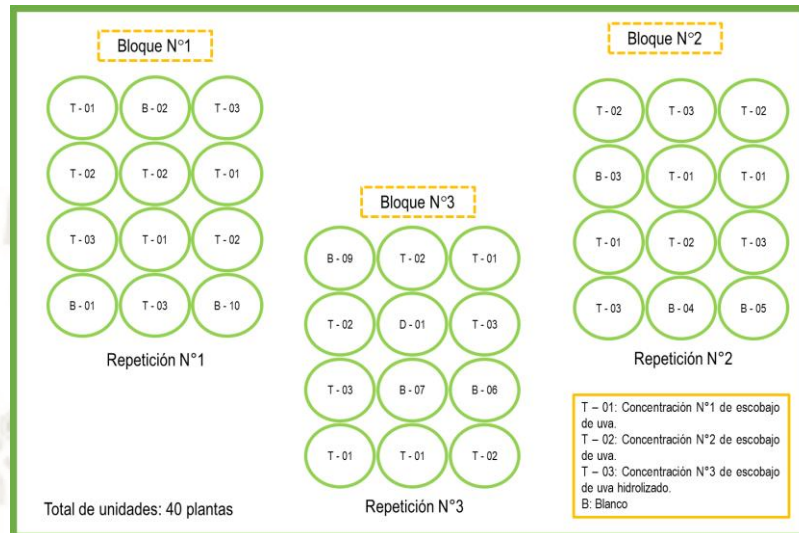


Figura 23: Diseño experimental (Fuente: Elaboración propia)

CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIONES

4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

Este capítulo presenta los resultados obtenidos de la presente investigación y las respectivas discusiones, teniendo en cuenta el desarrollo de investigaciones similares. Los resultados son presentados de acuerdo a cada objetivo específico planteado.

4.1. Análisis fisicoquímico del suelo agrícola del viñedo Gran Cepa

El análisis fisicoquímico del suelo agrícola del viñedo Gran Cepa tuvo como objetivo conocer la línea base del medio donde se apunta mejorar las concentraciones de macronutrientes para conseguir un cultivo de mejor calidad, es por ello que se realizó el análisis de la muestra en el Instituto Nacional de Innovación Agraria, obteniendo los siguientes resultados:

Tabla 8: Resultados del análisis fisicoquímico del suelo agrícola del Viñedo “Gran Cepa”, Moquegua

Parámetro	Resultado
Textura	Franco
Materia Orgánica (%)	1.60
Nitrógeno C/N (%)	0.08
Fósforo (ppm)	24.19
Potasio (ppm)	132.82
CO ₃ Ca (%)	3.60
Conductividad Eléctrica (dS/m)	1.81
Ph	8.24
Capacidad de Intercambio Catiónico (meq/100 gr de suelo)	Medio

Fuente: Informe de Laboratorio N° 8024 (INIA)

Según los resultados mostrados en la Tabla 8, el suelo agrícola se clasifica por su textura, franco, uno de los suelos más adecuado para la instalación de la mayoría de cultivos. El actual suelo presenta las siguientes propiedades, una reacción moderadamente alcalina en pH, normal en conductividad eléctrica, bajo en contenido

de materia orgánica y nitrógeno, alto en concentración de fósforo y normal en potasio, y con respecto a la capacidad de intercambio catiónico se encuentra en nivel medio (*ver anexo 1*), es decir que, antes de la siembra de algún cultivo en este suelo, debe realizar una previa incorporación de materia orgánica, uso de fertilizante para una mejor condición de macronutrientes y finalmente una corrección en la salinidad del suelo, para no afectar el desarrollo del cultivo próximo. Es por ello que se toma en cuenta lo que indica Food and Agriculture Organization of the United Nations, donde un suelo agrícola adecuado para la siembra y cultivo debe contar con lo siguiente: presencia de buena cantidad de materia orgánica, que con apoyo de la biodiversidad microbiana se convierte en fertilizantes naturales, en el caso el pH, debe cumplir el rango que oscila entre 5.5 y 7, en caso no cumpla este rango es necesario realizar correcciones, y finalmente la tercera característica importante es la textura y estructura, lo que está relacionado directamente con la disponibilidad y adsorción de nutrientes.

4.2. Evaluación de la hidrólisis de escobajo de uva mediante el método de hidrólisis enzimática realizado con enzimas celulasas a diferentes concentraciones.

Inicialmente se realizó un análisis de macronutrientes a la muestra del escobajo de uva a utilizar, con el objetivo de conocer las condiciones iniciales de la materia prima que fue utilizada para el proceso de hidrólisis enzimática (*ver anexo 2*).

Al análisis de la muestra se realizó en el Instituto Nacional de Innovación Agraria, utilizando la metodología de digestión en ácido fuerte en forma total, obteniendo los siguientes resultados:

Tabla 9: Resultados del análisis de macronutrientes del escobajo de uva del Viñedo “Gran Cepa”, Moquegua

Parámetro	Resultado
Nitrógeno (%)	6.48
Fósforo (mg/kg)	1204
Potasio (mg/kg)	18000
Proteína (%)	40.50

Fuente: Informe de Laboratorio N° 8086 (INIA)

Según los resultados mostrados en la Tabla 9, el escobajo de uva presenta mayor concentración de nitrógeno, teniendo un valor de 6.48 %, es decir 64 800 mg/kg, en comparación a la concentración de fósforo que presenta 1204 mg/kg, y en el caso de potasio presenta una concentración de 18 000 mg/kg. Salgado en el 2014, realizó un análisis de la composición química y biológica de los residuos generados de la industria vitivinícola (raspón de uva, sarmiento, bagazo, vinaza), teniendo como resultado que la fuente principal es de nitrógeno en todos los casos, por ejemplo, en el caso del raspón o escobajo de uva presenta una concentración de 5 062mg/kg, en el caso del bagazo presenta una concentración de 169 700 mg/kg, en el caso de la vinaza presenta una concentración de 3.2 mg/kg, y en el caso de los demás macronutrientes presentan concentraciones menores, dando coincidencia con nuestros resultados obtenidos y haciendo evidente que los constituyentes principales de la pared celular de la fibra de las plantas son la celulosa, hemicelulosa y lignina.

Una vez teniendo conocimiento de la composición de nuestra materia prima, se procedió con el desarrollo de la hidrólisis enzimática haciendo uso de la enzima comercial Celulasa (Cellulase, enzyme blend), con código SAE0020-50ML, marca SIGMA-ALDRICH. Por ello, primeramente, se realizó la evaluación de la actividad enzimática, trabajando con tres concentraciones (1%, 1.5% y 2%), sobre 10 gr de escobajo de uva tamizado, más 100 ml de solución de buffer acetato a pH 4.8 y posteriormente se replicó en mayores volúmenes con la mejor concentración de enzima y en el mejor tiempo, teniendo en cuenta la mayor producción de azúcares reductores.

Los resultados obtenidos fueron procesados estadísticamente, haciendo uso del software SPSS 21, realizando el análisis de varianza de medidas repetidas respectivamente.

Inicialmente, se debe reconocer los factores intersujetos e intrasujetos que influyen en la evaluación de la concentración de la enzima Celulasa, según el análisis empleado de medidas repetidas. A continuación, se presenta ello:

Tabla 10: Factores para el análisis de medidas repetidas en la evaluación de la concentración de la enzima celulasa

FACTOR	NOMBRE	NIVELES
INTER*	Concentración de enzima	A1 - 0.5 %
		A2 - 1.0 %
		A3 - 2.0 %
INTRA*	Tiempo (min)	0
		30
		60
		90
		120
		150
		180
		210
		270
		330
		390
		450
		510
570		
630		

INTER*, significa intersujetos, haciendo referencia a la concentración de enzima a emplear, siendo 1%, 1.5% y 2%.

INTRA*, significa intrasujetos, haciendo referencia al tiempo de hidrolización, siendo (0 a 630 min).

Para el procedimiento de los datos, se inició realizando una gráfica de perfiles de la obtención de glucosa con respecto al tiempo en las tres concentraciones mencionadas anteriormente (*ver la lectura de datos en el anexo 8*).

En la Figura 24 se observa la evolución de la obtención de glucosa a través del tiempo, teniendo a evaluación tres concentraciones (A1 – 1%, A2 - 1.5% y A3 – 2%), como se aprecia en la gráfica de perfiles, verificando que en su mayoría tienden a ascender en la producción de azúcares primarios, pero en pocas instancias tiende a descender, esto se debe al desarrollo del proceso biológico de la enzima Celulasa (Arellano Perales, 2015).

Realizando comparaciones entre las tres concentraciones, se puede asumir en primera instancia que la concentración 3 (A3), es la que genera mayor producción de glucosa y la concentración 1 (A1) es la que genera menor producción de glucosa, en el transcurso del tiempo de evaluación (630 minutos).

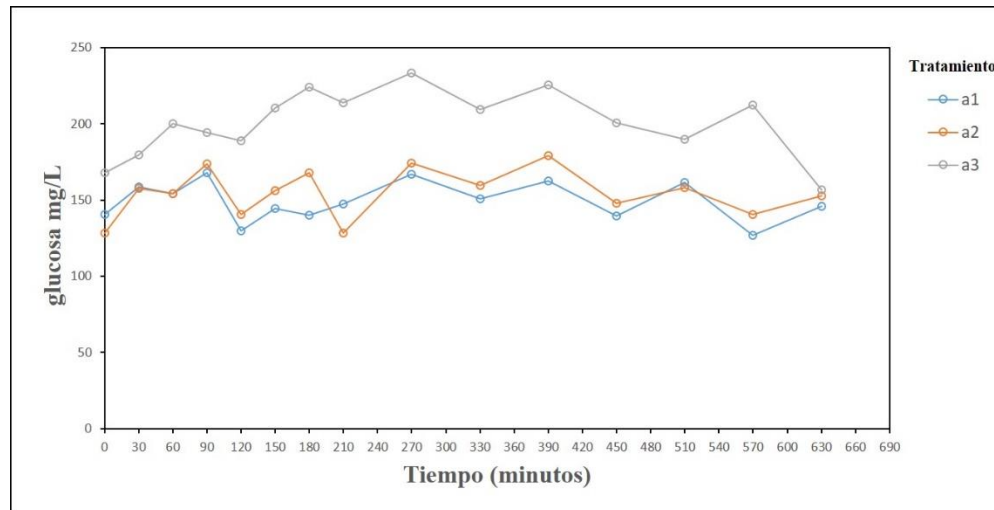


Figura 24: Gráfica de perfiles para la concentración de glucosa (mg/L) obtenida con diferentes concentraciones de enzima celulasa.

Debido a que la evaluación de la producción de glucosa fue basada en el transcurso del tiempo, se realizó una verificación de las diferencias observadas mediante el análisis estadístico de varianza de medidas repetidas, donde es necesario, cumplir con ciertos supuestos, como el de esfericidad para poder seleccionar las pruebas estadísticas subsecuentes, la prueba de esfericidad W de Mauchly mostró un valor de 0.000 ($p > 0.05$) (ver anexo 10), por lo cual el supuesto no se cumple, por ende, es necesario aplicar correctores para poder identificar diferencias significativas en los efectos de la respectiva evaluación de la producción de glucosa. Por ello, en la Tabla 11, se presenta los resultados del análisis de los factores intrasujetos de los efectos del tiempo y la concentración de enzima sobre la producción de glucosa:

Tabla 11: Análisis intrasujetos de efectos del tiempo y de la concentración de enzima sobre la concentración de glucosa obtenida a partir de la hidrólisis enzimática

Fuente	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	Valor F	Valor-P
Tiempo	23520.410	1.443	16294.745	10.935	0.006
Tiempo * tratamiento	18908.629	2.887	6549.871	4.395	0.039
Error	12906.079	8.661	1490.204		

Fuente: Elaboración propia

La prueba de significancia de efectos intrasujetos fue realizada con el estadístico de Greenhouse-Geisser debido a que no se cumplió el supuesto de esfericidad. Se observa que tanto el factor Tiempo ($P = 0.006$), como la interacción Tiempo*Tratamiento ($P = 0.039$), son significativas estadísticamente rechazando la igualdad de promedios en las mediciones a lo largo del tiempo, indicando al 95% de confianza.

Una vez realizada la prueba de significancia, se procedió a realizar las comparaciones múltiples para la concentración de glucosa obtenida en cada uno de los tratamientos mediante la técnica LSD Fisher, obteniendo lo siguiente:

Tabla 12: Comparaciones múltiples para la concentración de glucosa registrada según cada tratamiento en distinto tiempo mediante LSD Fisher.

Minutos	A1	A2	A3
0	148.48+/-28.69 ^{abcd}	128.48+/-32.04 ^a	143.86+/-32.65 ^a
30	158.53+/-53.07 ^{cd}	157.42+/-32 ^{bcde}	179.43+/-34.79 ^{abc}
60	154.08+/-35.43 ^{bcd}	153.96+/-32.7 ^{bcd}	200.21+/-50.89 ^{cde}
90	167.81+/-34.79 ^d	173.74+/-31.96 ^{de}	194.39+/-32.3 ^{bcd}
120	129.7+/-32.11 ^{ab}	140.6+/-39.73 ^{ab}	188.71+/-77.53 ^{bcd}
150	144.56+/-47.61 ^{abcd}	156.06+/-33.4 ^{bcd}	210.59+/-55.3 ^{cde}
180	139.86+/-33.69 ^{abc}	167.81+/-31.93 ^{cde}	223.83+/-56.06 ^{de}
210	147.4+/-41.44 ^{abcd}	128.36+/-32.4 ^a	213.56+/-32.04 ^{cde}
270	166.94+/-32.4 ^d	174.11+/-35.17 ^{de}	233.1+/-43.25 ^e
330	150.74+/-45.38 ^{abcd}	159.4+/-40.48 ^{bcde}	209.23+/-31.93 ^{cde}
390	162.74+/-32.07 ^{cd}	179.31+/-32.4 ^e	225.43+/-40.1 ^{de}
450	139.74+/-33.79 ^{abc}	147.9+/-34.91 ^{abc}	200.58+/-50.65 ^{cde}
510	161.38+/-33.69 ^{cd}	158.29+/-34.43 ^{bcde}	190.07+/-32.45 ^{bcd}
570	126.75+/-31.96 ^a	140.48+/-31.98 ^{ab}	212.2+/-33.59 ^{cde}
630	145.8+/-32 ^{abcd}	152.97+/-34.1 ^{bcd}	156.43+/-145.17 ^{ab}

a,b,c,d: factores de similitud o varianza.
+/-: límites de confianza

De acuerdo a los resultados reportados en la Tabla 12, para el análisis y discusión se tomó en cuenta la mayor producción de glucosa, en el primer caso, que corresponde

al tratamiento 1 (A1), tenemos que la mayor producción de glucosa fue 167.81 ± 34.79^d mg/dL a los 90 minutos, en el caso del segundo tratamiento (A2) fue 179.31 ± 32.4^e mg/dL a los 390 minutos, y finalmente en el tercer tratamiento (A3) fue 233.1 ± 43.25^e , mg/dL a los 270 minutos, siendo el último dato el factor principal para la elección de la mejor concentración para la producción de glucosa.

Tabla 13: Análisis de efectos de la concentración de enzima sobre la concentración de glucosa obtenida a partir de la hidrólisis enzimática del escobajo de uva

Fuente	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Intersección	3795122.560	1	3795122.560	1470.533	0.000
tratamiento	65873.579	2	32936.789	12.762	0.007
Error	15484.678	6	2580.780		

Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 13, referida a la significancia del tratamiento sobre la concentración de glucosa obtenida por el proceso de hidrólisis enzimática del escobajo de uva, muestra un valor P de 0.007, lo cual permite rechazar la hipótesis nula y afirmar que el efecto de la concentración de enzima es significativo en la obtención de glucosa en el tratamiento enzimático del escobajo de uva, por lo tanto se puede afirmar que el hidrolizado obtenido no es el mismo en las tres concentraciones aplicadas (A1,A2 y A3).

Tabla 14: Comparaciones múltiples para la diferencia en la concentración de glucosa registrada según el tiempo de evaluación mediante LSD Fisher.

