



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS TABASCO

PROGRAMA EN PRODUCCIÓN AGROALIMENTARIA EN EL TRÓPICO

**RESPUESTA DEL CULTIVO DE PIÑA “CABEZONA” A LA FERTILIZACIÓN
CON NPK EN HUIMANGUILLO, TABASCO**

ING. JUVENTINO PÉREZ ROMERO

T E S I S

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:**

MAESTRO EN CIENCIAS

H. CÁRDENAS, TABASCO, MÉXICO

2020



CARTA DE CONSENTIMIENTO DE USO DE LOS DERECHOS DE AUTOR Y DE LAS REGALÍAS COMERCIALES DE PRODUCTOS DE INVESTIGACIÓN

En adición al beneficio ético, moral y académico que he obtenido durante mis estudios en el Colegio de Postgraduados, el que suscribe Juventino Pérez Romero, alumno de esta Institución, estoy de acuerdo en ser partícipe de las regalías económicas y/o académicas, de procedencia nacional e internacional, que se deriven del trabajo de investigación que realicé en esta Institución, bajo la dirección del Profesor Sergio Salgado García, por lo que otorgo los derechos de autor de mi tesis RESPUESTA DEL CULTIVO DE PIÑA “CABEZONA” A LA FERTILIZACIÓN CON NPK EN HUIMANGUILLO TABASCO y de los productos de dicha investigación al Colegio de Postgraduados. Las patentes y secretos industriales que se puedan derivar serán registrados a nombre del Colegio de Postgraduados y las regalías económicas que se deriven serán distribuidas entre la Institución, El Consejero o Director de Tesis y el que suscribe, de acuerdo a las negociaciones entre las tres partes, por ello me comprometo a no realizar ninguna acción que dañe el proceso de explotación comercial de dichos productos a favor de esta Institución.

H. Cárdenas, Tabasco, a 09 de julio de 2020.

Firma

Vo. Bo. Profesor Consejero o Director de Tesis

La presente tesis, titulada “**RESPUESTA DEL CULTIVO DE PIÑA “CABEZONA” A LA FERTILIZACIÓN CON NPK EN HUIMANGUILLO, TABASCO**”, realizado por el alumno: **Juventino Pérez Romero**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

POSTGRADO EN PRODUCCIÓN AGROALIMENTARIA EN EL TRÓPICO


CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:



DR. SÉRGIO SALGADO GARCÍA

ASESORA:




DRA. LUZ DEL C. LAGUNES ESPINOZA

ASESOR:



DR. CARLOS F. ORTIZ GARCÍA

ASESOR:



DR. SAMUEL CÓRDOVA SÁNCHEZ

H. CÁRDENAS, TABASCO, MÉXICO A 31 DE JULIO DEL 2020

RESPUESTA DEL CULTIVO DE PIÑA “CABEZONA” A LA FERTILIZACIÓN CON NPK EN HUIMANGUILLO, TABASCO

Juventino Pérez Romero, M.C.
Colegio de Posgraduados, 2020

RESUMEN

La piña cabezona se produce y consume a nivel estatal, presenta rendimientos bajos, carecen de estudios sobre su comportamiento agronómico incluso la fertilización que se realiza es adaptada de otros cultivares. El objetivo de investigación fue evaluar la respuesta en crecimiento, rendimiento y calidad de fruto del cultivo de piña a diferentes dosis de NPK para determinar la dosis óptima económica. El experimento se estableció en el Ejido. Pedregal Moctezuma municipio de Huimanguillo, Tabasco en un suelo Acrisol Úmbrico Cutánico (Hiperdistrico, Húmico). Los tratamientos se generaron con la matriz Plan Puebla I. usando niveles de N de 120, 160, 200 y 240 kg ha⁻¹, de P, 70, 110, 150 y 190 kg ha⁻¹, y de K, 150, 200, 250 y 300 kg ha⁻¹. Los tratamientos fueron fraccionados en cuatro aplicaciones, a los dos, cinco, ocho y trece meses después de la siembra; el P se aplicó en una sola exhibición en la primera aplicación de fertilizante. Los 15 tratamientos se probaron en un diseño experimental de Bloques Completos al Azar con cuatro repeticiones. Los resultados mostraron, que todos los tratamientos acumularon mayor cantidad de biomasa que el testigo al finalizar el ciclo del cultivo. Entre tratamientos de fertilización no se encontró diferencia estadística para biomasa ni para índice de área foliar (IAF) entre tratamientos y testigo. La biomasa, IAF y el rendimiento no mostraron relación significativa con el NDVI durante el ciclo del cultivo. pH, grados Brix y % ácido cítrico presentaron valores promedio de 3.4, 7.3 y 0.71 respectivamente, sin diferencias significativas entre tratamientos. Para la concentración de ácido Ascórbico se observó diferencia altamente significativa entre tratamientos, siendo el tratamiento 3 el de mayor concentración (19.4 mg 100g⁻¹ FF). La concentración de polifenoles (41.34 mg 100g⁻¹ FF) y flavonoides (1.6 mg 100g⁻¹ FF) no mostró diferencia significativa entre los tratamientos de fertilización y al testigo. Rendimientos superiores a 55 t ha⁻¹ de fruto fueron obtenidos en los tratamientos 5 y 8. La dosis óptima de fertilización fue 160-70-200 con una tasa de retorno de capital variable (TRCV) de 3.09.

Palabras clave: Piña cabezona, dosis óptima, rendimiento, calidad, compuestos bioactivos.

"CABEZONA" PINEAPPLE CROP RESPONSE TO NPK FERTILIZATION IN HUIMANGUILLO, TABASCO

Juventino Pérez Romero, M.C.
Colegio de Posgraduados, 2020

ABSTRACT

The cabezona pineapple is produced and consumed at the state level, has low yields, lacks studies on its agronomic behavior, even the fertilization that is carried out is adapted from other cultivars. The research aim was to evaluate the response in growth, yield and fruit quality of the pineapple crop at different doses of NPK to determine the optimal economic dose. The experiment was established in the Ejido. Pedregal Moctezuma municipality of Huimanguillo, Tabasco in an Acrisol Úmbrico Cutánico (Hiperdistrico, Húmico) Soil. Treatments were generated with the Plan Puebla I matrix using N levels of 120, 160, 200 and 240 kg ha⁻¹, P, 70, 110, 150 and 190 kg ha⁻¹, and K, 150, 200, 250 and 300 kg ha⁻¹. The treatments were divided into four applications, at two, five, eight, and thirteen months after planting; the total of P was applied in the first application of fertilizer. All 15 treatments were tested in a randomized complete block design with four replications. The results showed that all the treatments accumulated more biomass than the control treatment at the end of the cultivation cycle. Between fertilization treatments, no statistical difference was found for biomass or leaf area index (IAF) between treatments and control. Biomass, IAF and yield did not show a significant relationship with NDVI during the crop cycle. pH, degrees ° Brix and % citric acid presented average values of 3.4, 7.3 and 0.71 respectively, without significant differences between treatments. For the concentration of Ascorbic acid, a highly significant difference was observed between treatments, with treatment 3 being the one with the highest concentration (19.4 mg 100g⁻¹ FF). The concentration of polyphenols (41.34 mg 100g⁻¹ FF) and flavonoids (1.6 mg 100g⁻¹ FF) showed no significant difference between the fertilization treatments and the control. Yields greater than 55 t ha⁻¹ of fruit were obtained in treatments 5 and 8. The optimal fertilization dose was 160-70-200 with a variable capital return rate (TRCV) of 3.09.

Key words: cabezona pineapple, optimal dose, yield, quality, bioactive compounds.

Dedicatoria

A mi papá Silverio Pérez Pérez, por brindarme siempre su apoyo incondicional a pesar que la mayoría de las veces no está de acuerdo en lo que hago.

A mi mamá Laura Romero Rodríguez, por brindarme siempre su apoyo y comprensión, aun en los momentos más difíciles.

A mí, para recordarme que todo se puede cuando se quiere.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT): por otorgarme la beca con la cual pude concluir mis estudios de maestría.

Al Colegio de Postgraduados Campus Tabasco: por aceptarme en el programa de Maestría en Ciencias.

Al Dr. Sergio Salgado García: por su paciencia y dedicación.

A la Dra. Luz del C. Lagunes Espinoza: por prestarme su laboratorio donde realice mis análisis, así como por su ayuda y paciencia.

Al Dr. Carlos F. Ortiz García: por su apoyo y asesoría.

Al Dr. Samuel Córdova Sánchez: por su apoyo y asesoría.

Contenido

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	2
III.	OBJETIVOS	3
	3.1. Objetivo general	3
	3.2. Objetivos específicos	3
IV.	HIPÓTESIS	4
V.	REVISIÓN DE LA LITERATURA	5
	5.1. Historia de la piña	5
	5.1.1. Origen.....	5
	5.1.2. Distribución.....	5
	5.1.3. Llegada de la piña a México	6
	5.2. Regiones productoras de piña en México	7
	5.3. Cultivares comerciales de piña en Tabasco.....	8
	5.4. Estacionalidad de la producción de piña en la Chontalpa	9
	5.5. Cultivares mejorados de piña.....	10
	5.6. Morfología de la planta.....	11
	5.7. Tratamientos de inducción floral (TIF) en piña.....	13
	5.8. Tratamiento para Inhibición floral en piña	14
	5.8.1. Tratamiento con Piñone CPA®	14
	5.9.1. Latitud.....	15
	5.9.2. Altitud.....	15
	5.9.3. Fotoperiodo	15
	5.9.4. Horas Luz	16
	5.9.5. Radiación solar.....	16
	5.9.6. Temperatura	16
	5.9.7. Requerimientos hídricos	16

5.9.8.	Humedad relativa.....	17
5.9.9.	Suelo	17
5.10.	Necesidades nutrimentales del cultivo de piña	17
5.10.1.	Función de los nutrientes y síntomas de deficiencia en el cultivo de piña.....	18
5.10.2.	Dosis de fertilizante recomendadas para el cultivo de piña.....	23
5.11.	Análisis de suelo y de tejido vegetal como indicadores para fertilización del cultivo de piña.....	24
5.12.	Parámetros que definen la calidad del fruto en piña.	25
5.12.1.	Clasificación de los frutos de piña por su color	25
5.12.2.	Especificaciones sensoriales y defectos	27
5.13.	Compuestos bioactivos en piña	28
5.13.1.	Ácido ascórbico	28
5.13.2.	Compuestos fenólicos o polifenoles	29
VI.	MATERIALES Y MÉTODOS	30
6.1.	Localización	30
6.2.	Condiciones ambientales y edáficas	30
6.5.	Tratamientos y diseño experimental	31
6.6.	Manejo agronómico del experimento	32
6.7.	Variables de estudio.....	32
6.7.1.	Biomasa seca (MS)	33
6.7.2.	Índice de vegetación de diferencia normalizada(NDVI)	33
6.7.3.	Índice de área foliar (IAF)	33
6.7.4.	Rendimiento de fruta	33
6.7.5.	Calidad de jugo.....	33
6.7.6.	Concentración de ácido ascórbico.....	34
6.7.7.	Metabolitos secundarios	35

6.8. Análisis económico de los tratamientos	37
6.9. Análisis estadístico.....	38
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	39
7.2. Biomasa seca (MS).....	39
7.3. Índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI)	41
7.4. Índice de área foliar (IAF)	43
7.5. Rendimiento.....	44
7.6. Calidad de jugo.....	46
7.6.1. pH.....	46
7.6.2. Grados °Brix.....	48
7.6.3. % Ácido Titulable.....	50
7.7. Concentración de ácido ascórbico	52
7.8.1. Polifenoles totales	54
7.9. Tratamiento óptimo económico de fertilización	57
VIII. CONCLUSIONES.....	59
IX. BIBLIOGRAFÍA.....	60

Lista de Cuadros

Cuadro 1. Cultivares mejoradas de piña (Uriza <i>et al.</i> , 2018).	10
Cuadro 2. Dosis de NPK recomendadas para Tabasco (Salgado <i>et al.</i> , 2010).	23
Cuadro 3. Dosis de nutrientes recomendadas para la región del Bajo Papaloapan en Veracruz (Uriza <i>et al.</i> , 2018).	23
Cuadro 4. Dosis de NPK recomendadas para el cultivo de piña por diversos autores.	24
Cuadro 5. Valores de referencia para considerar a una planta de piña bien nutrida.	25
Cuadro 6. Clasificación del fruto de piña por color externo (NMX-FF-028-SCFI-2008).	26
Cuadro 7. Color y translucidez de la pulpa de piña (NMX-FF-028-SCFI-2008).	26
Cuadro 8. Clasificación de fruto de piña por defectos.	27
Cuadro 9. Clasificación de la piña en base al peso (NMX-FF.028-SCFI-2008).	28
Cuadro 10. Tratamientos de fertilización generados por la matriz Plan Puebla 1.	32
Cuadro 11. Curva de calibración de para determinar concentración de ácido ascórbico.	34
Cuadro 12. Curva de calibración de Ácido gálico para la cuantificación de polifenoles totales.	36
Cuadro 13. Curva de calibración de Quercetin para la cuantificación de flavonoides totales.	37
Cuadro 14. Cálculo de los costos de tratamiento y aplicación por hectárea.	37
Cuadro 15. Precio en pesos por tamaño de piña a noviembre de 2019.	38
Cuadro 16. Acumulación de biomasa por planta (g de MS) durante el crecimiento del cultivo de piña con diferentes tratamientos de fertilización.	40
Cuadro 17. NDVI durante el crecimiento del cultivo con diferentes tratamientos de fertilización.	42
Cuadro 18. Coeficientes de correlación entre NDVI, IAF Y biomasa seca	44
Cuadro 19. Valores de IAF por tratamiento durante el desarrollo del cultivo.	44
Cuadro 20. Rendimientos de fruta con diferentes tratamientos de fertilización NPK.	45

Cuadro 21. pH obtenido en los diferentes tratamientos de fertilización en piña cabezona.	47
Cuadro 22. Grados Brix obtenidos en los diferentes tratamientos de fertilización en piña cabezona.	49
Cuadro 23. Valores de grados Brix en piña reportado por diversos autores.	50
Cuadro 24. % Ácido cítrico obtenido en los diferentes tratamientos de fertilización en piña cabeza.	50
Cuadro 25. Concentración de ácido cítrico en piña para diversos cultivares.	51
Cuadro 26. Concentración de ácido ascórbico por tratamientos.	52
Cuadro 27. Intervalo de concentración de ácido ascórbico en diferentes cultivares de piña.	53
Cuadro 28. Concentración de Polifenoles totales por tratamiento de fertilización.	54
Cuadro 29. Concentración de polifenoles totales en piña reportados por diversos autores.	55
Cuadro 30. Concentración de flavonoides totales por tratamiento de fertilización.	56
Cuadro 31. Concentración de polifenoles totales reportados por diversos autores.	57
Cuadro 32. Análisis económico de la fertilización NPK en piña cabeza.	58