Tratamiento	Tiempo (min)				
	0	30	60	90	120
A1	148.48+/-28.69 ^a	158.53+/-53.07 ^a	154.08+/-35.43 ^a	167.81+/-34.79 ^a	129.7+/-32.11 ^a
A2	128.48+/-32.04 ^a	157.42+/-32.00 ^a	153.96+/-32.7 ^a	173.74+/-31.96 ^{ab}	140.6+/-39.73 ^a
A3	143.86+/-32.65 ^a	179.43+/-34.79 ^a	200.21+/-50.89 ^b	194.39+/-32.3 ^b	188.71+/-77.53 ^b

Tratamiento	Tiempo (min)				
	150	180	210	270	330
A1	144.56+/-47.61 ^a	139.86+/-33.69 ^a	147.4+/-41.44 ^a	166.94+/-32.4 ^a	150.74+/-45.38 ^a
A2	156.06+/-33.4 ^a	167.81+/-31.93 ^a	128.36+/-32.4 ^a	174.11+/-35.17 ^a	159.4+/-40.48 ^a
A3	210.59+/-55.3 ^b	223.83+/-56.06 ^b	213.56+/-32.04 ^b	233.1+/-43.25 ^b	209.23+/-31.93 ^b

Tratamiento	Tiempo (min)				
	390	450	510	570	630
A1	162.74+/-32.07 ^a	139.74+/-33.79 ^a	161.38+/-33.69 ^a	126.75+/-31.96 ^a	145.8+/-32.00 ^a
A2	179.31+/-32.4 ^a	147.9+/-34.91 ^a	158.29+/-34.43 ^a	140.48+/-31.98 ^a	152.97+/-34.1 ^a
A3	225.43+/-40.1 ^b	200.58+/-50.65 ^b	190.07+/-32.45 ^b	212.2+/-33.59 ^b	194.25+/-49.44 ^b

a,b,c,d: factores de similitud o varianza.
+/-: límites de confianza

Teniendo los resultados finales, se determina estadísticamente que la mejor concentración a utilizar para la producción del hidrolizado de escobajo de uva es la Concentración 3 (A3) teniendo la mayor producción de glucosa (233.1+/-43.25^b) mg/dL, siendo este valor comparado y evaluado con los resultados obtenidos por Arellano Perales en el 2015, quien realizó el tratamiento enzimático con celulasa sobre las ramas de *Jatropha Curcas* obteniendo una concentración de 1.30 g/L, cabe indicar que para dicha hidrólisis se realizó un pretratamiento alcalino con el objetivo de facilitar la ruptura de los enlaces poliméricos, dando razón que la obtención de azúcares reductores a partir del escobajo de uva es mayor que la de *Jatropha Curcas*. Cabe mencionar que se tiene cercanía en los resultados comparados con Arellano Perales en el 2015. Sin embargo, con los resultados de Linares Díaz (2018) se tuvo diferencias ya que su resultado fue 37.16 g/L, es decir que, se tuvo mayor concentración a la que se obtuvo en la presente investigación, siendo la razón principal la composición del sustrato sometido al proceso de hidrólisis y al pretratamiento realizado.

Es por ello que, se debe conocer que, la actividad de las celulasas produce la ruptura de las cadenas poliméricas de la celulosa y la hemicelulosa principalmente, por ello a partir de la celulosa se obtiene glucosa, mientras que a partir de la hemicelulosa se obtienen diferentes monosacáridos como xilosa, glucosa, arabinosa, entre otros, entendiendo que la principal ventaja de la hidrólisis enzimática es que no presenta problemas de corrosión, comparándola con la hidrólisis química (Montaño Morales, 2014).

Después de determinar la concentración y el tiempo adecuado para la mayor producción de glucosa, se produjo en mayores volúmenes para la aplicación como fertilizante orgánico, teniendo en cuenta las concentraciones de macronutriente, es por ello que se realizó el análisis de NPK, en el Instituto Nacional de Innovación Agraria (*ver anexo 3*), emitiendo los siguientes resultados:

Tabla 15: Resultados de las concentraciones de macronutrientes (NPK) del escobajo de uva

Parámetro	Resultado
Nitrógeno (%)	0.06
Fósforo (mg/kg)	64.00
Potasio (mg/kg)	1300.00
Conductividad Eléctrica (dS/m)	0.99

Fuente: Informe de Laboratorio N° 8164 (INIA)

Como se observa en la Tabla 15, el escobajo de uva hidrolizado presenta menores concentraciones con respecto a las iniciales, pero cabe indicar que la condición de los macronutrientes después del proceso de hidrólisis, da lugar a un producto rico en nitrógeno y aminoácidos libres, que puede constituir la base de un fertilizante orgánico dado el contenido en N orgánico que posee, así como la funcionalidad de los aminoácidos que aporta a la planta (Pérez Gálvez, 2006).

4.3. Evaluación del efecto en los niveles de los macronutrientes (NPK) del suelo agrícola del viñedo "Gran Cepa" mediante la incorporación del escobajo de uva hidrolizado al cultivo indicador *Zea mays*.

Teniendo conocimiento de las concentraciones de macronutrientes del escobajo de uva hidrolizado, se procedió con la aplicación a un cultivo real, que en este caso fue *Zea mays*, cultivo elegido por el tiempo de crecimiento, alcanzando alturas hasta 130 cm en el período de 30 días y con un número de hojas promedio de 6 unidades (A. Soplín, Rengifo, & Chumbe, 1993).

Los promedios de longitud de tallo (cm), longitud de hoja guía (cm), grosor de tallo (cm) y número de hojas (unidades) de las unidades experimentales fueron sometidas a un análisis de varianza de medidas repetidas, ya que se evaluaron con respecto al tiempo, haciendo uso del software SPSS21 (*ver el resumen de los datos obtenidos en campo en el anexo 9*).

Primeramente, se reconoció los factores que intervienen en el análisis de medidas repetidas en la evaluación del cultivo de maíz morado, los cuales se muestran en la Tabla 16:

Tabla 16: Factores para el análisis de medidas repetidas en la evaluación del cultivo *Zea mays*

FACTOR	NOMBRE	NIVELES
INTERSUJETO	Tratamiento	Blanco
		T1
		T2
		T3
INTRASUJETO	Días	D15
		D25
		D35
		D42

Fuente: Elaboración propia

4.3.1. Longitud de tallo

Para el análisis de la longitud del tallo con respecto al tiempo se realizó la gráfica de perfiles, que a continuación se presenta en la Figura 25:

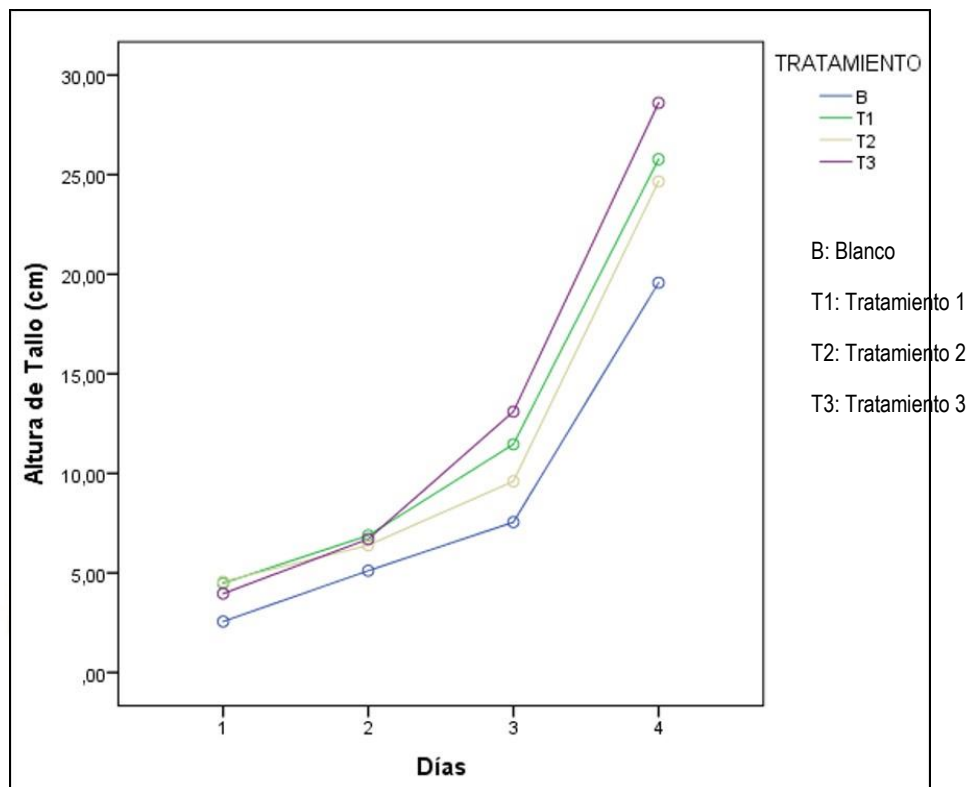


Figura 25: Gráfica de perfiles para la longitud del tallo del cultivo *Zea mays* según los tratamientos

Cabe indicar que el análisis de medidas repetidas requiere el cumplir ciertos supuestos, como el de esfericidad para poder seleccionar las pruebas estadísticas subsecuentes, la prueba de esfericidad W de Mauchly para los valores de altura de tallo mostró un valor de 0.209 ($p > 0.05$), por ello el análisis de varianza intra tratamientos será realizado asumiendo esfericidad (*ver anexo 11*).

Tabla 17: Análisis de efectos intrasujetos para la longitud del tallo del cultivo *Zea mays* según tratamientos

Fuente	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Días	10366.213	3	3455.404	324.122	0.000
Días*Tratamiento	215.578	9	23.953	2.247	0.024
Error	1151.369	108	10.661		

Fuente: Elaboración propia

La prueba de significancia de efectos intrasujetos muestra al factor Día y al Factor Día*Tratamiento como estadísticamente significativos a un 95% de confianza, lo cual indica que se encontrarán diferentes medidas de los tallos si se evalúa en días diferentes y al mismo tiempo estas medidas serán diferentes si

se evalúa el mismo día, pero con diferente tratamiento, mostrándose dicha información en la Tabla 18:

Tabla 18: Comparaciones múltiples para la longitud del tallo del cultivo *Zea mays* según tratamientos en relación al tiempo mediante LSD Fisher.

Días	Blanco	T1	T2	T3
D15	3.2+/-1.29 ^a	4.48+/-1.08 ^a	4.57+/-0.86 ^a	3.96+/-0.97 ^a
D25	6.39+/-2.47 ^{ab}	6.88+/-1.47 ^b	6.39+/-1.34 ^a	6.7+/-1.27 ^a
D35	9.44+/-4.15 ^b	11.46+/-2.22 ^c	9.6+/-2.25 ^b	13.1+/-3.96 ^b
D42	24.46+/-3.19 ^c	25.77+/-1.69 ^d	24.66+/-3.51 ^c	28.6+/-4.23 ^c

a,b,c,d: factores de similitud o varianza.
+/-: límites de confianza

A continuación, en la siguiente Tabla 19, se presenta el análisis de efectos intersujetos para el crecimiento de los tallos del cultivo *Zea mays*:

Tabla 19: Análisis de efectos intersujetos para el crecimiento del tallo del cultivo *Zea mays*

Fuente	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Intersección	20466.576	1	20466.576	471.718	0.000
Tratamiento	427.800	3	142.600	3.287	0.032
Error	1561.945	36	43.387		

Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 19, referida al factor de significancia se observa un valor P de 0.032, lo cual acepta la hipótesis alternativa de diferencia significativa entre tratamientos y afirma que el efecto del tratamiento aplicado, es significativo sobre el tamaño de tallo de *Zea maíz* en etapa vegetativa, es decir el tamaño de tallo no es el mismo en los tres tratamientos aplicados y el blanco (B, T1, T2 y T3).

Tabla 20: Comparaciones múltiples para la Longitud del tallo del cultivo de *Zea mays* con respecto al tiempo mediante LSD Fisher.

Días	D15	D25	D35	D42
Blanco	3.2+/-1.29 ^a	6.39+/-2.472 ^a	9.44+/-4.148 ^a	24.46+/-3.19 ^a
T1	4.48+/-1.08 ^{ab}	6.88+/-1.471 ^a	11.46+/-2.223 ^a	25.77+/-1.695 ^a
T2	4.57+/-0.86 ^b	6.39+/-1.339 ^a	9.6+/-2.247 ^a	24.66+/-3.505 ^a
T3	3.96+/-0.97 ^{ab}	6.7+/-1.27 ^a	13.1+/-3.957 ^a	28.6+/-4.225 ^a

a,b,c,d: factores de similitud o varianza.
+/-: límites de confianza

Según el análisis de LSD Fisher, presenta que al D15 (día 15) los tratamientos (T1, T2 y T3) y el blanco son diferentes entre sí, en el caso de D25 (día 25), D35 (día 35) y D42 (día 42), no presentan diferencia significativa, debido a que existe una cierta permanencia del tamaño del tallo del cultivo *Zea mays*.

Cabe indicar que el período de evaluación fue durante los primeros 42 días, perteneciendo este período a la etapa vegetativa temprana según Corn Growth and Development de DuPont Pioneer (2015). En esta etapa, normalmente, la elongación del tallo se da en mínimas medidas, donde la disponibilidad de los nutrientes en el suelo va de la mano con el crecimiento de la planta, para ello, cabe indicar que el punto de crecimiento para la etapa mencionada está por debajo de la superficie del suelo, pero en el caso que el *Zea mays* cuente con 6 hojas a más, el punto de crecimiento emerge sobre la superficie del suelo, ya que todas las partes de la planta inician su crecimiento (Edicott, Brueland, & Keith, 2015).

4.3.2. Diámetro de tallo

En la Figura 26 se muestra la gráfica de perfiles manifestando que, el blanco y los tres tratamientos (T1, T2 y T3), presentan el crecimiento ascendente del diámetro del tallo del cultivo *Zea mays*. En caso del tratamiento 3 (T3), presenta una mayor medida del diámetro del tallo correspondiente a la cuarta medición, en cambio, en el caso del blanco, presenta la menor medida del diámetro del tallo del cultivo, por ende, se puede deducir que la aplicación del fertilizante orgánico influye en el aumento del grosor del tallo de la planta.

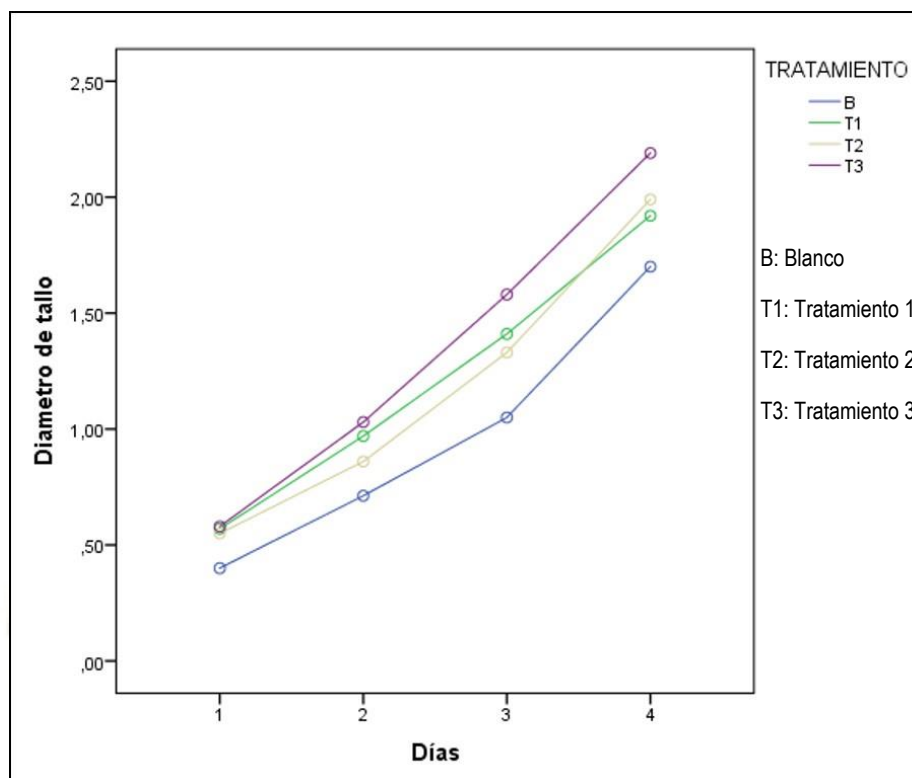


Figura 26: Gráfica de perfiles para el diámetro del tallo del cultivo *Zea mays*

En el análisis de efectos intrasujetos para el diámetro del tallo de *Zea mays*, se realizó la prueba de esfericidad W de Mauchly, según los datos reportados, mostró un valor de 0.168 ($p > 0.05$) lo que manifiesta la consideración del valor de esfericidad, ya que cumple con el principio, por ello el análisis de varianza intra tratamientos será realizado asumiendo dicho valor (*ver anexo 12*).