Lista de figuras

Figura 1. Representación de la piña por Gonzalo Fernández de Oviedo y Valdés, en su obra, <i>Historia General y Natural de los Indios</i> (1959).	5
Figura 2. Participación en la producción de piña de los estados productores en México. (SIAP 2019).	7
Figura 3. Porcentaje de participación de las regiones productoras de piña en México (SIAP 2019).	8
Figura 4. superficie sembrada con el híbrido MD2 a partir del 211 en Tabasco, México (SIAP 2019).	9
Figura 5. Índice de estacionalidad de precios de piña mediana de primera calidad (Uriza <i>et al.</i> , 2018).	9
Figura 6. Detalles del cultivo de piña a) Diferentes órganos y fruto de la planta de piña b) clasificación de las hojas (Uriza <i>et al.</i> , 2018).....	11
Figura 7. Concentración de ácido ascórbico en cuatro estados de madures de piña Esmeralda (Rosas <i>et al.</i> , 2011). ff= fruta fresca.....	28
Figura 8. Contenido de Polifenoles totales (a) y Flavonoides totales (b) en frutos de piña Esmeralda en 4 estados de madurez (Rosas <i>et al.</i> , 2011).	29
Figura 9. Vástagos tipo clavo para la siembra del cultivo A) Pesado de vástagos. B) Traslado de los vástagos. C) vástagos con raíces al momento de la siembra. ...	30
Figura 10. Terreno acondicionado para el desarrollo del cultivo. A) Zanja primaria B) Zanja secundaria C) Terreno arado.....	31
Figura 11. Distribución de lluvias y temperatura durante el ciclo del cultivo de piña (jul-2018 a nov-2019).....	39
Figura 12. Acumulación de biomasa seca de la piña cabezona durante su ciclo de cultivo. TIF=tratamiento de inducción floral, Flor=floración, Fruto=Cosecha de frutos. De 0 a 361 días fue la fase vegetativa del cultivo.	41
Figura 13. Correlaciones, A) biomasa seca y rendimiento de piña, B) biomasa seca y NDVI, C) IAF Y NDVI y D) rendimiento y NDVI.	42

Figura 14. Comportamiento del IAF de la piña cabeza durante su ciclo de cultivo. TIF=inducción floral, Flor=floración, Fruto=cosecha de frutos. De 0 a 361 días es la fase vegetativa del cultivo.	43
Figura 15. Respuesta del cultivo de piña cabeza en rendimiento a la fertilización NPK.	46
Figura 16. Respuesta del pH del jugo de piña cabeza a la fertilización NPK.	47
Figura 17. Correlaciones, A) Ph y °Brix, B) pH y % Ac. Cítrico.	48
Figura 18. Respuesta del cultivo de piña en °Brix a la fertilización NPK.	48
Figura 19. Correlación °Brix con % Ac.	48
Figura 20. Respuesta del % de ácido cítrico del jugo de piña cabeza a la fertilización NPK.	51
Figura 21. Respuesta de la concentración de ácido ascórbico en el jugo de piña cabeza a la fertilización NPK.	54
Figura 22. Respuesta de la concentración de polifenoles totales en piña cabeza a la fertilización NPK.	55
Figura 23. Respuesta de la concentración de flavonoides de piña cabeza a la fertilización NPK.	57

I. INTRODUCCIÓN

El cultivo de piña con un enfoque comercial en México surge a inicios del siglo XX con plantas provenientes de Hawái (Uriza *et al.*, 2018). La producción nacional se encuentra repartida principalmente en dos regiones: La cuenca del río Papaloapan en Veracruz que aporta más del 80% y la región de la Chontalpa Tabasco que produce alrededor del 7%. En la Chontalpa los cultivares con mayor preferencia por los productores son, Cayena Lisa, MD2 y cabazona. La piña cabazona es de importancia regional y es también la que cuenta con la menor superficie sembrada después de Cayena Lisa.

No existen estadísticas del volumen anual de producción de piña cabazona a nivel estatal ni nacional, debido a que la mayoría se consume como fruto fresco en la zona. Esta variedad se considera de alta rentabilidad anual, aunque existen temporadas en las que el precio por kilogramo o pieza de piña cae por oferta excesiva, debido principalmente a la falta de programa de cosechas por bajo conocimiento o información especializada para la región en el manejo del cultivo (Salgado *et al.*, 2010; Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

La floración natural ocurre en diciembre y febrero, ocasiona sobre producción entre mayo y julio lo cual es indeseable por oferta excesiva y la inminente la caída de precios. En la región del bajo Papaloapan, Veracruz y la Chontalpa, Tabasco se ha observado que la floración natural ocurre cuando las temperaturas son $\leq 17.5^{\circ}\text{C}$, se presenta un fotoperiodo corto (2 h 45 min de diferencia entre el día ya noche), la planta alcanza un peso fresco ≥ 1.2 kg y presentan deficiencias nutrimentales (Rebolledo *et al.*, 1997; Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018). La floración natural no es deseable, sino las plantas deben ser inducida para un mejor control de las fechas de cosecha, el no programar o controlar estas es muy común en plantaciones de pequeños productores, que carecen de un plan de manejo y que fertilizan sus cultivos de forma empírica, ya que una inadecuada nutrición limita el desarrollo de las plantas y su potencial genético (Uriza, 2011).

Para abordar el problema de las deficiencias nutrimentales, debido a una inadecuada fertilización del cultivo de piña cabazona la presente investigación se plantea evaluar la respuesta en rendimiento, desarrollo del cultivo, calidad del fruto y metabolitos secundarios de la piña cabazona a diferentes dosis de NPK para encontrar la dosis óptima económica del cultivo para el tipo de suelo en estudio.

II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

En el año 2018, México ocupaba el noveno lugar de los 15 principales productores de piña en el mundo, con una producción en la última década de 999,593 mil toneladas (FAOSTAT, 2020) volumen suficiente para satisfacer la demanda nacional y generar excedentes.

Tabasco cuenta con 1,694 ha establecidas, con una producción total de 11,111 toneladas (SIAP, 2019). La región de la Chontalpa paso de 1,081 a 1,694 ha establecida de 2006 a 2019, sin embargo, el rendimiento contrariamente bajó de 15.02 a 6.96 t ha⁻¹ (SIAP, 2019) lo cual es preocupante considerando que en la región del Bajo Papaloapan el rendimiento es ≥ 28.86 t ha⁻¹ (Uriza *et al.*, 2018; SIAP, 2019).

En la región de la Chontalpa se cultiva por pequeños productores la piña cabezona, pero se desconoce la superficie sembrada. Tiene corta vida de anaquel y producirla es menos costoso comparado con los cultivares MD2 y Cayena Lisa (Salgado *et al.*, 2017). La mayoría de los pequeños productores de la región carece de conocimientos técnicos especializados en el manejo agronómico del cultivo de piña, la información regional sobre el manejo del cultivo y de los requerimientos nutricionales para mantener o incrementar la producción es limitada.

Las dosis de NPK utilizadas para el cultivo de piña cabezona son adaptadas de las recomendadas para otras variedades, sin embargo, la efectividad es cuestionables ya que los rendimientos son bajos (≤ 7 t ha⁻¹), debido a esto y con el objetivo incrementar el rendimiento, los productores han empezado a deforestar zonas que no se destinaban para el cultivo de piña ya al establecer el cultivo en suelos de mayor fertilidad las plantas de piña se desarrollan mejor a un costo bajo.

Por esta razón surge la necesidad de realizar una investigación con el objetivo de evaluar la respuesta en crecimiento, rendimiento y calidad de fruto del cultivo de piña cabezona a diferentes dosis de NPK para determinar la dosis óptima económica. De la zona piñera de la sabana de Huimanguillo ubicada en la región de la Chontalpa Tabasco.

III. OBJETIVOS

3.1. Objetivo general

- ❖ Evaluar la respuesta, del cultivo de piña cabezona con diferentes dosis de fertilización de NPK en un suelo Acrisol de Huimanguillo, Tabasco para determinar la dosis óptima económica.

3.2. Objetivos específicos

- ❖ Cuantificar la acumulación de biomasa y extracción de NPK del cultivo de piña cabezona en Huimanguillo Tabasco, durante el ciclo fenológico del cultivo.
- ❖ Determinar el efecto de la fertilización con diferentes dosis (NPK) en plantas de piña cabezona a través de índice de área foliar (IAF) e índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI).
- ❖ Evaluar el efecto de la fertilización NPK en la calidad del fruto en lo referente a pH, grados °Brix, % ácido cítrico, concentración de compuestos fenólicos y flavonoides totales.
- ❖ Establecer la dosis óptima de fertilización (NPK), y la tasa de retorno para el cultivo de piña cabezona en Huimanguillo, Tabasco.

IV. HIPÓTESIS

- ❖ La piña cabezona produce gran cantidad de biomasa por lo que extrae altas cantidades de NPK del suelo. Que un suelo Acrisol no puede suministrar.
- ❖ La fertilización con NPK no influye la calidad del fruto.
- ❖ Los tratamientos de NPK producen efectos diferentes lo que permite establecer la dosis óptima de fertilización para el cultivo de piña cabezona.

V. REVISIÓN DE LA LITERATURA

5.1. Historia de la piña

5.1.1. Origen

El fruto de piña (*Ananas comosus*) es una de las especies tropicales de mayor importancia comercial debido a la gran aceptación del fruto de los consumidores en todo el mundo (Blanco *et al.*, 2017). De acuerdo con Charles *et al.* (2010) la piña es nativa del sur de Brasil y Paraguay, específicamente de la cuenca del río Paraná, área donde hasta el momento se cultivan sus parientes silvestres. La piña fue domesticada por los nativos de esa zona y llevada por ellos, a México y a las Antillas, hace 7,000 años, antes de la llegada de Cristóbal Colón (Morton, 1987; Coppens y Duval, 2009). La Figura 1 muestra el dibujo de un fruto de piña, que está considerado como la primera representación, realizada por un europeo, a partir de un grabado en piedra de origen Olmeca. De acuerdo a los relatos, la figura de piña era utilizada para el registro de tributos (Rodríguez *et al.*, 2006).

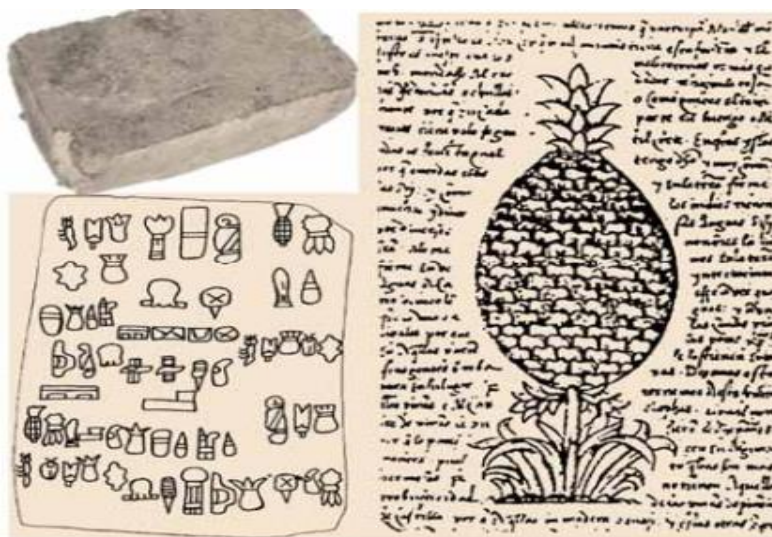


Figura 1. Representación de la piña por Gonzalo Fernández de Oviedo y Valdés, en su obra, *Historia General y Natural de los Indios* (1595).

Para el caso específico de la piña cabezona o piña de agua, Isidró *et al.* (2003), García *et al.* (2006) y Leal *et al.* (2010), sugieren que es originaria de Puerto Rico y que fue cultivada en la cuenca del Caribe.

5.1.2. Distribución

La expansión mundial de la piña fue rápida, desde su centro de origen debido a las características del fruto. Esta expansión inició hace al menos 3,000 años (Coppens &

Duval, 2009). Posteriormente a la llegada de Cristóbal Colón el 4 de noviembre de 1493 desde la isla de Guadalupe, ubicada en las Antillas los marineros llevaron plantas y frutos de piña a Holanda, Portugal, Inglaterra y España (Collins, 1949). Sin embargo, se empleó casi un siglo para que se cultivara con éxito, siendo Holanda el primer país que lo consiguió en 1690 seguido de Inglaterra en 1720, tras la invención de los invernaderos que permitieron aumentar la temperatura para simular condiciones tropicales (Collins, 1951).

Los españoles introdujeron la piña a Filipinas y posiblemente a Hawái y Guam a principios del siglo XVI. La primera plantación de dos hectáreas (de los grupos botánicos Española o Reina) fue establecida con visión empresarial en Oahu y Hawái (Morton, 1987). La variedad Cayena Lisa fue descubierta en 1819 por el botánico en Samuel Perrotet, en 1935 llegó a Inglaterra como regalo hacia los monarcas. Las plantas fueron multiplicadas y dispersadas en sus colonias principales. Luego fue llevada a Hawái, a sumarse a las plantas que habían sido importadas de Florida (1885) y Jamaica (1886) convirtiéndose en una de las actividades principales. Esto propició el desarrollo de la industria de conservas en 1865; sin embargo, fue hasta 1896 que se inició el cultivo intensivo cuando se introdujo de Australia un millón de plantas de Cayena Lisa (Bartholomew *et al.*, 2018). Posteriormente se dispersó rápidamente en el siglo XX a Taiwán (1926), Filipinas (1926), Fiji (1930), Cuba y Haití (1947) y México (1903), entre otros (Collins, 1951).

En México la presencia de piñas comestibles (*Ananas comosus* variedad *comosus*) quedó documentada en la denominada “piedra de Cascaja” (Figura 1) descubierta en Veracruz en el municipio de Jaltipán en 1999 (Coppens *et al.*, 2011).