Tabla 21: Análisis de efectos intrasujetos para el diámetro del tallo del cultivo *Zea mays* según tratamientos

Fuente	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Días	42.564	3	14.188	398.939	0.000
Días*Tratamiento	0.472	9	0.052	1.474	0.168
Error	3.628	102	0.036		

Fuente: Elaboración propia

Seguidamente, para la comparación múltiple del diámetro del tallo en la etapa vegetativa a pesar de haber tomado en cuenta el valor de esfericidad, se requiere de mayor especificidad, por ello, se utilizó LSD Fisher, brindando los siguientes resultados en la Tabla 22:

Tabla 22: Comparaciones múltiples para la el diámetro del tallo del cultivo *Zea mays* según los tratamientos con respecto al tiempo mediante LSD Fisher

Días	Blanco	T1	T2	T3
D15	0.4+/-0.08 ^a	0.57+/-0.09 ^a	0.55+/-0.15 ^a	0.58+/-0.1 ^a
D25	0.71+/-0.13 ^b	0.97+/-0.16 ^b	0.86+/-0.21 ^b	1.03+/-0.23 ^b
D35	1.05+/-0.11 ^c	1.41+/-0.23 ^c	1.33+/-0.25 ^c	1.58+/-0.31 ^c
D42	1.7+/-0.29 ^d	1.92+/-0.21 ^d	1.99+/-0.27 ^d	2.19+/-0.44 ^d

a,b,c,d: factores de similitud o varianza.
+/-: límites de confianza

Como se observa en la Tabla 22, el blanco, el tratamiento 1 (T1), el tratamiento 2 (T2) y el tratamiento 3 (T3), presentan resultados significativamente diferentes con respecto a los períodos de tiempo, siendo estos D15 (a los 15 días), D25 (a los 25 días), D35 (a los 35 días) y D42 (a los 42 días), respectivamente.

Seguidamente se realizó el análisis de efectos intersujetos es decir entre tratamientos, donde se obtuvo los siguientes resultados:

Tabla 23: Análisis de efectos intersujetos para el crecimiento del diámetro del tallo del cultivo *Zea mays* según tratamientos

Fuente	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Intersección	208.847	1	208.847	743.602	0.000
Tratamiento	2.604	3	0.868	3.091	0.040
Error	9.549	34	0.281		

Fuente: Elaboración propia

Como se muestra en la Tabla 23 presenta un valor de esfericidad de 0.040, no cumpliendo el principio ($p > 0.05$), indica que no existe diferencia significativa entre tratamientos, por ello finalmente se realizó el análisis estadístico de Tuckey, realizando las comparaciones múltiples con respecto a las medidas de los diámetros del tallo del *Zea mays* a través del tiempo, teniendo los siguientes resultados:

Tabla 24: Comparaciones múltiples para el crecimiento del diámetro del tallo del cultivo de *Zea mays* con respecto al tiempo mediante Tuckey

Días	D15	D25	D35	D42
Blanco	0.4+/-0.08 ^a	0.71+/-0.13 ^a	1.05+/-0.11 ^a	1.7+/-0.29 ^a
T1	0.57+/-0.09 ^a	0.97+/-0.16 ^a	1.41+/-0.23 ^{ab}	1.92+/-0.21 ^a
T2	0.55+/-0.15 ^a	0.86+/-0.21 ^a	1.33+/-0.25 ^{ab}	1.99+/-0.27 ^a
T3	0.58+/-0.1 ^a	1.03+/-0.23 ^a	1.58+/-0.31 ^a	2.19+/-0.44 ^a

a,b,c,d: factores de similitud o varianza.
+/-: límites de confianza

Según el análisis de Tuckey, nos presenta que no existe diferencia significativa entre tratamiento con respecto al tiempo, excepto el tratamiento 1 (T1) y tratamiento 2 (T2), en la instancia del período del día 35 (D35), mostrando una pequeña variación, lo que manifiesta que la aplicación del fertilizante orgánico no influye de manera directa y significativa en el crecimiento del grosor del tallo del cultivo *Zea mays*, durante los 42 días de evaluación. Cabe indicar que la cantidad de nutrientes absorbidos durante los primeros 21 días después de la siembra no es abundante y representa alrededor de 8% del total, es por ello que los resultados analizados estadísticamente, dan razón a lo indicado según Lazcano en el año 2010. Por ello es importante conocer la fertilización adecuada para el cultivo, ya que este puede sufrir por saturación o por escasez de nutrientes disponibles para la planta.

4.3.3. Número de hojas

En la Figura 27, se muestra la gráfica de perfiles manifestando que, los tratamientos (T1, T2 y T3) y el blanco presentan el aumento del número de hojas con respecto al tiempo del cultivo *Zea mays*, según la gráfica. Pero cabe indicar que se requiere de la comprobación estadística para afirmar lo observado en la gráfica de perfiles.

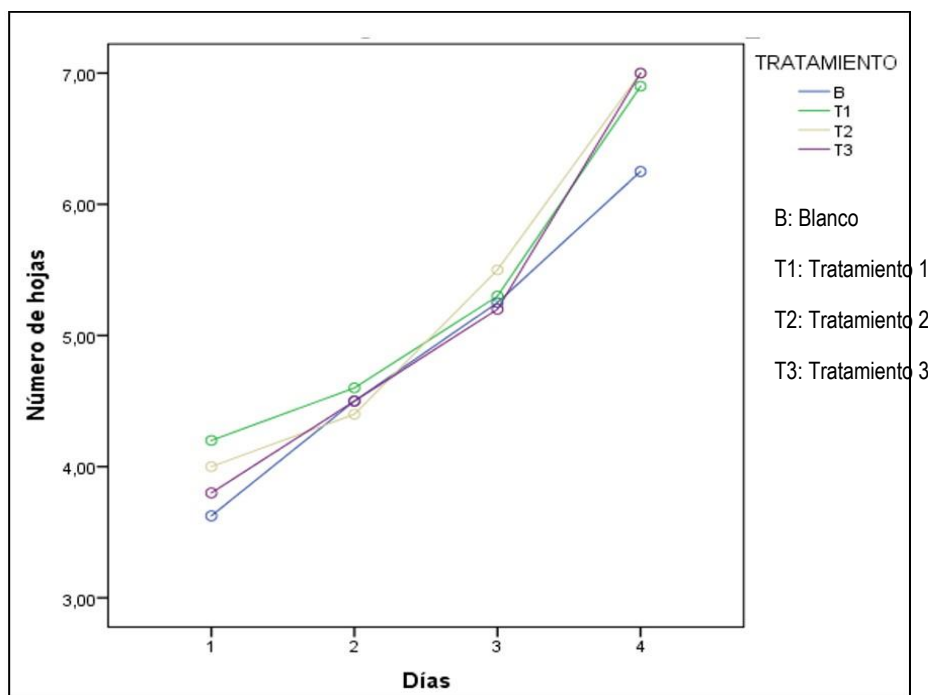


Figura 27: Gráfica de perfiles para número de hojas del cultivo de *Zea mays* según tratamientos

Como principio del análisis de medidas repetidas se sabe que se debe cumplir con ciertos supuestos, como el de esfericidad para poder seleccionar las pruebas estadísticas subsecuentes. Es por ello que en la Tabla 25 y en el *anexo 13*, se presentan los correspondientes resultados:

Tabla 25: Análisis de efectos intrasujetos para el número de hojas del cultivo *Zea mays* en su etapa germinativa según tratamientos

Fuente	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Días	176.001	3	58.667	276.319	0.000
Días*Tratamiento	3.179	9	0.353	1.664	0.107
Error	21.656	102	0.212		

Fuente: Elaboración propia

La prueba de esfericidad W de Mauchly para los valores de número de hojas mostró un valor de 0.107 ($p > 0.05$) lo que manifiesta la consideración del valor de esfericidad, por ello el análisis de varianza intra tratamientos será realizado asumiendo dicho valor.

Al realizar las comparaciones múltiples con respecto al número de hojas en relación al tiempo, según LDS Fisher, se presenta los siguientes resultados:

Tabla 26: Comparaciones múltiples para el número de hojas con respecto al tiempo mediante LSD Fisher.

Días	Blanco	T1	T2	T3
D15	3.63+/-0.62 ^a	4.2+/-0.3 ^a	4+/-0 ^a	3.8+/-0.3 ^a
D25	4.5+/-0.45 ^b	4.6+/-0.37 ^a	4.4+/-0.5 ^a	4.5+/-0.51 ^b
D35	5.25+/-0.39 ^c	5.3+/-0.48 ^b	5.5+/-0.51 ^b	5.2+/-0.45 ^c
D42	6.25+/-0.39 ^d	6.9+/-0.71 ^c	7+/-0.58 ^c	7+/-0.48 ^d

a,b,c,d: factores de similitud o varianza.
+/-: límites de confianza

Como se observa en la Tabla 26, se demuestra que los tratamientos y el blanco (B, T1, T2 y T3) con respecto a los períodos de tiempo D15, D25, D35 y D42 presentan valores diferentes. A excepción de los tratamientos 1 (T1) y 2 (T2) no presentan variaciones en los períodos de tiempo D15 (a los 15 días) y D25 (a los 25 días).

Al realizar el análisis de efectos intersujetos en con respecto al número de hojas del cultivo *Zea mays*, presenta los siguientes resultados:

Tabla 27: Análisis de efectos intersujetos en el número de hojas del cultivo *Zea mays*.

Fuente	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Intersección	3957.706	1	3957.706	4100.157	0.000
Tratamiento	2.530	3	0.843	0.874	0.464
Error	32.819	34	0.965		

Fuente: Elaboración propia

Teniendo en cuenta que el valor de esfericidad con respecto a los tratamientos (T1, T2 y T3) y blanco, que presenta la Tabla 27, cumple con el principio ($p > 0.05$), presentando un valor de 0.464, es por ello que se asume el valor de esfericidad.

Seguidamente realizando el análisis según Tuckey y Bonferroni, se obtienen los mismos resultados que se presentan a continuación:

Tabla 28: Comparaciones múltiples para el número de hojas con respecto al tiempo mediante Tuckey o Bonferroni

Días	D15	D25	D35	D42
Blanco	3.63+/-0.62 ^a	4.5+/-0.45 ^a	5.25+/-0.39 ^a	6.25+/-0.39 ^a
T1	4.2+/-0.30 ^a	4.6+/-0.37 ^a	5.3+/-0.48 ^a	6.9+/-0.71 ^a
T2	4+/-0.00 ^a	4.4+/-0.5 ^a	5.5+/-0.51 ^a	7+/-0.58 ^a
T3	3.8+/-0.30 ^a	4.5+/-0.51 ^a	5.2+/-0.45 ^a	7+/-0.48 ^a

a,b,c,d: factores de similitud o varianza.

+/-: límites de confianza

Como se aprecia en la Tabla 28, se observa que todos los tratamientos, es decir, T1, T2, T3 y blanco, no presentan variaciones significativas en relación a los períodos de tiempo, por lo que se define que no influye la aplicación del fertilizante orgánico en el número de hojas con respecto a la etapa inicial vegetativa del cultivo de *Zea mays*. Sin embargo, es importante mencionar que, los sistemas de altura de la planta o numeración de hojas expuestas no son tan precisos como el sistema del cuello de la hoja. Las plantas responderán a diferentes ambientes o situaciones estresantes a las cuales se sometan, pero cabe indicar que, el sistema de numeración de hojas no requiere el conteo de formación de cuellos, por lo tanto, se presta a distintas interpretaciones y puede llevar a etapas menos consistentes (A. Soplín, Rengifo, & Chumbe, 1993).

Es importante saber que, cuando el cultivo presente 6 a más hojas se determina el número potencial de hileras en la mazorca. El número potencial de hileras es afectado por factores genéticos y ambientales, el cual es reducido por condiciones de estrés. Es por ello que la disponibilidad de nutrientes se debe basar principalmente en la de nitrógeno, fósforo y potasio, asimismo, se debe considerar la constancia de riego, control de malezas y de plagas.

4.3.4. Longitud de hoja de referencia y hoja bandera

De acuerdo a la medición de la longitud de la hoja de referencia se obtuvo los siguientes resultados, que se manifiesta en la gráfica de perfiles presentada en la Figura 28:

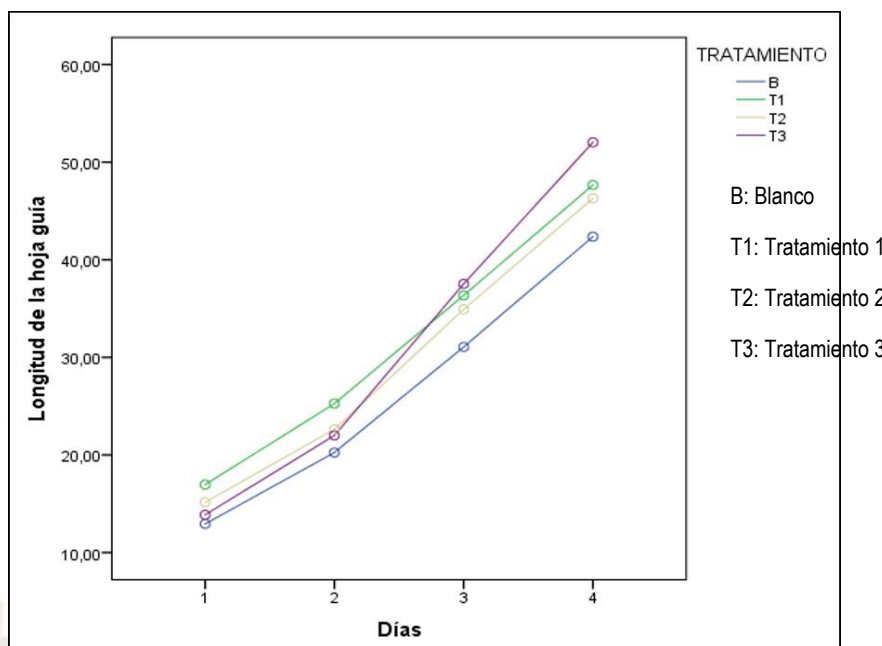


Figura 28: Gráfica de perfiles para longitud de la hoja guía u hoja de referencia del cultivo *Zea mays* con respecto al tiempo.

Como se observa en la Figura 28, la longitud de la hoja guía tiende a aumentar con el transcurso del tiempo, manifestando la mayor longitud en el tratamiento 3 (T3) en el período del día 42 (D42), y con respecto al blanco presenta las menores longitudes a lo largo del período total de evaluación de cultivo.

Para el análisis de medidas repetidas requiere el cumplimiento de ciertos supuestos, por lo que es necesario realizar la prueba de esfericidad W de Mauchly ($p > 0.05$), ver anexo 14, teniendo en este caso el valor de 0.013, lo que significa el no cumplimiento del principio, por lo que no se asume dicho valor para la evaluación de los efectos intrasujetos para la medición de la longitud de la hoja guía de *Zea mays*.

Tabla 29: Análisis de efectos intrasujetos para longitud de la hoja guía del cultivo de *Zea mays* según tratamientos

Fuente	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Días	22789.702	3	7596.567	556.441	0.000
Días*Tratamiento	306.756	9	34.084	2.497	0.013
Error	1392.510	102	13.652		

Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 30, se realizó las comparaciones múltiples para la longitud de la hoja guía del maíz, con respecto al tiempo, teniendo los siguientes resultados según el análisis de LSD Fisher:

Tabla 30: Comparaciones múltiples para longitud de la hoja guía del cultivo de *Zea mays* con respecto al tiempo mediante LSD Fisher.

Días	Blanco	T1	T2	T3
D15	12.94+/-4.39 ^a	16.96+/-2.97 ^a	15.16+/-1.71 ^a	13.86+/-3.37 ^a
D25	20.25+/-4.86 ^b	25.26+/-3.61 ^b	22.63+/-4.09 ^b	22+/-3.12 ^b
D35	31.06+/-5.66 ^c	36.35+/-3.09 ^c	34.92+/-5.56 ^c	37.52+/-4.65 ^c
D42	42.36+/-5.91 ^d	47.66+/-3.81 ^d	46.29+/-6.94 ^d	52.03+/-7.3 ^d

a,b,c,d: factores de similitud o varianza.
+/-: límites de confianza

Como se muestra en la Tabla 30, los tratamientos (T1, T2 y T3) y el blanco, presentan diferencias con respecto a los períodos de tiempo, por lo que en primera instancia se puede afirmar que existe influencia de la aplicación del fertilizante orgánico a base de escobajo de uva tratado mediante hidrólisis enzimática.

En seguida, se realizó el análisis de efecto intersujetos con respecto a la longitud de la hoja guía, teniendo en cuenta el principio de esfericidad ($W > 0.05$), presentando en este caso un valor de 0.225, por lo que se asume este valor de esfericidad, según Tabla 31.

Tabla 31: Análisis de efectos intersujetos para la longitud de la hoja guía del cultivo *Zea mays*.

Fuente	Suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Intersección	133982.323	1	133982.323	1156.288	0.000
Tratamiento	531.150	3	177.050	1.528	0.225
Error	3939.675	34	115.873		

Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 32, se presenta los resultados del análisis de las comparaciones múltiples para la longitud de hoja guía del cultivo de *Zea mays* realizada mediante el análisis de Tuckey:

Tabla 32: Comparaciones múltiples para longitud de la hoja guía del cultivo *Zea mays* según los tratamientos con respecto al tiempo mediante Tuckey.