5.1.3. Llegada de la piña a México

Antes de la introducción de la piña Cayena Lisa, en México ya eran cultivados otros genotipos comestibles. La primera introducción de la variedad Cayena Lisa proveniente de Hawai fue en el año 1903 y la segunda en 1946. Los vástagos de Cayena Lisa se introdujeron en las localidades de Tezonapa y Cosolapa entre los estados de Veracruz y Oaxaca, aunque no prosperó como se esperaba. Fue hasta 1908 que un norteamericano (Frank Peters), introdujo de Tezonapa/Cosolapa 1000 hijuelos, a Loma bonita, Oaxaca en la década de los 10 del siglo pasado (Rebolledo *et al.*, 1998).

El fruto tuvo una demanda creciente, y en 1924 John I. Howe estableció en el municipio de Isla Veracruz 24 ha con plantas adquiridas de Loma bonita, Oaxaca. A partir de este

hecho, el material vegetativo de Cayena Lisa se distribuyó rápidamente a otras localidades de la región del Bajo Papaloapan, estados del Pacífico, Golfo de México y Península de Yucatán (Uriza *et al.*, 2018).

5.1.4. Llegada de la piña a Tabasco

La historia de la llegada de la piña a Tabasco tiene dos versiones. La primera indica que el cultivo de este fruto empezó en 1969 con la llegada por ferrocarril de las primeras plantas de piña procedentes de Loma bonita, Oaxaca a Villa Estación Chontalpa, (Salgado *et al.*, 2010). La segunda versión circula entre los habitantes del Ejido pedregal Moctezuma Primera Sección de Huimanguillo, Tabasco, e indica que alrededor de 1960 un joven de origen veracruzano introdujo plantas procedentes del municipio de Isla, Veracruz, iniciando la actividad piñera en la zona, 10 años más tarde la empresa Piñera Primavera S.A de C.V llegó a la región expandiendo el cultivo intensivo y empresarial de la piña.

5.2. Regiones productoras de piña en México

A nivel mundial, México ocupó el noveno lugar de producción de piña en el año 2018 con una producción de alrededor de 817 mil toneladas y una superficie sembrada de 20 mil hectáreas y un rendimiento promedio entre 45 y 55 t ha⁻¹ (SIAP, 2019). Esto representa el 3% de la piña producida en el mundo. La producción de piña en el país se encuentra distribuido en las zonas tropicales, siendo los estados de Veracruz, Oaxaca, Tabasco y Quintana Roo donde se concentra arriba del 90% de la piña producida en el país (Figura 2) (SIAP, 2019).

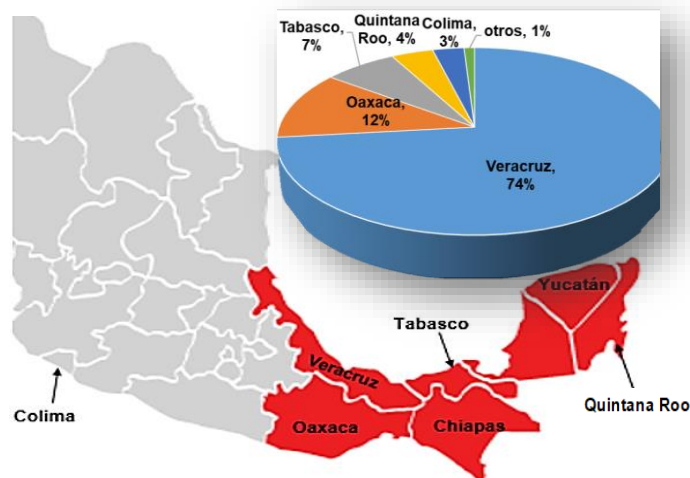


Figura 2. Participación en la producción de piña de los estados productores en México. (SIAP 2019).

Las regiones productoras del país son a) la región del Bajo Papaloapan que abarca una pequeña superficie al norte de Oaxaca y el centro-sur de Veracruz; y b) la región de la Chontalpa en Tabasco. La región del Bajo Papaloapan es la principal y aporta alrededor de 80% de la producción nacional (Figura 3) y comprende siete municipios en de Veracruz; Isla, Juan Rodríguez Clara, José Azuela, Chacaltianguis, Medellín, Alvarado y Tlaxiaco y dos municipios en el estado de Oaxaca (Loma bonita y Tuxtepec. Con condiciones climáticas muy similares lo que facilita el cultivo, producción y comercialización de la piña (Uriza *et al.*, 2018). La región de la Chontalpa en Tabasco es la segunda en importancia, y abarca los municipios de Huimanguillo y Cárdenas y concentra cerca del 7% de la producción nacional.

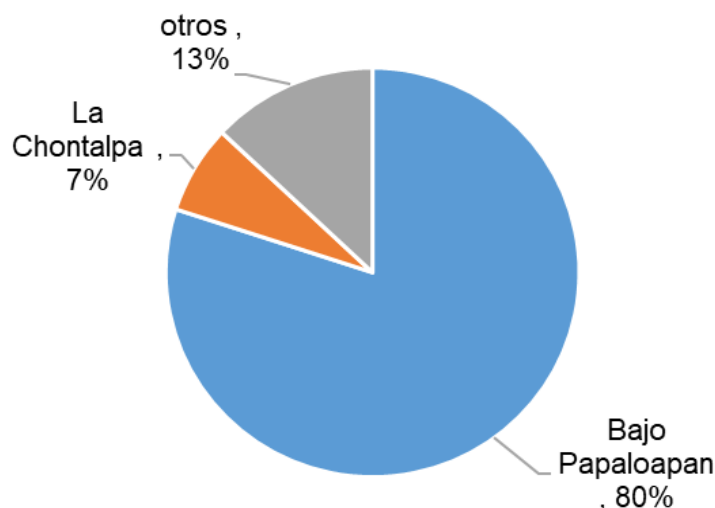


Figura 3. Porcentaje de participación de las regiones productoras de piña en México (SIAP 2019).

5.3. Cultivares comerciales de piña en Tabasco

En Tabasco se cultivan tres cultivares de piña: Cayena Lisa, MD2 y cabezona. El 75% de la producción corresponde a la variedad Cayena Lisa y el resto se distribuye entre el híbrido MD2 y la variedad cabezona. El híbrido MD2 desde el año 1996 en que se introdujo al país, ha tenido buena aceptación por los consumidores debido al sabor, color, tamaño y forma. Sin embargo, la adopción por los pequeños productores ha sido un proceso lento comparado con otros países como Costa Rica, tal vez a la susceptibilidad a enfermedades fungosas lo que encarece su producción (Uriza *et al.*, 2018). En Tabasco existen reportes de siembra de MD2 a partir del año 2011 con 180 ha establecidas e incrementándose a 410 ha en el año 2018 (Figura 4)

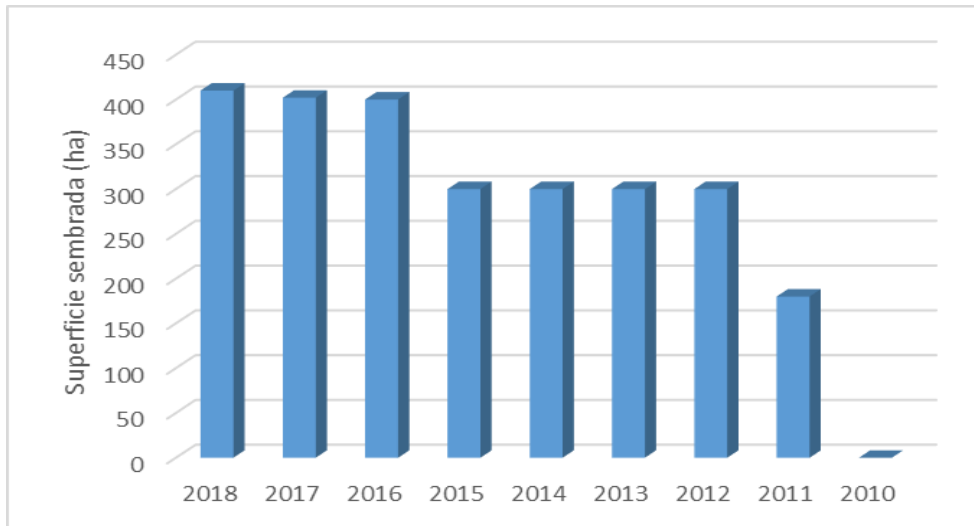


Figura 4. superficie sembrada con el híbrido MD2 a partir del 211 en Tabasco, México (SIAP 2019).