Días	D15	D25	D35	D42
Blanco	12.94+/-4.39 ^a	20.25+/-4.86 ^a	31.06+/-5.66 ^a	42.36+/-5.91 ^a
T1	16.96+/-2.97 ^a	25.26+/-3.61 ^a	36.35+/-3.09 ^a	47.66+/-3.81 ^a
T2	15.16+/-1.71 ^a	22.63+/-4.09 ^a	34.92+/-5.56 ^a	46.29+/-6.94 ^a
T3	13.86+/-3.37 ^a	22+/-3.12 ^a	37.52+/-4.65 ^a	52.03+/-7.3 ^a

a,b,c,d: factores de similitud o varianza.

+/-: límites de confianza

En la Tabla 32, según Tuckey, no presenta diferencia significativa entre los tratamientos y el blanco con respecto a los períodos de tiempo de evaluación. Estos resultados manifiestan que la aplicación del fertilizante orgánico a base de escobajo de uva hidrolizado no influye de manera específica en el crecimiento de la hoja guía del cultivo de *Zea mays*. Asimismo, es importante tener en cuenta que la planta puede sufrir estrés, ya sea hídrico, de nutrientes, de sales, etc. por lo que debemos considerar como base para un buen desarrollo del cultivo, la constancia de riego, la dosificación aplicada de los fertilizantes, calidad del suelo, entre otros.

También debemos de considerar para las variaciones de los análisis de medidas de la hoja guía, que, la presente investigación se realizó con un período de evaluación de 42 días, perteneciendo este período a la etapa vegetativa, la cual se caracteriza por la presencia del cuello de una hoja en hojas emergidas, es decir que, a medida que la planta de maíz crece, cada hoja sucesiva sale a la luz debido a la elongación del tallo y a la expansión de la hoja. En la etapa evaluada, debemos considerar que de acuerdo a las características físicas de la hoja de la planta, podemos identificar los nutrientes que se encuentran deficientes o en cantidades de saturación, centrándonos en los macronutrientes de NPK, que son los principales para el mejor desarrollo del cultivo.

4.3.5. Longitud de raíz

En el caso de la medición de la longitud de raíz, se realizó el análisis descriptivo (ANOVA), debido a que no se evaluó en el transcurso del tiempo. Los resultados promedios se muestran en la Tabla 33:

Tabla 33: Análisis estadístico descriptivo para longitud de raíz del cultivo *Zea mays*

	Blanco	T1	T2	T3
Recuento	8	10	10	10
Promedio	24.13+/-2.31	34.72+/-5.68	30.33+/-4.87	36.69+/-3.98
Desviación Estándar	2.76237	7.93401	6.80638	5.56166

Fuente: Elaboración propia

En la Tabla 33, se presenta que en el recuento de las muestras evaluadas presentan diferencias entre el blanco y los tratamientos, es decir que, en el caso del blanco, solo se tienen 8 unidades y en el resto de los tratamientos se tienen las 10 muestras, esto se debe a que en las dos muestras faltantes no germinaron. Cabe indicar que antes de la siembra del cultivo del maíz morado (*Zea mays*) se realizó el análisis del porcentaje de germinación de la semilla adquirida, teniendo un resultado de 78%, encontrándose este valor por debajo de lo aceptado como buena semilla en el caso de *Zea mays* 85 – 100% de germinación (ver anexo 4).

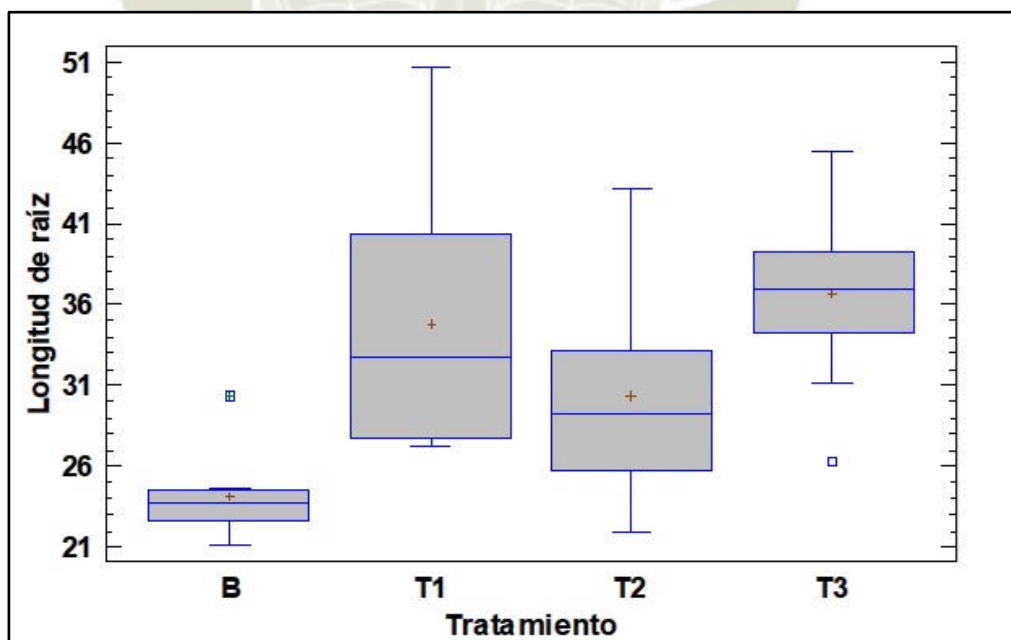


Figura 29: Promedio para longitud de raíz del cultivo *Zea mays* según tratamientos

En la Figura 28, se observa el diagrama de cajas y bigotes, para cada uno de los tratamientos y el respectivo blanco. Demostrando que la aplicación del fertilizante orgánico, brindó mayor estabilidad a la planta permitiendo el crecimiento progresivo del sistema radicular fasciculado de las raíces en las etapas críticas del maíz, siendo estas en la etapa de nascencia y crecimiento, permitiendo la adsorción adecuada de los nutrientes (Arrechea, 2010).

Tabla 34: Análisis de varianza para longitud de raíz del cultivo de *Zea mays* según tratamientos

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Inter grupos	817.134	3	272.378	7.04	0.0008
Intra grupos	1315.28	34	38.6847		
Total (Corr.)	2132.41	37			

Fuente: Elaboración propia

Según los resultados estadísticamente evaluados, presentados en la Tabla 34, obtenemos que el valor P es igual a 0.0008, es decir que se tiene una diferencia significativa. Lo que demuestra que la aplicación del fertilizante orgánico obtenido por hidrólisis enzimática del escobajo de uva si mejora las características del cultivo, mostrando influencia en el crecimiento de las raíces del *Zea mays*, asimismo, permitiendo una mejor adsorción de nutrientes en las etapas definitivas del cultivo.

Tabla 35: Comparaciones múltiples para longitud de raíz del cultivo *Zea mays* con respecto a los tratamientos

	Promedio	Grupos homogéneos
Blanco	24.13+/-2.31	A
T1	34.72+/-5.68	AB
T2	30.33+/-4.87	B
T3	36.69+/-3.98	C

Fuente: Elaboración propia

Realizando finalmente las comparaciones múltiples entre la reacción ante los tratamientos y el blanco, se determina que el tratamiento T3, es el que obtuvo el promedio mayor (36.69+/-3.98) de la longitud de la raíz con respecto al total de

unidades analizadas y evaluadas. Es importante conocer que, de acuerdo a la etapa de evaluación, se considera que las raíces permanentes se desarrollan en cinco nodos por debajo de la superficie, una en la superficie del suelo, y potencialmente uno o más nodos por encima de la superficie del suelo. A las raíces que se encuentran por encima de la superficie del suelo generalmente son las de soporte y las cuales sostienen el tallo y absorben el agua y los nutrientes penetrados en el suelo (A. Soplín, Rengifo, & Chumbe, 1993).



CONCLUSIONES

PRIMERA.- Según la caracterización física y química del suelo agrícola del viñedo “Gran Cepa”, presentó inicialmente deficiencias en los parámetros de materia orgánica, concentración de niveles de nitrógeno y exceso de sales, y por parte del INIA, recomendó proceder con la siembra del cultivo teniendo en cuenta la previa corrección de esos parámetros, y de manera indirecta la aplicación del hidrolizado de escobajo de uva según sus características tuvo influencia en la corrección de los parámetros observados, mostrando ello en el crecimiento del cultivo indicador.

SEGUNDA.- El proceso de hidrólisis enzimática del escobajo de uva se realizó bajo las condiciones de temperatura 45°C, 100 ml buffer, 10 gr de muestra de escobajo de uva tamizado y a 100 RPM, mediante la evaluación estadística de análisis de medidas repetidas de las tres concentraciones de enzima celulasa comercial marca SIGMA-ALDRICH (1%, 1.5% y 2%), obteniendo como mejor concentración la tercera (A3 – 2%), debido a la mayor producción de azúcares reductores (glucosa) medida con el kit enzimático Glicemia AA de Wiener Lab.

TERCERA. - Para la evaluación del efecto de la aplicación del escobajo de uva hidrolizado en el suelo agrícola del viñedo “Gran Cepa”, primeramente, se verificó las concentraciones de los macronutrientes presentes en el hidrolizado teniendo en cuenta que antes de someter el escobajo de uva al proceso de hidrólisis presento niveles altos de macronutrientes y cuando se realizó la hidrólisis, las concentraciones de los macronutrientes disminuyeron, pero para ello se debe considerar que la condición de los macronutrientes después del proceso de hidrólisis, da lugar a un producto rico en nitrógeno y aminoácidos libres, que constituye la base de un fertilizante orgánico dado el contenido en N orgánico que posee, así como la funcionalidad de los aminoácidos que aporta a la planta. La aplicación del fertilizante orgánico obtenido fue sobre el cultivo de *Zea mays*, realizándose la evaluación desde su siembra hasta los 42 días de crecimiento, se consideraron tres tratamientos (T1, T2 y T3) y el blanco, se dio seguimiento a las mediciones de longitud y grosor de tallo, longitud y número de hojas y longitud de raíz, definiendo mediante el análisis de varianza de medidas repetidas que, el Tratamiento 3 (T3) fue el que presentó las mejores características de cultivo de *Zea mays* (maíz morado), por lo que se concluye que la aplicación del fertilizante orgánico obtenido mediante la hidrólisis enzimática del escobajo de uva influye en el desarrollo del cultivo de *Zea mays*, especialmente en el crecimiento de las raíces.

RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar pretratamientos al material lignocelulósico para facilitar la actividad de la enzima y tener mejores concentraciones de azúcares reductores, si en caso se aplicara pretratamientos químicos, se recomienda tener en cuenta la limpieza total de los reactivos a aplicar para que no limite el campo de acción de la enzima.
- Es recomendable realizar la evaluación de todo el proceso vegetativo del *Zea mays* (maíz morado), para verificar cuanto influye en el fruto la aplicación del fertilizante orgánico obtenido mediante la hidrólisis enzimática del escobajo de uva.
- Es recomendable realizar la aplicación del hidrolizado de escobajo de uva con mayores dosis diferentes a las que se utilizó en la presente investigación, para evaluar el nivel de eficiencia.
- De acuerdo a la bibliografía consultada, se recomienda comparar la aplicación de la enzima celulasa comercial con la no comercial determinando la variación de los resultados esperados, con el objetivo de reducir los gastos económicos de la adquisición de la enzima comercial.
- Es recomendable aplicar el producto obtenido en la presente investigación en los cultivos de vid para verificar su nivel de influencia en la calidad de la uva para la producción de la industria vitivinícola.

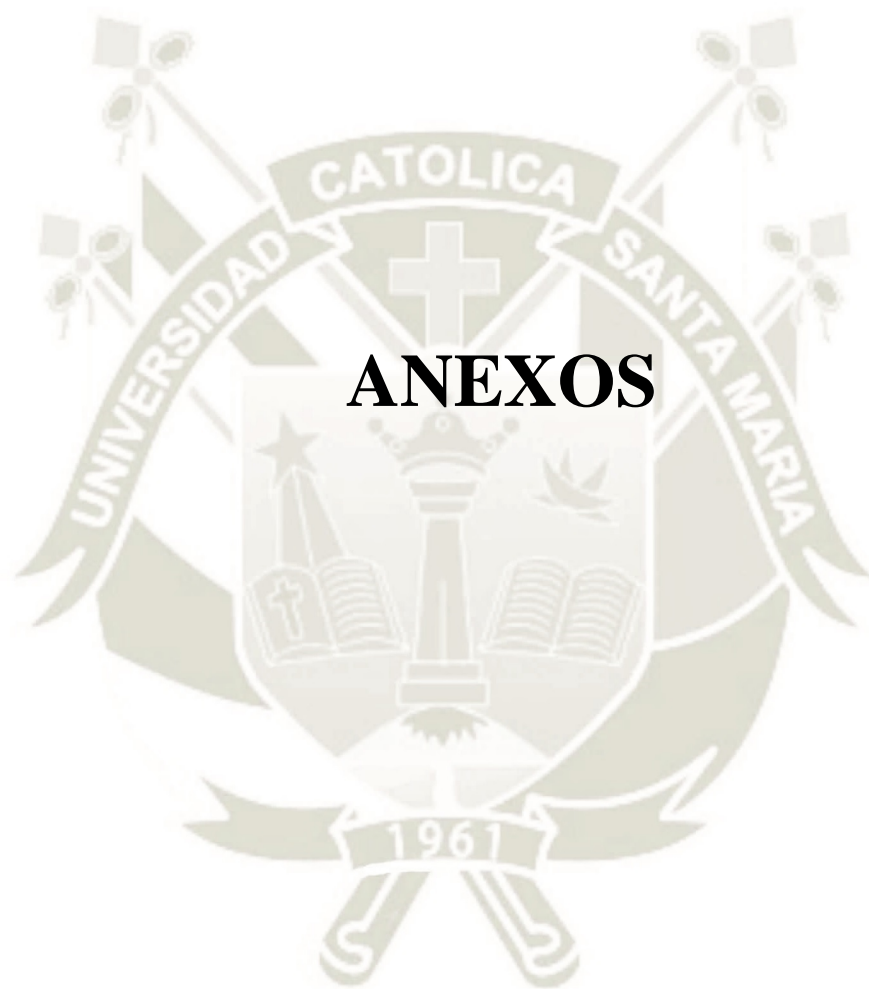
BIBLIOGRAFÍA

- A. Soplín, J., Rengifo, A., & Chumbe, J. (1993). Análisis de crecimiento en *Zea mays L.* y *Arachis hypogaea L.* . *Folia Amazónica*, 171-189.
- Agricultura, M. d. (2008). *Informe de registro de productores de uva en las regiones de Ica, Arequipa, Moquegua, Tacna y Lima provincias*. Lima.
- Arellano Perales, C. (2015). *Obtención de bioetanol a partir de materiales lignocelulósicos sometidos a hidrólisis enzimática*. Orizaba: Universidad Veracruzana.
- Arrechea, M. O. (2010). *Respuesta productiva de un cultivo de maíz ("Zea mays" L. Var. Dracma) a distintas dosis de nitrógeno con dos tipos de riego (Aspersión e inundación) y efecto sobre la lixiviación de nitratos*. Navarra, España: Universidad Pública de Navarra.
- Bálgoma, S. L. (2015). *Estrategia de integración vertical del ácido tartárico en la industria del vino como ventaja competitiva sostenible en el tiempo*. Madrid: Universidad Pontificia Comillas ICAI - ICADE.
- Baydar, N. G., & Baydar, H. (2013). Phenolic compounds, antiradical activity and antioxidant capacity of oil-bearing rose (*Rosa damascena* Mill.) extracts. *Industrial Crops and Products*, 375 - 380.
- Begazo Torres, J. L. (2013). *Marco siembra en el rendimiento de maíz morado, ecotipo arequipeño, en la Irrigación Majes 2012 - 2013*. Arequipa: Universidad Nacional de San Agustín.
- Bejarano, P. C., & Zapater, J. M. (30 de 10 de 2013). Estructura y composición de la uva y su contribución al vino. La Rioja, La Rioja, Argentina: Ciencia y Tecnología.
- Belanche, L. L., & Pérez, J. A. (1994). Aprovechamiento de residuos de la industria de conservas vegetales. Hidrólisis enzimática. *Zubía*, 227-240.
- Carvajal, R. R. (1997). *Propiedades físicas, químicas y biológicas de los suelos*. Santafé de Bogotá: Convenio Fenalce - SENA.
- Carvajal, Y., Corsano, G., Mesa, L., Santos, R., & Gonzáles, E. (2014). Estudio de la cinética de la hidrólisis enzimática del bagazo pretratado. *Afinidad LXXII*, 127-132.
- Córdova, R. M. (13 de Julio de 2018). *Subproductos de la industria vitivinícola*. Obtenido de Agroterra, The leadinf AgriMarketplace: <https://www.agroterra.com/blog/descubrir/subproductos-de-la-industria-vitivinicola-una-oportunidad-de-negocio/77885/>

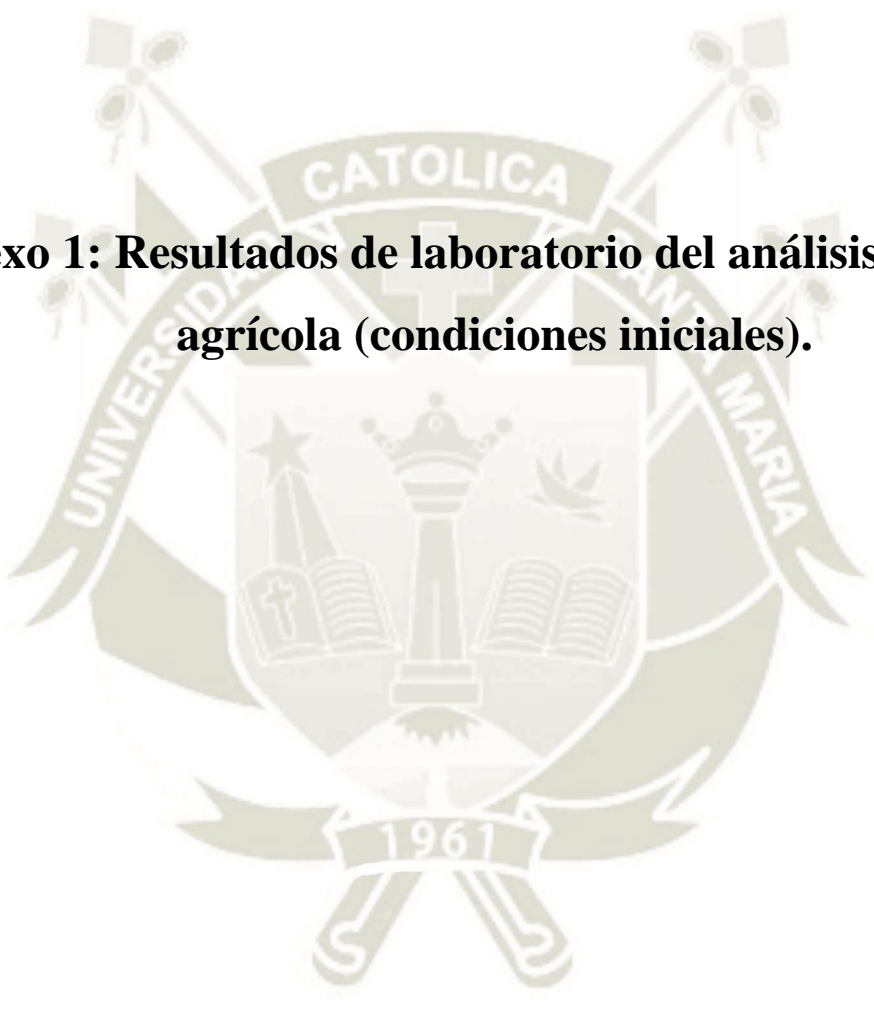
- Dai, Z. L. (2013). Metabolic profiling reveals coordinated switches in primary carbohydrate metabolism in grape berry (*Vitis cinifera*L.) a non-climacteric fleshy fruit. *J Exp Bot* 64, 1345-1355.
- Dirección General de Competitividad Agraria. (2010). *Generalidades de la Uva*. Lima: Dirección de Inofrmación Agraria.
- Edicott, S., Brueland, B., & Keith, R. (2015). *Maíz, crecimiento y desarrollo*. España: Du Pont Pionner.
- FAO. (19 de Noviembre de 2018). *Portal de Suelos de la FAO*. Obtenido de <http://www.fao.org/soils-portal/soil-survey/propiedades-del-suelo/propiedades-biologicas/es/>
- Filipovich, R. H., Ugarte, M. G., & Navi, P. R. (2016). Propiedades Medicinales de la Semilla de Uva. *Revistas Bolivianas*, 53-57.
- Galindo, C. H. (2017). *Obtención de bioetanol a partir de hidrolizados de residuos de fruta*. Oviedo: Universidad de Oviedo.
- García, C. R. (2017). *Extracción y Caracterización de Aceite Vegetal de las semillas de uva borgoña (Vitis vinífera) utilizando enzimas*. Lima: Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Grupo de Investigación en Viticultura. (2012). *Morfología de la vid (Vitis vinifera L.)*. Madrid: Universidad Politécnica de Madrid.
- Guillén, J., Mori, S., & Páucar, L. (2014). Características y propiedades funcionales del maíz morado (*Zea mays L.*) var. subnigroviolaceo. *Scientia Agropecuaria*, 211-217.
- Hardie, W. J., O'Brien, T.P., Jaudzems, V.G. . (1996). Morphology, anatomy and dvelopmente of the pericarp after anthesis in grape. *Aust J. Grape Wine Res* 2, 97 - 142.
- Hernández, O. G. (2013). *Ciclos biogeoquímicos*. Medellín: Ciencias Naturales y Educación Ambiental.
- Huertas Vallejos, L. (2004). Hlstorya de la producción de vinos y piscos en el Perú. *Universum* , 44-61.
- Jaramillo, D. (2002). *Introducción a la Ciencia del Suelo*. Medellín: Universidad Nacional de Colombia.
- Linares Díaz, J. (2018). *Producción de bioetanol a partir de subproductos de la industria vitivinícola. Utilización de orujos de uva blanca*. Mendoza: Universidad Nacional de Cuyo.
- López, A. J. (2006). *Manual de Edafología*. Sevilla: España.

- Ministerio de Agricultura. (2008). *Informe de registro de productores de uva en las regiones de Ica, Arequipa, Moquegua, Tacna y Lima provincias*. Lima.
- Ministerio de Agricultura. (23 de Setiembre de 2017). Obtenido de http://repositorio.minagri.gob.pe/bitstream/handle/MINAGRI/506/maiz_morado.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Ministerio de Agricultura y Riego. (2017). *Análisis Económico de la Producción Nacional uva fresca*. Lima: Dirección General de Políticas Agrarias.
- Ministerio del Ambiente. (Noviembre de 2014). *Guía para el muestreo de suelos*. Obtenido de <http://www.minam.gob.pe/calidadambiental/wp-content/uploads/sites/22/2013/10/GUIA-PARA-EL-MUESTREO-DE-SUELOS-final.pdf>
- Montaño Morales, H. (2014). *Producción de bioetanol a partir de material lignocelulósico de moringa oleífera*. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.
- Ortega Tonello, C. A. (2017). *Aplicación Gastronómica del Maíz Morado*. Quito: Universidad de Las Américas.
- Osorio, N. (30 de Enero de 2012). *Toma de muestras de suelos para evaluar la fertilidad del suelo*. Obtenido de Universidad Nacional de Colombia - Sede Medellín : http://www.walterosorio.net/web/sites/default/files/documentos/pdf/1%201%20Toma%20de%20muestras%20de%20suelos%20evaluacion%20de%20fertilidad%20del%20suelo%20%20Walter%20Osorio_0.pdf
- Paradelo, R., Prieto, B., Moldes, B., & Barral, T. (2010). Seguimiento del compostaje de residuos vitivinícolas mediante medidas de color. *Óptica pura y aplicada*, 235-243.
- Pérez Gálvez, R. (2006). *Tecnologías emergentes en la industria alimentaria*. Granada: Universidad de Granada.
- Pinedo, R. (2015). *Niveles de fertilización en dos variedades de maíz morado (Zea mays L.) en la Localidad de Canaán - Ayacucho*. Lima: Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Pratt, C. (1971). Reproductive Anatomy in Cultivated GRapes. *American Journal of Ecology and Viticulture* 22, 92 - 109.
- Prieto, H. (2012). Líneas de trabajo entorno a la Vid y la Uva. *Tierra Adentro*, 32 - 37.
- Ramírez, D. S. (2012). *Fertilidad de Suelos y Abonos*. Mayagüez: AGRO 4037.
- Retuerta, A. (1 de Febrero de 2016). El raspón de uva y su utilidad. España.

- Ricci, F. (2011). *Producción de aceite de pepita de uva, una herramienta de creación de valor agregado para un producto residual*. Buenos Aires: Intituto Tecnológico de Buenos Aires.
- Riego, M. d. (2016). *Cosechando Desarrollo en el sur, Resultados 2011-2016*. Moquegua, Perú.
- Rodríguez, J. J. (2018). El Suelo y las causas de la contaminación. *SENA*, 44-46.
- Rojas, J. M. (2015). *Densidad Aparente*. Buenos Aires: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria.
- Salcedo, A. R., Gonzáles, A. R., & Alzate, C. C. (2017). Obtención de compuestos fenólicos a partir de residuos de uva isabella (*Vitis labrusca*). *Bioteología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 72-79.
- Salcedo, J., López, J., & Flórez, L. (2010). Evaluación de enzimas para la hidrólisis de residuos (hojas y cogollos) de la cosecha caña de azúcar. *Scientific Electronic Library Online*, 182-190.
- Salgado, J. S. (Julio de 2014). *Revalorización de residuos vitivinícolas mediante la producción biotecnológica de aditivos alimentarios y enzimas*. Santiago de Chile: WineTech.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. (24 de Julio de 2017). *Las uvas, tipos y usos variados*. Ciudad de México, México.
- Senovilla, A. L., & Giraldo, G. A. (2014). *Revalorización Energética de los Residuos de la Industria Vitivinícola*. España: Universidad Valladolid.
- Sociedad VGSC, S.L. (09 de Setiembre de 2016). *Desarrollan una Tecnología para valorizar los residus del vino en la propia bodega*. Obtenido de Residuos profesional: <https://www.residuosprofesional.com/valorizar-residuos-vino-bodega/>
- Soto, M. S. (2014). *pH del suelo*. España: Universitat Politècnica de València.
- Tovar, C. D. (2016). *Valoración biotecnológica de residuos agrícolas y agroindustriales*. Santiago de Cali: Bonaventuriana.
- Ventosa, E., Clemente, R., & Pereda, L. (2011). *Gestión Integral de residuos y Análisis del ciclo de vida del sector vinícola*. España: Life Haprowine.



ANEXOS



**Anexo 1: Resultados de laboratorio del análisis del suelo
agrícola (condiciones iniciales).**



PERÚ Ministerio de Agricultura y Riego



LABORATORIO DE ANALISIS DE SUELOS, AGUAS Y SEMILLAS
ESTACION EXPERIMENTAL AGRARIA AREQUIPA - INIA

NOMBRE O RAZON SOCIAL DEL SOLICITANTE	MARIA ALEJANDRA MILAGROS MORI
PROCEDENCIA	MOQUEGUA
MUESTRA	SUELO

CODIGO DE LABORATORIO	FECHA DE INGRESO	PROCEDENCIA DE LA MUESTRA	LOTE	TIPO DE ANALISIS	Nº DE INFORME
8067	31/07/2018	Moquegua	1	CARACTERIZACION	8024

ANALISIS FISICO

ARENA (%)	LIMO (%)	ARCILLA(%)	TEXTURA	POROSIDAD (%)	CAPACIDAD DE CAMPO(%)	AGUA DISPONIBLE (%)	PUNTO MARCHITEZ PERMANENTE (%)
49.2	37.6	13.2	FRANCO	50.0	18.1	11.3	6.8

ANALISIS QUIMICO

ELEMENTO	UNIDAD	VALOR	DEFICIENTE	BAJO	NORMAL	ALTO	EXCESIVO	
Materia Organica	%	1.60	[Bar chart showing low value]					
Nitrogeno : C/N	%	0.08	[Bar chart showing low value]					
Fosforo : P	ppm	24.19	[Bar chart showing low value]					
Potasio : K	ppm	132.82	[Bar chart showing high value]					
CO3Ca	%	3.60	[Bar chart showing low value]					
			NO SALINO	DEBILMENTE SALINO	MODERAD SALINO	SALINO	MUY SALINO	
C.E	dS/m extr. 1:2.5	1.81	[Bar chart showing high value]					
			ACIDO	MODERAD ACIDO	NEUTRO	MODERAD ALCALINO	ALCALINO	
pH	EXTR. 1:2.5	8.24	[Bar chart showing high value]					
BORO	mg/Kg							

CAPACIDAD DE INTERCAMBIO CATIONICO (meq/100gr de suelo)

Calcio(Ca)	Magnesio(Mg)	Sodio(Na)	Potasio(k)	CIC	Suma de Bases	PSI	Interpretacion CIC
21.600	2.000	0.496	0.759	24.855	24.855	1.996	Medio

CULTIVO	TIPO DE SUELO REQUERIDO	INTERPRETACION
		Es un suelo de textura Franco, adecuado para instalacion de mayoría de cultivos, previa incorporacion de materia organica y correccion de salinidad del suelo de acuerdo al cultivo a instalar.

ANALISIS QUIMICO : INTERPRETACIONES

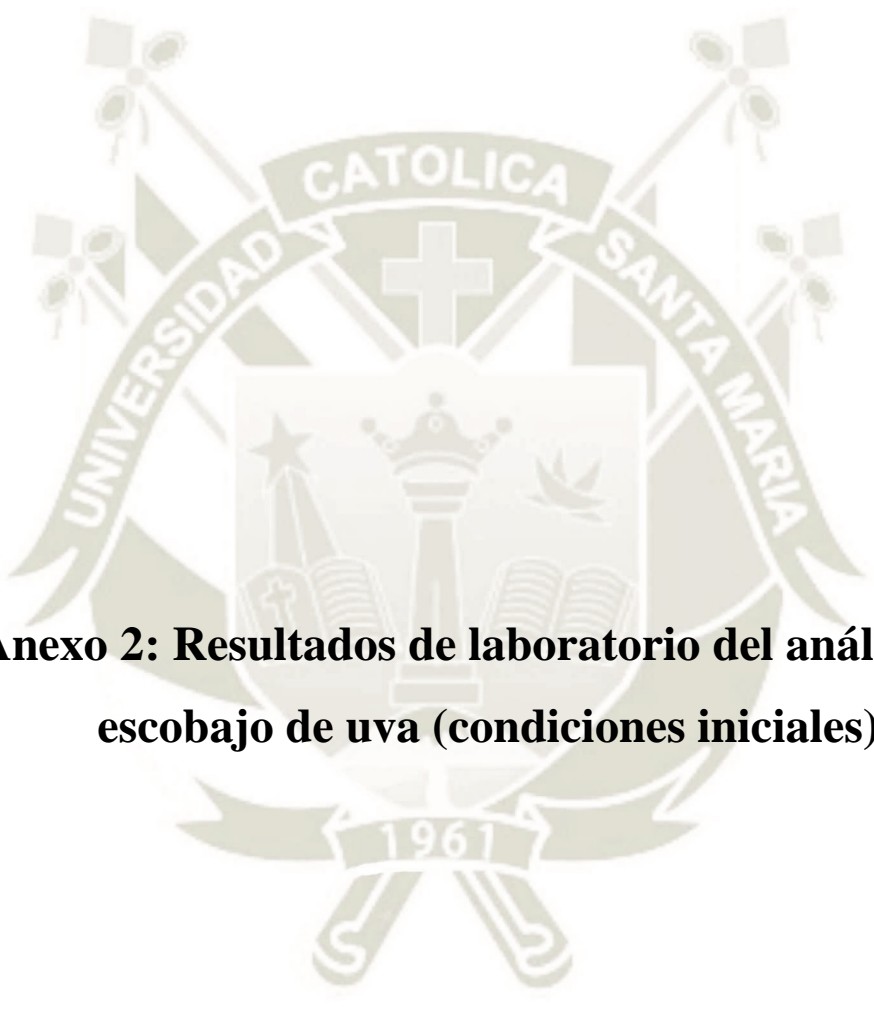
CULTIVO	VALORES OPTIMOS	INTERPRETACION
		Es un suelo con reaccion moderadamente alcalino en pH, moderadamente salino en conductividad electrica, bajo en contenido de materia organica y nitrogeno, alto en concentracion de fosforo y normal en potasio respectivamente; para hacer la recomendacion de nutrientes considerar la incorporacion de materia organica y fertilizantes en base de sulfatos de acuerdo a los resultados de analisis, con referencia a la capacidad de intercambio cationico CIC (es Medio.)