5.4. Estacionalidad de la producción de piña en la Chontalpa

La piña se comercializa todo el año. Durante los meses de junio y julio se presentan los precios más bajos en el mercado debido al exceso de producción que generan las plantas que florecen de manera natural, inducidas por el cambio de condiciones climáticas que se presentan entre diciembre y febrero en las zonas productoras (bajas temperaturas y la reducción 2.45 horas Luz (Salgado *et al.*, 2010; Uriza *et al.*, 2018).

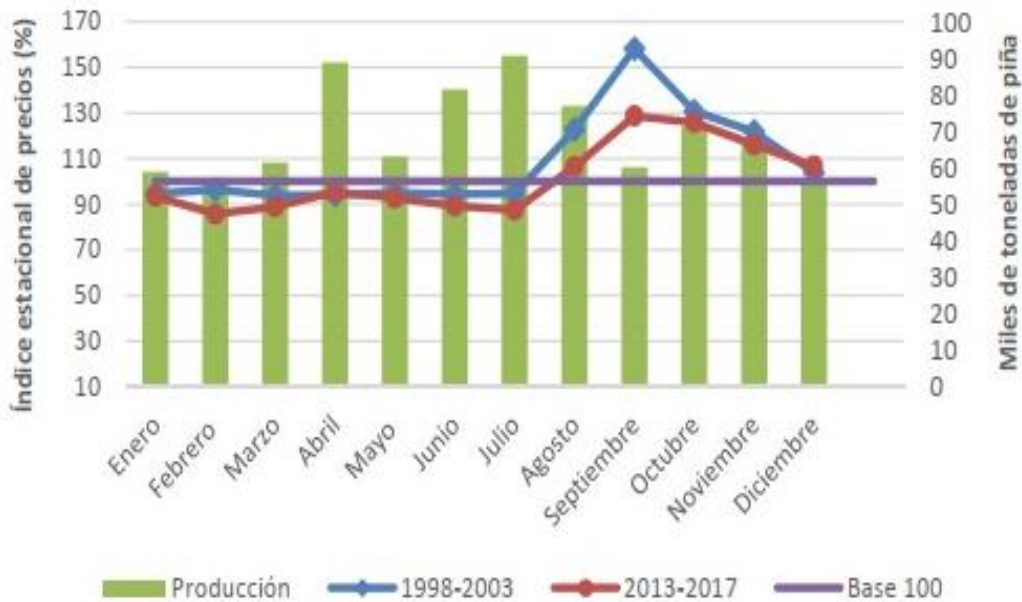


Figura 5. Índice de estacionalidad de precios de piña mediana de primera calidad (Uriza *et al.*, 2018).

Terminado la primera quincena de agosto los precios se elevan drásticamente debido a que la producción disminuye (Figura 5). Posiblemente por las bajas precipitaciones ocurridas entre marzo y mayo, el crecimiento de la planta disminuye y muchas plantas de piña no logran 2.5 kg de peso fresco.

5.5. Cultivares mejorados de piña

El mejoramiento genético de la piña con mayor éxito en el mundo, fue logrado por el instituto de investigación de la piña (PRI, por sus siglas en inglés), ubicado en Hawái. La finalidad con otras alternativas a Cayena Lisa (Uriza *et al.*, 2018). El PRI produjo dos híbridos el 73-50 llamado CO-2 y el 73-114 conocido como MD-2, este último con fruta de mejor calidad. El MD-2 tiene como padres los híbridos 58-1184 x 59-443, siendo su composición genética 'Smooth Cayenne' 17, 'Smooth Guatemala' 6, 'Pernambuco' 4, 'Ruby' (clon 'Singapore Spanish') 4, y 'Queen' 1 (Taniguchi, *et al.*, 2008). Este híbrido fue liberado en 1975, otros híbridos liberados después o están en proceso (Cuadro 1) (Ogata *et al.*, 2016).

Cuadro 1. Cultivares mejoradas de piña (Uriza *et al.*, 2018).

Cultivar	Origen	Año	Descripción
Victoria	EMBRAPA Cassava & Tropical Fruits, Cruz das Almas, Brazil	2006	Segundo cultivar introducido del programa de hibridación brasileño, con resistencia a fusariosis
Honey Gold	Del Monte Fresh Produce, Inc., Coral Gables, Florida.	2006	
Imperial	EMBRAPA Cassava & Tropical Fruits, Cruz das Almas	2003	Primer cultivar resistente al fusariosis introducido por el programa de mejoramiento brasileño, exitoso cuando se probó en el mercado francés.
Tainung No. 17 (Tainon 17)	Chiayi Agricultural Experiment Station, Chiayi, Taiwan Agricultural Research Institute,	1998	Posee alrededor del 80% de la cuota de mercado de la piña fresca en Taiwán.
MD-2 (Del Monte Gold™)	Pineapple Research Institute, Hawaii	1996	Cultivar de piña dominante en todo el mundo.
Josapine	Malaysian Agricultural Research and Development Institute (MARDI), Malasia	1996	Cultivar de fructificación muy temprano y la principal piña de fruta fresca en Malasia.
Rosé	Del Monte Fresh Produce Company, en Richmond, California		La planta puede ser tolerante a la aparición de la floración natural, el cual es un grave problema en MD2.

5.6. Morfología de la planta

Las plantas de piñas son herbácea perenne que cuenta con un metabolismo CAM (Montes *et al.*, 2007). Los principales órganos de la planta son el tallo, las hojas, raíces péndulo, el fruto y los vástagos (Rebolledo *et al.*, 2011).

Tallo. Relativamente corto y grueso de 20 a 40 cm de longitud siendo la parte cercana al ápice la que cuenta con mayor diámetro (de 6 a 8 cm) y punta donde se encuentran las raíces con menor diámetro (2 a 4 cm) con entrenudos relativamente cortos (1 a 10 mm) con un peso aproximado de 0.4 a 1 kg dependiendo de la edad de la planta.

Hojas. Estas son lanceoladas (que tienen forma de lanza), las cuales envuelven al tallo y están dispuesta en forma de espiral formando una roseta; se forman alrededor de 70 a 80 hojas por planta (edad de 10 a 12 meses), lo que representa cerca del 50% de su peso fresco. Los bordes pueden o no, estar previstos de espinas, dependiendo del cultivar. Las hojas pueden llegar a medir hasta 100 cm de largo para el caso de Cayena Lisa y MD2 y hasta 170 cm para cabezona. Las hojas de las piñas se clasifican en A, B, C, D (Figura 6). La hoja D (la más desarrollada entre las jóvenes y la más joven entre las adultas) se utiliza para el diagnóstico nutricional en el cultivo de piña (Siebeneichler *et al.*, 2002). Para el análisis de nitrógeno se utiliza toda la hoja D o solo el tercio medio basal de la parte etiolada (blanca). La hoja solo presenta estomas en su envés, ya que la superficie superior es totalmente cerosa y lisa (Uriza *et al.*, 2018).