MINISTERIO DE AGRICULTURA
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACION
AGRARIA
ENC. LABORATORIO DE AGUAS Y SUELOS
EE. AREQUIPA - INIA

INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACION AGRARIA
Ing. Msc. VALERIA MOJANO SACACHIPANA
DIRECTOR
EEA AREQUIPA

Calle Saco Olivares 402 Cerro Juli
José Luis Bustamante y Rivero - Arequipa
T: (054) 421338
www.inia.gob.pe
www.minagri.gob.pe

Trabajando para
todos los peruanos



**Anexo 2: Resultados de laboratorio del análisis del
escobajo de uva (condiciones iniciales).**



LABORATORIO DE ANALISIS DE SUELOS, AGUAS Y FOLIAR
ESTACION EXPERIMENTAL-AREQUIPA-INIA

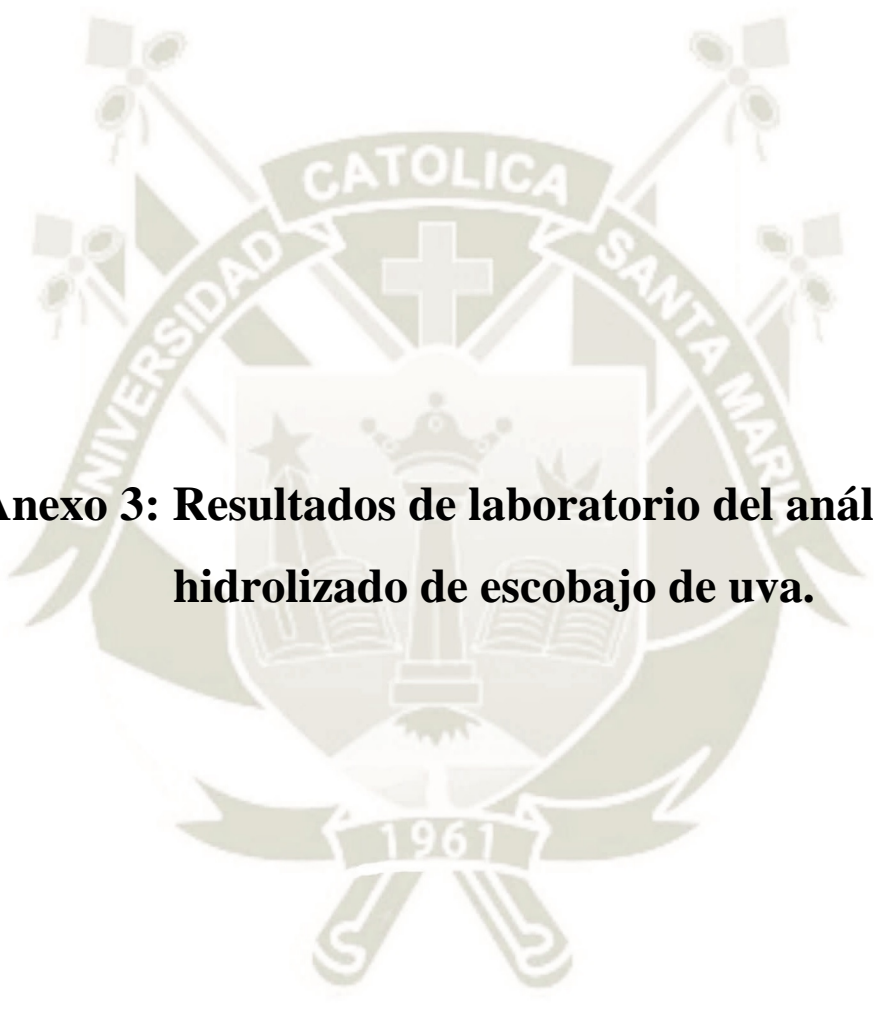
SOLICITANTE	MARIA ALEJANDRA MILAGROS MORI
PROCEDENCIA	Moquegua
MUESTRA	Planta –Ramas secas de racimo de uva
FECHA DE INGRESO	31/07/2018
TERMINO DE ANALISIS	07/08/2018
ANALISIS	Macro Nutrientes

N° Lab	N° Muestra		mg/Kg Na	% N	% Prot.	mg/Kg. P	mg/Kg K	mg/Kg Mg	mg/Kg Ca
8068	Racimo de uva seca	1	12600.0	6.48	40.50	1204.00	18000.00	486.40	2004.00

Nota: Determinación de elementos por digestión en ácido fuerte en forma total, para hallar el porcentaje de elementos dividir ppm o mg entre 10000.

MINISTERIO DE AGRICULTURA
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN
AGRARIA
ENC. LABORATORIO DE AGUAS Y SUELOS
EE. AREQUIPA - INIA

INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACIÓN AGRARIA
Ing. Msc. VALERIANO HUANCO SACACHIPANA
DIRECTOR
EEA. AREQUIPA



**Anexo 3: Resultados de laboratorio del análisis del
hidrolizado de escobajo de uva.**



PERÚ Ministerio
de Agricultura y Riego



LABORATORIO DE ANALISIS DE SUELOS, AGUAS Y FOLIAR
ESTACION EXPERIMENTAL-AREQUIPA-INIA

SOLICITANTE	MARIA ALEJANDRA MILAGROS MORI
PROCEDENCIA	Moquegua
MUESTRA	Escobajo de uva hidrolizado
FECHA DE INGRESO	04/10/2018
TERMINO DE ANALISIS	10/10/2018
ANALISIS	Macro Nutrientes

N° Lab	N° Muestra		PH	C.E.	% N	mg/Kg. P	mg/Kg K	mg/Kg Mg	mg/Kg Ca
8164	Escobajo de uva hidrolizado	1	4.79	0.99	0.06	64.00	1300.00	2918.400	8024.00

Nota: Escobajo de uva, determinación de elementos por digestión en ácido fuerte; para hallar el porcentaje de elementos dividir ppm o mg entre 10000.

MINISTERIO DE AGRICULTURA
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACION
AGRARIA
ENC. LABORATORIO DE AGUAS Y SUELOS
EE. AREQUIPA - INIA

INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACION AGRARIA
Ing. Msc. VALERIANO HUANICO SACACHIPANA
DIRECTOR
EE. AREQUIPA



**Anexo 4: Resultados del porcentaje de germinación de la
semilla del maíz morado (*Zea mays*).**



PERÚ Ministerio
de Agricultura y Riego



Instituto Nacional de Innovación Agraria

“Decenio de la Igualdad de Oportunidades para Mujeres y Hombres”
“Año del Dialogo y la Reconciliación Nacional”

LABORATORIO DE ANALISIS DE AGUAS, SUELOS Y SEMILLAS
ESTACION EXPERIMENTAL – AREQUIPA INIA

RESULTADO DE ANALISIS

SOLICITANTE : María Alejandra More Chenguayen.
PROCEDENCIA : Arequipa
SEMILLA : Maíz Morado
LOTE :
FECHA DE INGRESO : 10/10/2018
INICIO DE ANALISIS : 10/10/2018
TERMINO DE ANALISIS : 17/10/2018
Nº DE LABORATORIO : 8169
Nº DE INFORME : 8127

RESULTADOS

“Los resultados no son válidos para el comercio de semillas”

% PUREZA				
Semilla Buena (%)	Semilla Chica (%)	Semilla chupada (%)	Otras semillas (%)	Impurezas %

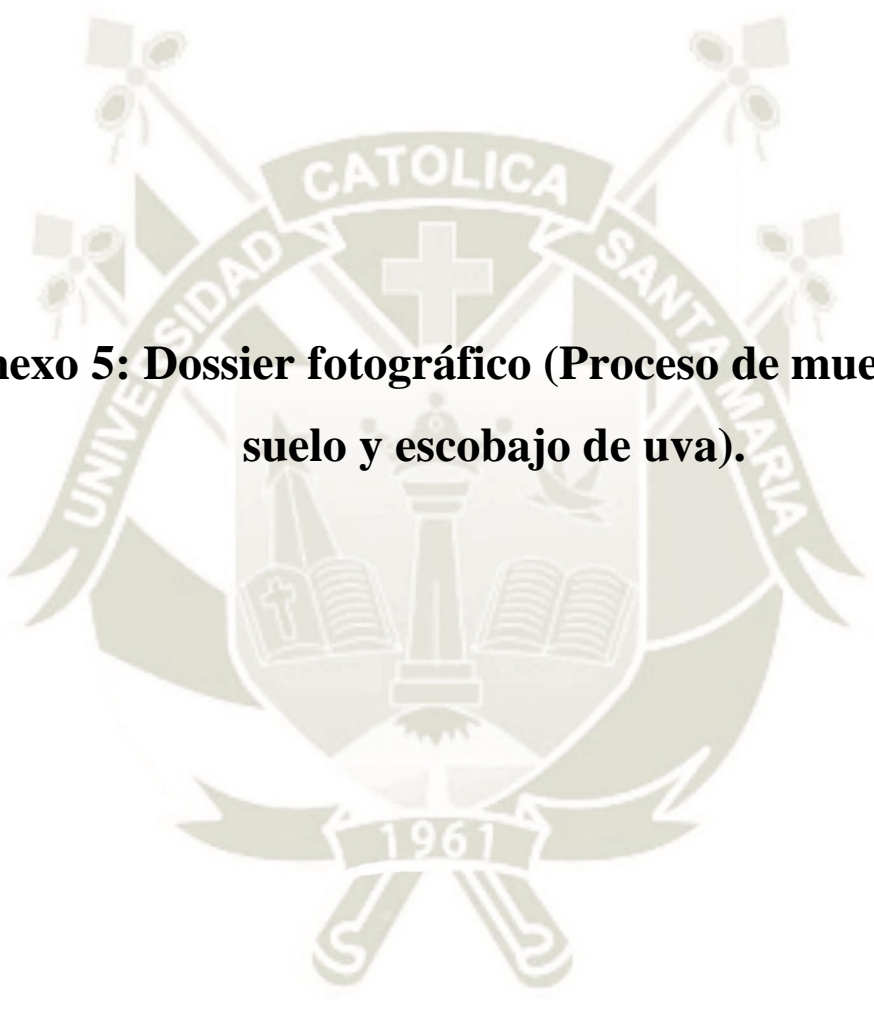
% GERMINACION					
PODER GERMINATIVO %					
Semillas germinadas al 5to día %	Semillas Geminadas al 7mo día %	Semillas Germinadas hasta día	Porcentaje de germinación	Semilla Frescas duras %	Semillas muertas %
75.34	78.68	--	78.68	14.66	6.66

OBSERVACIONES

- Las pruebas de germinación se efectuaron por triplicado por muestra, el conteo final es al 7mo día calendario; se aprecia plántulas normales en la germinación, (semilla de buena viabilidad.), el periodo de germinación para esta especie es de 3 a 4 días calendarios.

MINISTERIO DE AGRICULTURA
INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACION
AGRARIA
ENC. LABORATORIO DE AGUAS Y SUELOS
EE. AREQUIPA - INIA

INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACION AGRARIA
Ing. Msc. VALERIANO SACACHIPANA
DIRECTOR
EEA AREQUIPA



**Anexo 5: Dossier fotográfico (Proceso de muestreo de
suelo y escobajo de uva).**



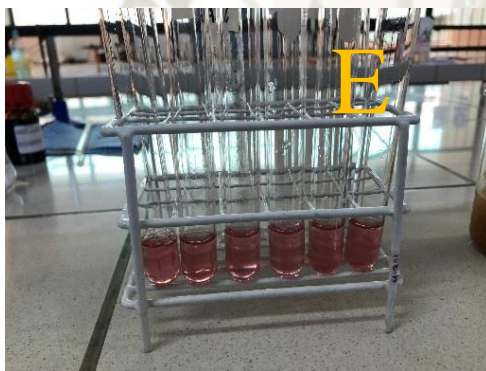
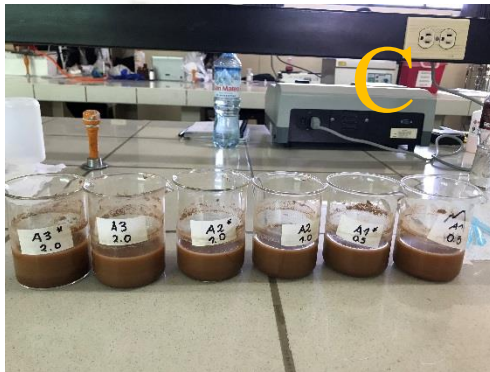
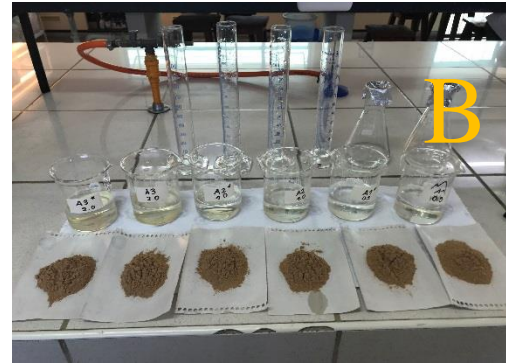
A. Zona de muestreo de suelo agrícola, B. Medición de la zona de muestreo de suelo agrícola, C. Profundidad del muestreo de suelo agrícola, D. Toma de muestra N°1, E. Toma de muestra N°2



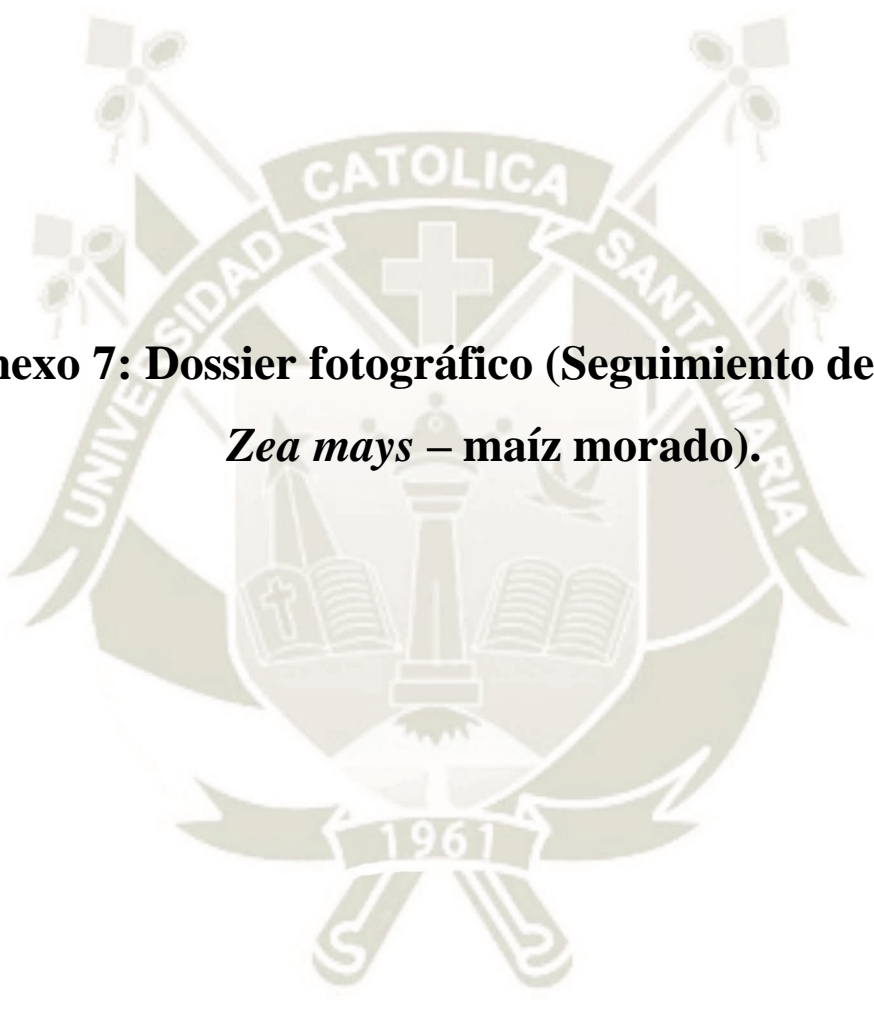
F. Toma de muestra N°3, G. Toma de muestra N°4, H. Toma de muestra N°5, I. Área de monitoreo de escobajo de uva, J. Toma de muestra N°1 de escobajo de uva, K. Toma de muestra N°2 de escobajo de uva.



**Anexo 6: Dossier fotográfico (Proceso de hidrólisis
enzimática del escobajo de uva).**



A. Pesado el escobajo de uva secado en la estufa, B. Material a utilizar para la hidrólisis, C. Homogenización de las muestras a evaluación, D. Aplicación de la enzima celulasa, E. Reacción del kit enzimático Glicemia AA, F. Lectura de las concentraciones de glucosa G. Filtración al vacío del escobajo hidrolizado, H, Filtrado de escobajo de uva hidrolizado.



**Anexo 7: Dossier fotográfico (Seguimiento del cultivo
Zea mays – maíz morado).**



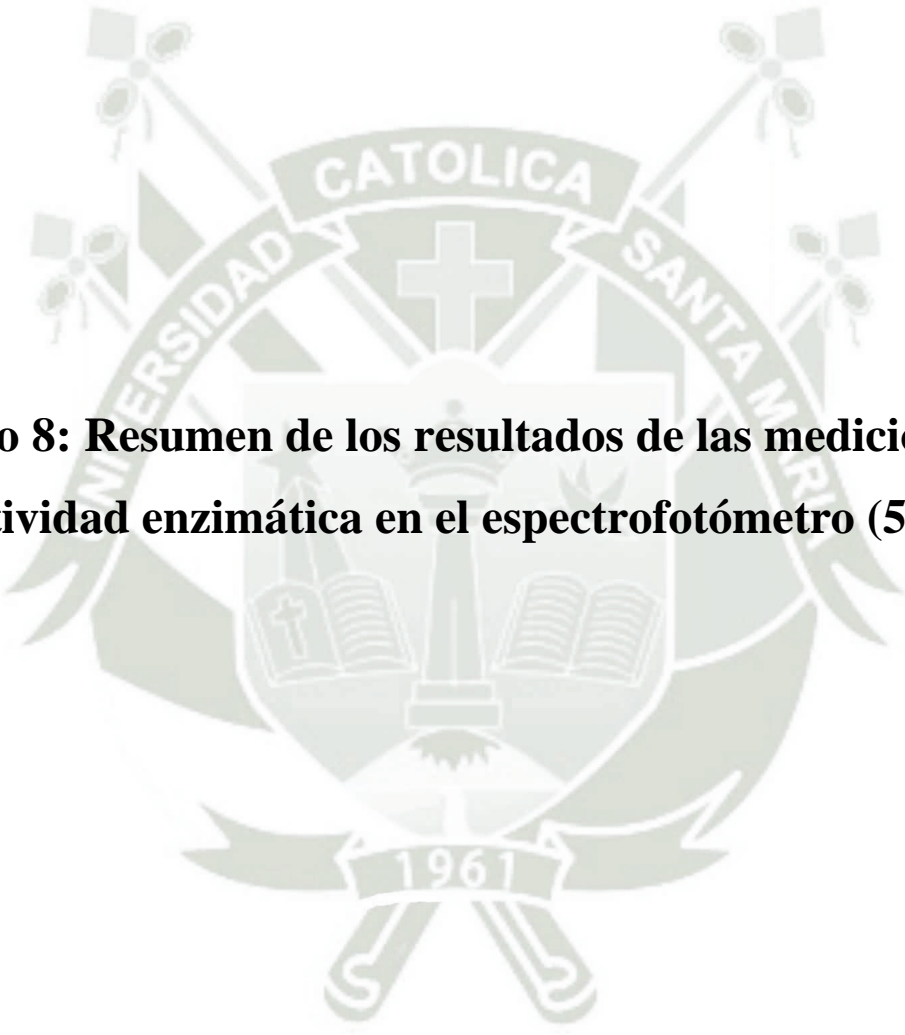
A. Preparación de terreno, B. Llenado de bolsas de cultivo, C. Semillas de *Zea mays* comercial, D. Tasa de germinación, E. Siembra del *Zea mays*, F. Bloque 1 a los 7 días, G. Bloque 2 a los 7 días, H. Bloque 3 a los 7 días.



I. Bloque 4 a los 7 días, J. Bloque 1 a los 15 días, K. Bloque 2 a los 15 días, L. Bloque 3 a los 15 días, M. Bloque 4 a los 15 días, N. Bloque 1 a los 25 días, Ñ. Bloque 2 a los 25 días, O. Bloque 3 a los 25 días.



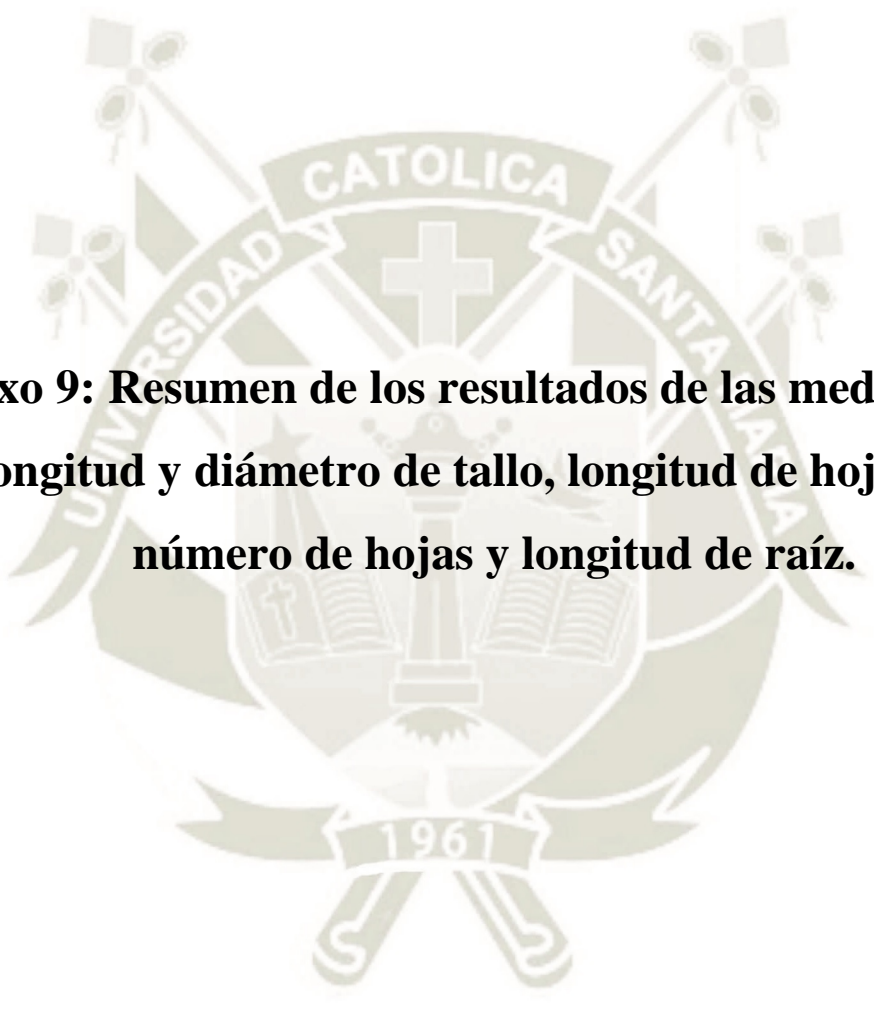
P. Bloque 4 a los 25 días, Q. Bloque 1 a los 35 días, R. Bloque 2 a los 35 días, S. Bloque 3 a los 35 días, T. Bloque 4 a los 35 días, U. Bloque 1 a los 42 días, V. Bloque 2 a los 42 días, W. Bloque 3 a los 42 días.



Anexo 8: Resumen de los resultados de las mediciones de la actividad enzimática en el espectrofotómetro (505nm).

TIEMPO (min)	Lectura del espectrofotómetro (505 nm)								
	A1	A1*	A1**	A2	A2*	A2**	A3	A3*	A3**
0	0.603	0.595	0.599	0.494	0.485	0.580	0.588	0.578	0.571
30	0.680	0.542	0.701	0.603	0.610	0.697	0.718	0.673	0.786
60	0.618	0.568	0.683	0.604	0.581	0.683	0.715	0.844	0.870
90	0.671	0.626	0.739	0.675	0.670	0.763	0.748	0.764	0.846
120	0.489	0.500	0.584	0.577	0.500	0.629	0.848	0.618	0.823
150	0.497	0.612	0.645	0.617	0.585	0.691	0.895	0.748	0.912
180	0.518	0.553	0.626	0.648	0.649	0.739	0.800	0.950	0.965
210	0.523	0.609	0.656	0.480	0.498	0.579	0.838	0.829	0.924
270	0.654	0.636	0.735	0.650	0.698	0.764	0.865	0.960	1.003
330	0.632	0.527	0.670	0.655	0.574	0.705	0.815	0.817	0.906
390	0.633	0.623	0.718	0.704	0.686	0.785	0.842	0.921	0.972
450	0.517	0.553	0.625	0.591	0.545	0.658	0.845	0.717	0.871
510	0.640	0.605	0.713	0.631	0.589	0.700	0.729	0.748	0.829
570	0.485	0.480	0.573	0.541	0.535	0.628	0.845	0.811	0.918
630	0.563	0.556	0.650	0.569	0.608	0.679	0.833	0.372	0.693

A1: Concentración 1 (Repetición 1) A1*: Concentración 1 (Repetición 2) A1: Concentración 1 (Repetición 3)**
A2: Concentración 2 (Repetición 1) A2*: Concentración 2 (Repetición 2) A2: Concentración 2 (Repetición 3)**
A3: Concentración 3 (Repetición 1) A3*: Concentración 3 (Repetición 2) A3: Concentración 3 (Repetición 3)**



Anexo 9: Resumen de los resultados de las mediciones de longitud y diámetro de tallo, longitud de hoja guía, número de hojas y longitud de raíz.

Tiempo de medida		Primera Medida				Segunda Medida				Tercera Medida				Cuarta Medida			
		A los 15 días de la siembra				A los 25 días de la siembra				A los 35 días de la siembra				A los 42 días de la siembra			
BLOQUE	UNIDAD DE ESTUDIO	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)
N° 1	T-01 (Repetición 1)	5.1	4	16.4	0.8	9.2	5	23.4	1.3	10.4	6	33.2	1.8	26.3	7	42.3	2.1
	T-02 (Repetición 4)	3.2	4	10.3	0.5	5.5	5	21.7	0.9	7.9	6	35.8	1.4	27.8	7	49.2	2.4
	T-03 (Repetición 1)	4.6	4	17.1	0.8	10.3	5	22.7	1.1	12.1	6	41.1	1.8	28.1	7	58.9	2.6
	B-01 (Repetición 1)	2.8	4	9.7	0.3	7.9	5	20.2	0.9	12.2	6	27.6	1.2	26.5	6	46.8	1.8
	B-02 (Repetición 2)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	T-02 (Repetición 3)	2.9	4	12.6	0.4	6.4	4	18.3	0.6	7.9	6	30.1	1.1	28.5	7	41.2	1.7
	T-01 (Repetición 8)	4.6	4	19.6	0.7	7.7	5	29.1	1.1	12.9	6	39.7	1.6	26.1	8	49.7	2.1
	T-03 (Repetición 3)	2.3	3	9.7	0.6	4.5	4	13.7	0.8	7.8	4	24.9	1.1	22.5	6	35.5	1.4
	T-03 (Repetición 10)	5.1	4	20.3	0.6	5.7	6	23.6	1.1	7.4	6	39.9	1.6	29.3	8	55.5	2.3
	T-01 (Repetición 4)	2.2	4	10.8	0.5	4.1	5	17.5	1.1	6.8	4	29.8	1.5	23.1	6	41.5	2.1
	T-02 (Repetición 6)	3.2	4	15.7	0.4	6.9	4	22.6	0.9	7.3	5	33.9	1.2	24.7	7	44.6	2.2
	B-10 (Repetición 10)	2.1	4	6.7	0.4	4.3	5	15.6	0.6	6.1	5	24.9	1.1	21.9	6	33.6	1.8

NOTA: El bloque N°1, tuvo un total de 12 bolsas de cultivo, teniendo en cuenta que cada bolsa de cultivo tuvo su repetición por triplicado, según el tratamiento aplicado.

BLOQUE	UNIDAD DE ESTUDIO	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)
Nº 2	T - 02 (Repetición 5)	5.3	4	16.2	0.6	7.9	5	26.7	1.1	11.1	6	41.7	1.6	24.5	8	56.1	2.1
	B - 03 (Repetición 3)	2.8	3	10.9	0.4	6.1	4	19.6	0.8	16.5	5	33.2	1.1	26.7	6	46.1	1.8
	T - 01 (Repetición 7)	2.6	4	13.3	0.4	5.2	4	21.6	0.5	18.2	5	32.3	0.9	29.3	7	42.3	1.8
	T - 03 (Repetición 9)	4.7	4	14.4	0.6	7.3	4	24.3	1.1	22.1	5	38.2	1.8	31.4	7	51.4	2.3
	T - 03 (Repetición 4)	3.7	4	14.9	0.4	6.1	4	19.1	1.2	23.1	5	40.1	1.9	33.1	7	60.5	2.9
	T - 01 (Repetición 9)	5.3	5	21.9	0.6	9.7	5	28.9	1.2	12.1	6	40.6	1.9	29.1	7	51.6	2.5
	T - 02 (Repetición 10)	3.8	4	17.6	0.7	6.3	5	24.3	0.8	10.4	6	37.2	1.1	23.5	7	49.5	1.8
	B - 04 (Repetición 4)	3.6	3	13.6	0.4	5.9	4	18.6	0.6	9.6	5	31.9	0.9	21.3	7	44.6	1.4
	B - 05 (Repetición 5)	1.8	3	10.8	0.4	3.1	4	13.3	0.5	3.7	5	22.7	0.9	22.5	6	31.5	1.2
	T - 01 (Repetición 6)	3.7	4	13.9	0.6	6.2	4	21.6	0.9	10.4	5	35.2	1.1	25.7	6	48.1	1.6
	T - 03 (Repetición 5)	3.1	4	16.6	0.5	6.6	4	26.3	0.7	13.6	6	37.2	1.2	23.6	7	47.5	1.8
	T - 02 (Repetición 9)	5.1	4	15.4	0.8	8.7	5	29.6	1.1	14.1	6	43.1	1.9	29.8	7	53.0	2.3
Nº 3	B - 09 (Repetición 9)	6.5	5	24.2	0.6	12.8	5	32.9	0.8	15.4	6	44.8	1.2	28.2	7	52.6	2.3
	T - 02 (Repetición 8)	6.1	4	18.2	0.9	7.9	4	26.7	1.4	14.7	5	38.8	1.8	29.1	7	50.3	2.4

NOTA: El bloque N°2, tuvo un total de 12 bolsas de cultivo, teniendo en cuenta que cada bolsa de cultivo tuvo su repetición por triplicado, según el tratamiento aplicado.

BLOQUE	UNIDAD DE ESTUDIO	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)	Longitud del tallo (cm)	Número de hojas (unidades)	Longitud de la hoja guía (cm)	Diametro de tallo (cm)	
N° 3	T - 03 (Repetición 8)	5.2	4	14.7	0.6	7.5	5	24.6	1.7	14.9	5	43.6	2.1	36.5	8	61.9	2.8	
	T - 01 (Repetición 2)	7.1	4	24.6	0.4	8.4	5	33.4	0.9	11.7	5	41.8	1.2	27.4	7	52.6	1.8	
	T - 02 (Repetición 7)	6.1	4	16.1	0.6	7.1	5	26.5	0.8	10.6	6	41.2	1.4	25.4	8	55.3	2.1	
	T - 01 (Repetición 3)	4.7	5	17.4	0.6	8.3	5	31.1	0.9	13.6	6	41.9	1.5	23.6	8	57.8	1.9	
	T - 03 (Repetición 7)	2.9	4	11.4	0.4	4.2	4	16.2	0.7	9.7	5	28.1	0.9	19.4	6	35.6	1.2	
	B - 07 (Repetición 7)	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	T - 01 (Repetición 10)	3.5	4	16.7	0.5	4.1	4	22.8	0.9	8.7	5	34.9	1.1	22.5	8	46.4	1.5	
	T - 03 (Repetición 6)	6.0	4	16.1	0.5	6.7	5	22.3	0.7	9.7	5	36.3	1.3	25.4	7	49.7	1.8	
	B - 06 (Repetición 6)	4.0	4	15.6	0.4	4.9	5	22.1	0.6	8.4	5	33.5	0.9	29.7	6	44.2	1.9	
	T - 02 (Repetición 1)	5.0	4	13.5	0.3	5.1	4	20.3	0.6	6.9	5	30.6	0.9	19.4	7	40.3	1.7	
N°4	B - 08 (Repetición 8)	2.0	3	12.0	0.3	6.1	4	19.7	0.9	3.6	5	29.9	1.1	18.9	6	39.5	1.4	
	T - 02 (Repetición 2)	5.0	4	16.0	0.3	2.1	3	9.6	0.4	5.1	4	16.8	0.9	13.9	5	23.4	1.2	
	T - 03 (Repetición 2)	2.0	3	3.4	0.8	8.1	4	27.2	1.2	10.6	5	45.8	2.1	36.7	7	63.8	2.8	
	T - 01 (Repetición 5)	6.0	4	15.0	0.6	5.9	4	23.2	0.9	9.8	5	34.1	1.5	24.6	5	44.3	1.8	

NOTA: El bloque N°3, tuvo un total de 12 bolsas de cultivo, teniendo en cuenta que cada bolsa de cultivo tuvo su repetición por triplicado, según el tratamiento aplicado. En el bloque N°4, tuvo un total de 4 bolsas de cultivo, donde se aplicó cada tratamiento, respectivamente, considerando solo un blanco.