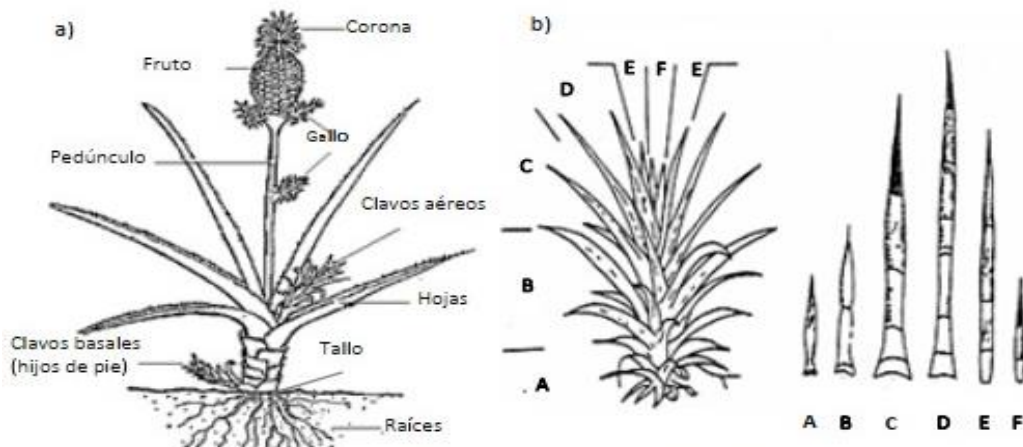


Figura 6. Detalles del cultivo de piña a) Diferentes órganos y fruto de la planta de piña b) clasificación de las hojas (Uriza *et al.*, 2018).

Raíces. Las raíces se emiten de treinta a cuarenta días después de la siembra del material vegetativo; ubicadas de manera muy superficial, generalmente en los primeros 30 cm del suelo, aunque pueden profundizarse más de medio metro, con una extensión

lateral que puede alcanzar de 1 a 2 m (Salgado *et al.*, 2010 y Uriza, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

El enraizamiento de las plantas depende de las condiciones climáticas en las cuales se desarrollen, sin embargo, en zonas o épocas con buena humedad se ha observado que los vástagos inician su enraizamiento a los 20 días después de la siembra con alrededor de 40 raíces las cuales siguen surgiendo a través de su ciclo vegetativo del cultivo alcanzando 130 raíces a los 10 o 12 meses y representan cerca de 7% de su peso fresco.

Péndulo. Es la prolongación del tallo, y equivale al 1 y 2% del peso total de las plantas. Este se desarrolla tras terminar el ciclo vegetativo y se manifiesta tras el engrosamiento del tallo en su meristemo terminal. Es ese momento inicia la diferenciación del péndulo, y en su extremo apical se desarrolla la inflorescencia, que da origen al fruto.

Flores. Las flores de color rosa o violeta, son de tipo trímero y auto estériles con tres pétalos que crecen en las axilas de las brácteas apuntadas, de ovario hipógino. Son numerosas y se agrupan en inflorescencias (espigas) de unos 30 cm de longitud, con un tallo engrosado (raquis) (Salgado *et al.*, 2010; Uriza *et al.*, 2018).

Frutos. Las flores dan frutos sin necesidad de fecundación y del ovario hipógino se desarrollan unos frutos en forma de baya, que conjuntamente con el eje de la inflorescencia y las brácteas, dan lugar a una infrutescencia carnosa (Sicarpio). En la superficie de la infrutescencia se ve únicamente la cubiertas cuadradas y aplanadas de los frutos individuales (Cunha *et al.*, 1999). El fruto proveniente de la variedad criolla tiende a ser más grande que los obtenidos de los cultivares MD2, Cayena Lisa, y puede superar los 7 kg de peso fresco.

Vástagos. Al momento de la cosecha del fruto se encuentran en desarrollo de 1 o 2 vástagos axilares cuyo peso fresco es de alrededor de 0.5 kg, lo que representa el 6% del peso total de la planta. Estos vástagos son útiles como material vegetativo para la multiplicación, Existen tres tipos de material vegetativo, útiles para la reproducción de la planta: corona, gallos y clavos.

1. **Corona.** Se localiza en la parte superior del fruto y presenta el crecimiento más lento (24 meses en coronas con peso promedio de 24 meses).
2. **Gallos.** Se desarrollan a partir de yemas axilares del pedúnculo del fruto. Su ciclo promedio de crecimiento es de 22 meses (con peso promedio de gallo de 250 g).

3. **Clavos.** Se originan de las yemas axilares del tallo su ciclo promedio es de 18 meses (clavos de 250 g).

5.7. Tratamientos de inducción floral (TIF) en piña

La inducción de la floración en piña tiene muchas ventajas; las más importantes son reducir el ciclo del cultivo, uniformizar y compactar la cosecha y programar la producción de acuerdo a las necesidades del mercado y productor (Rebolledo *et al.*, 2006). Se debe realizar de los 12 a 18 meses de establecida la plantación o al alcanzar la planta un peso de fresco de 2.5 kg. En la actualidad la tendencia es plantar hijuelos de mayor tamaño, principalmente a partir de los clavos para poder educir el ciclo de 18 a 14 o 12 meses con lo cual se aumentan las ganancias por reducir el tiempo de mantenimiento del cultivo.

Para inducir la floración de plantas de piña de forma artificial, en la región de la Chontalpa al igual que en la región del Bajo Papaloapan, generalmente, se pueden utilizar uno de los tres productos; Carburo de calcio, etefon y etileno-gas (Uriza *et al.*, 2018).

Los tratamientos de inducción floral practicados en la Chontalpa son:

- 1) **Carburo de calcio en piedra.** Se aplican 0.5 a 1.0 g del producto por planta (molido fino 1/4) durante las horas más frescas del día. Tres aplicaciones dirigidas al cogollo son las recomendadas, alternándolas un día sí y otro día no. Este método tiene una eficiencia del 85%.
- 2) **Carburo de calcio disuelto en agua.** Se disuelven 1.5 a 2.0 kg de Carburo de Calcio (calibre 15/25) en 200 litros de agua. Al igual que la aplicación de Carburo de Calcio en piedra son necesarias tres aplicaciones dirigidas al cogollo, alternándolas un día sí y otro no. La eficiencia es del 90 a 95% y los frutos son de excelente calidad
- 3) **Etefon [ácido 2-(cloroetil) fosfórico] disuelto en agua.** se sugieren tres aplicaciones nocturnas asperjando la planta completamente, utilizando por aplicación y por hectárea 720 g de ingrediente activo de etefon, 17.5 kg de urea y 9.0 kg de bórax (tetraborato de sodio) disueltos en 1,500 a 2,500 litros de agua. La eficiencia es del 85 a 95 %, sin embargo, los frutos tienden a ser de forma alargada y la producción de hijuelos se retrasa aproximadamente dos meses (Rebolledo *et al.*, 2011).
- 4) **Etileno gas con carbón activado [CH₂=CH₂].** Uriza *et al.* (2018) describen este método como el mejor con 95% o más de efectividad. Con frutos de excelente

calidad. Para su aplicación a plantaciones, se mezclan de 2 a 3 kg de etileno-gas puro (99.9%) en los 2,500 a 3,500 L de agua que contiene el tanque del aspersor de alto volumen, lo más fría posible (lo más cercana a 4.0 °C, que es cuando el agua retiene más gas), en la cual previamente se mezclaron de 10 a 15 kg de carbón activado, utilizado para retener por mayor tiempo el etileno-gas disuelto en la mezcla inductora. Se hacen de dos o cuatro, aplicaciones nocturnas procurando las horas más frescas de la madrugada (de 4 a 6 a m).