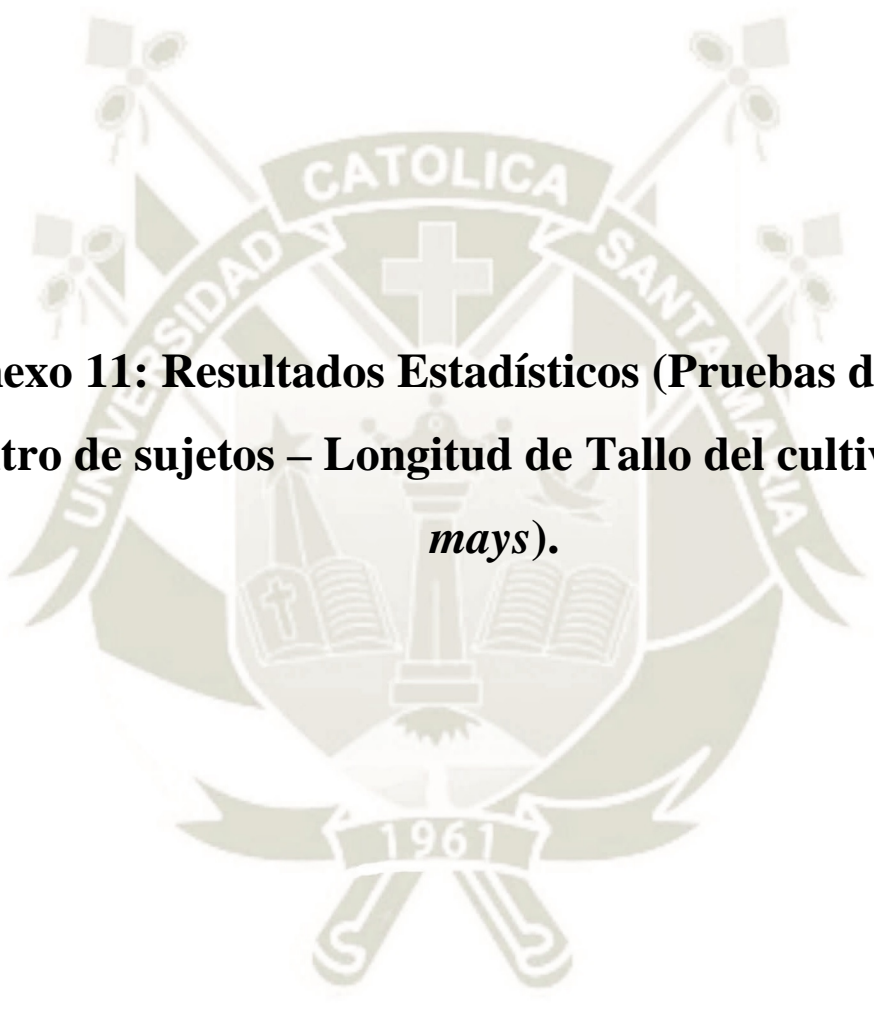


Anexo 10: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Concentración de enzima celulasa).

Pruebas de efectos dentro de sujetos

Medida: MEASURE_1

Origen		Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Tiempo	Esfericidad asumida	23520,410	14	1680,029	10,935	0,000
	Greenhouse-Geisser	23520,410	1,443	16294,745	10,935	0,006
	Huynh-Feldt	23520,410	2,412	9750,985	10,935	0,001
	Límite inferior	23520,410	1,000	23520,410	10,935	0,016
Tiempo * tratamiento	Esfericidad asumida	18908,629	28	675,308	4,395	0,000
	Greenhouse-Geisser	18908,629	2,887	6549,871	4,395	0,039
	Huynh-Feldt	18908,629	4,824	3919,527	4,395	0,013
	Límite inferior	18908,629	2,000	9454,314	4,395	0,067
Error(Tiempo)	Esfericidad asumida	12906,079	84	153,644		
	Greenhouse-Geisser	12906,079	8,661	1490,204		
	Huynh-Feldt	12906,079	14,473	891,757		
	Límite inferior	12906,079	6,000	2151,013		

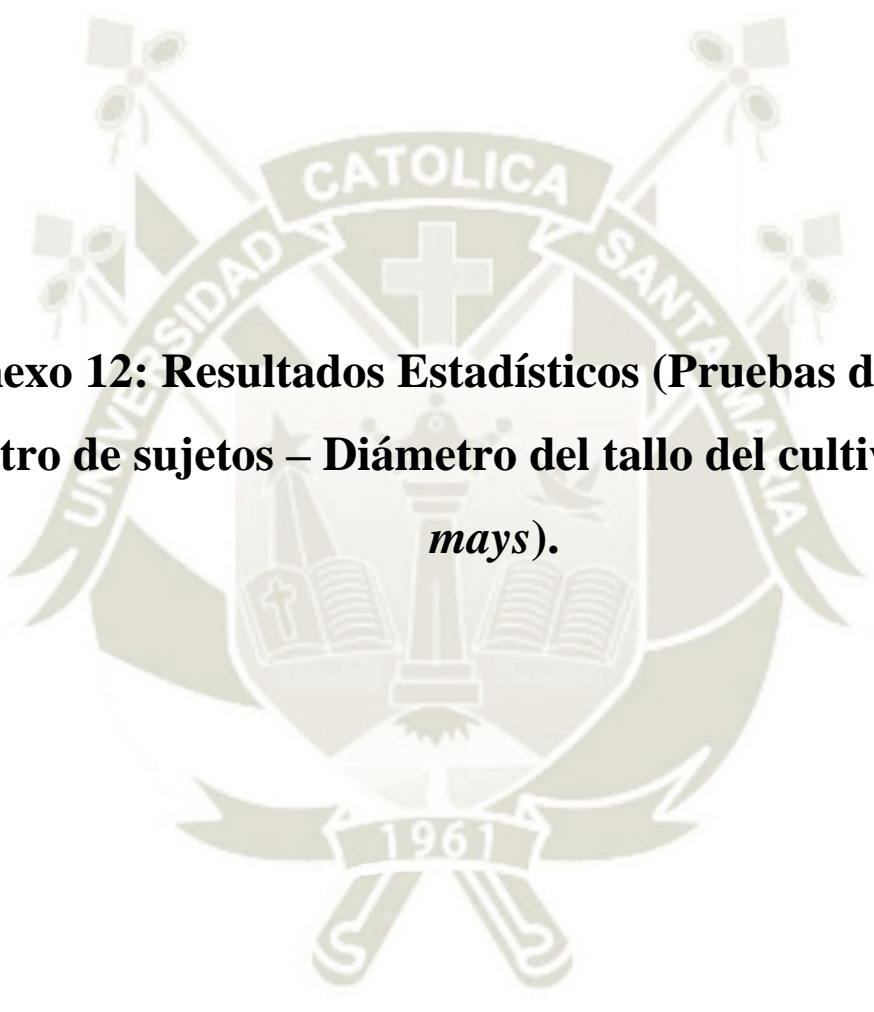


Anexo 11: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Longitud de Tallo del cultivo de *Zea mays*).

Pruebas de efectos dentro de sujetos

Medida: MEASURE_1

Origen		Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Días	Esfericidad asumida	10366,213	3	3455,404	324,122	0,000
	Greenhouse-Geisser	10366,213	1,815	5712,351	324,122	0,000
	Huynh-Feldt	10366,213	2,065	5020,283	324,122	0,000
	Límite inferior	10366,213	1,000	10366,213	324,122	0,000
Días * TRATAMIENTO	Esfericidad asumida	215,578	9	23,953	2,247	0,024
	Greenhouse-Geisser	215,578	5,444	39,598	2,247	0,055
	Huynh-Feldt	215,578	6,195	34,801	2,247	0,046
	Límite inferior	215,578	3,000	71,859	2,247	0,100
Error(Días)	Esfericidad asumida	1151,369	108	10,661		
	Greenhouse-Geisser	1151,369	65,329	17,624		
	Huynh-Feldt	1151,369	74,335	15,489		
	Límite inferior	1151,369	36,000	31,982		

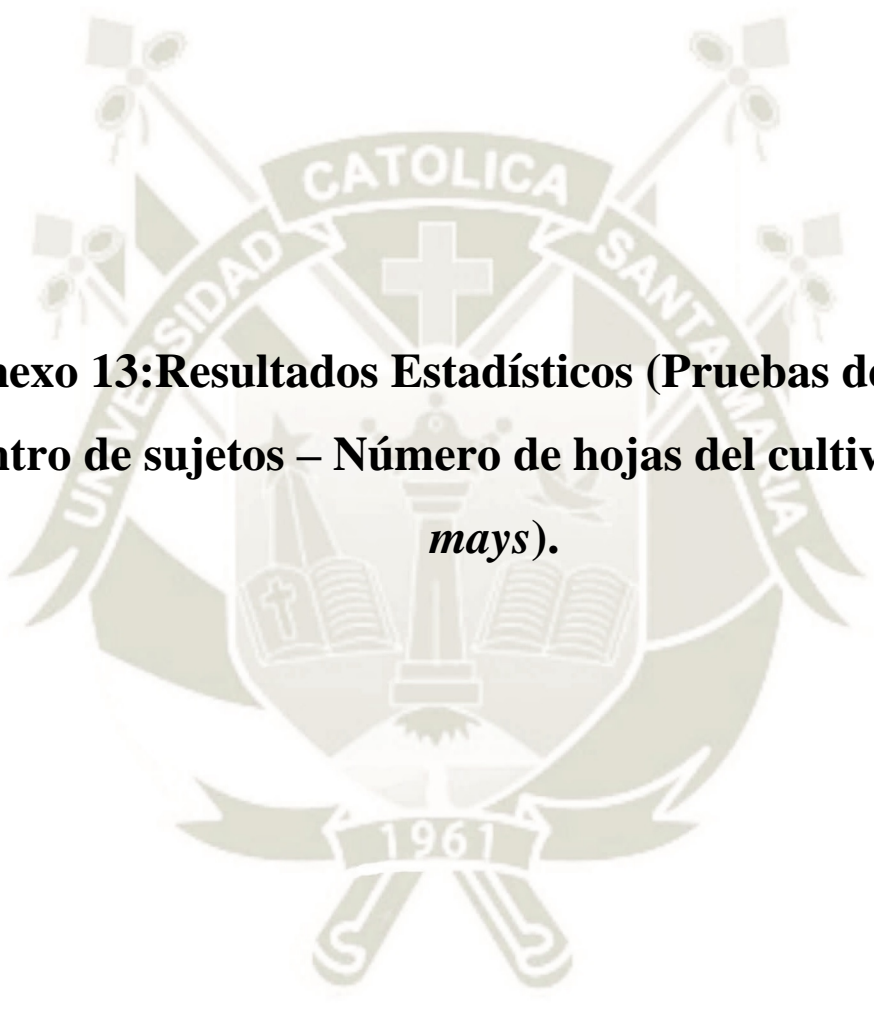


Anexo 12: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Diámetro del tallo del cultivo de *Zea mays*).

Pruebas de efectos dentro de sujetos

Medida: MEASURE_1

Origen		Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Días	Esfericidad asumida	42,564	3	14,188	398,939	0,000
	Greenhouse-Geisser	42,564	1,797	23,689	398,939	0,000
	Huynh-Feldt	42,564	2,058	20,681	398,939	0,000
	Límite inferior	42,564	1,000	42,564	398,939	0,000
Días * TRATAMIENTO	Esfericidad asumida	,472	9	0,052	1,474	0,168
	Greenhouse-Geisser	,472	5,390	0,088	1,474	0,208
	Huynh-Feldt	,472	6,174	0,076	1,474	0,198
	Límite inferior	,472	3,000	0,157	1,474	0,239
Error(Días)	Esfericidad asumida	3,628	102	0,036		
	Greenhouse-Geisser	3,628	61,090	0,059		
	Huynh-Feldt	3,628	69,975	0,052		
	Límite inferior	3,628	34,000	0,107		

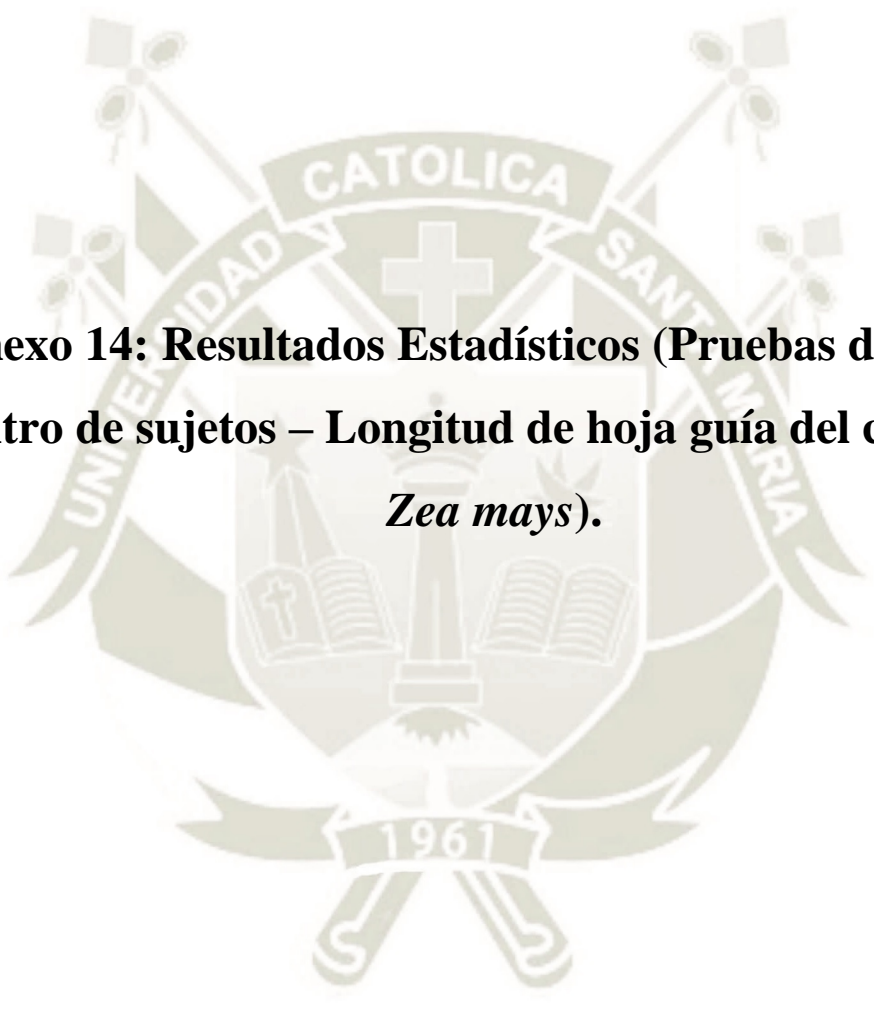


Anexo 13: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Número de hojas del cultivo de *Zea mays*).

Pruebas de efectos dentro de sujetos

Medida: MEASURE_1

Origen		Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Días	Esfericidad asumida	176,001	3	58,667	276,319	0,000
	Greenhouse-Geisser	176,001	2,609	67,460	276,319	0,000
	Huynh-Feldt	176,001	3,000	58,667	276,319	0,000
	Límite inferior	176,001	1,000	176,001	276,319	0,000
Días * TRATAMIENTO	Esfericidad asumida	3,179	9	0,353	1,664	0,107
	Greenhouse-Geisser	3,179	7,827	0,406	1,664	0,120
	Huynh-Feldt	3,179	9,000	0,353	1,664	0,107
	Límite inferior	3,179	3,000	1,060	1,664	0,193
Error(Días)	Esfericidad asumida	21,656	102	0,212		
	Greenhouse-Geisser	21,656	88,706	0,244		
	Huynh-Feldt	21,656	102,000	0,212		
	Límite inferior	21,656	34,000	0,637		



Anexo 14: Resultados Estadísticos (Pruebas de efectos dentro de sujetos – Longitud de hoja guía del cultivo de *Zea mays*).

Pruebas de efectos dentro de sujetos

Medida: MEASURE_1

Origen		Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Días	Esfericidad asumida	22789,702	3	7596,567	556,441	0,000
	Greenhouse-Geisser	22789,702	1,331	17120,532	556,441	0,000
	Huynh-Feldt	22789,702	1,487	15324,559	556,441	0,000
	Límite inferior	22789,702	1,000	22789,702	556,441	0,000
Días * TRATAMIENTO	Esfericidad asumida	306,756	9	34,084	2,497	0,013
	Greenhouse-Geisser	306,756	3,993	76,816	2,497	0,056
	Huynh-Feldt	306,756	4,461	68,758	2,497	0,048
	Límite inferior	306,756	3,000	102,252	2,497	0,076
Error(Días)	Esfericidad asumida	1392,510	102	13,652		
	Greenhouse-Geisser	1392,510	45,259	30,768		
	Huynh-Feldt	1392,510	50,563	27,540		
	Límite inferior	1392,510	34,000	40,956		