5.8. Tratamiento para Inhibición floral en piña

La floración de las plantas de piña de manera natural ocurre desde el mes de diciembre hasta la tercera o cuarta semana del mes de febrero, Todo esto ocasionado por los cambios de temperatura y horas luz en las regiones productoras de piña y el peso y edad de los hijuelos al momento de la siembra, así como de las fechas de siembra (Rebolledo *et al.*, 2006; Salgado *et al.*, 2010; Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

Para producir fruta fuera de temporada se han evaluado diferentes inhibidores de la floración que bloquean la cadena de biosíntesis del etileno y, en consecuencia, la floración en cultivos establecidos en suelo desnudo. Así como para producir bajo ambiente protegido (acolchado plástico y malla sombra) con lo que se logra menor estrés de parte de la planta con hasta 80% menos que las manejadas en suelo desnudo (Rebolledo *et al.*, 2011).

Cabe mencionar que la inhibición floral de piña ha representado un verdadero reto y se ha logrado únicamente con inhibidores que bloquean la cadena de biosíntesis del etileno (Scott, 1993; Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

5.8.1. Tratamiento con Piñone CPA®

Inhibición en Cayena Lisa. Plantaciones con densidades de 30 a 40 mil plantas ha⁻¹ se inhiben con 1.5 a 1.8 L ha⁻¹ de Piñone, dividido en tres o seis aplicaciones, con espaciamientos semanales entre aplicación. El volumen de agua que se recomienda utilizar por aplicación va de 1500 a 2000 L ha⁻¹. (Rebolledo *et al.*, 1998; Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

Inhibición floral en MD2. Plantaciones con densidades de 45 a 65 mil plantas ha⁻¹ se recomienda inhibirlas con 1.5 a 2.5 L ha⁻¹ de Piñone, dividido en cuatro, seis u ocho

aplicaciones, con espaciamientos semanales entre aplicación. Iniciando la primera semana de octubre por ser plantas más susceptible a la floración natural.

5.9. Requerimientos agroecológicos del cultivo de piña

El cultivo de piña tiene la capacidad de adaptarse a diversas condiciones climáticas. Pero cultivar piñas en condiciones adversas puede implicar una reducción en la rentabilidad. Los requerimientos agroecológicos más importantes que influyen en el cultivo de piña son: latitud, altitud, fotoperiodo, luminosidad, radiación solar, temperatura, precipitación, humedad relativa, y tipo de suelo.

5.9.1. Latitud

Las latitudes favorables donde se encuentran las principales plantaciones de piña son 30° N y S (Paull y Duarte, 2011). En México están ubicadas entre los 15° y 20° de latitud N y entre 87° y 105° de latitud O. El 95% de la superficie de plantaciones están en las plantaciones del Bajo Papaloapan (Veracruz y Oaxaca) y La Chontalpa (Tabasco), que se localizan entre los 17° 30´ y 18° 15´ de latitud N y los 93° 15´ y 95° 55´ de latitud O (Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

5.9.2. Altitud

Las plantaciones de mayor éxito se encuentran en regiones tropicales y subtropicales desde el nivel del mar hasta los 800 msnm (Sánchez y Caraveo, 1996). Cultivar piña en mayores altitudes implica una reducción de la calidad del fruto y desarrollo anormal de la planta. Sin embargo, Rebolledo *et al.* (2011) indican que plantaciones a 1500 msnm cerca del ecuador se desarrollan de manera normal. En México las principales regiones productoras se encuentran entre 30 y 80 msnm.

5.9.3. Fotoperiodo

La duración del día afecta directamente el ciclo del cultivo, así como la aparición de floraciones naturales (Sánchez y Caraveo, 1996), esto último representa un verdadero reto para pequeños y grandes productores ya que implica heterogeneidad en la floración de la plantación. El fotoperiodo no afecta a todos los cultivares. El híbrido MD2 es más sensible comparado con Cayena Lisa y cabezona. La variedad española Roja es insensible al fotoperiodo. El Bajo Papaloapan y la Chontalpa presentan una diferencia de 2 horas 10 minutos en la duración del día y la noche, ya que, durante el solsticio de verano el día dura 13 horas 10 minutos, mientras que en el solsticio de invierno dura 11 horas y 3 minutos. Esto asociado a las bajas temperaturas provoca estrés y a su vez hasta el

80% de la floración natural (Salgado *et al.*, 2010; Rebolledo *et al.*, 2011; Ruiz *et al.*, 2013; Uriza *et al.*, 2018).

5.9.4. Horas Luz

El cultivo de piña requiere de 1,200 a 1,500 h luz año⁻¹. Cuando la luminosidad es baja las hojas se alargan, se vuelven angostas, permanecen erguidas y presentan un color verde oscuro (Rebolledo *et al.*, 2011). Por el contrario, cuando la luminosidad es muy fuerte las hojas se tornan de color rojizo o amarillo.

5.9.5. Radiación solar

A mayor radiación solar la tasa de transpiración es mayor (Malézieux y Bartholomew, 2003). A partir de 800 a 900 W m⁻² se presentan deformaciones y quemaduras extremas, incluso menos.

5.9.6. Temperatura

Las temperaturas ideales para la piña oscilan entre 23 y 32 °C con un óptimo promedio de 27 °C. Por debajo de 23 °C el crecimiento de hojas y raíces se ve limitado. También se acelera la floración natural, reduciendo el tamaño de fruto e incrementando la acidez. Temperaturas superiores a los 32 °C pueden quemar la epidermis y tejido ocasionando el “golpe de calor” (Matos *et al.*, 2000; Salgado *et al.*, 2010; Santoyo y Martínez, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

5.9.7. Requerimientos hídricos

El cultivo de piña es resistente a la sequía. Las precipitaciones óptimas para su cultivo oscilan entre 1,000 y 1,500 mm bien distribuidos durante el año. Aunque puede desarrollarse con precipitaciones que van desde 600 a más 3,500 mm anuales (Salgado *et al.*, 2010; Paull y Duarte, 2011).

Aunque es poco exigente, la falta de agua en la fase de adaptación (1 a 3 meses después de la siembra), inicio de la floración y formación del fruto retarda el crecimiento de la planta y reduce el tamaño del fruto (Santoyo y Martínez, 2011).

Después de la fase de adaptación, los requerimientos diarios de agua son 4 a 5 milímetros por día en cultivos establecidos en suelo desnudo. Bajo condiciones de acolchado plástico las necesidades hídricas se reducen significativamente (Uriza, 2011). La piña producida en periodos de sequía tiene mayores grados °Brix que la producida en periodo de lluvias.

5.9.8. Humedad relativa

Una humedad relativa promedio del 70% favorece a las plantas y frutos de piña (Sánchez y Caraveo, 1996; Da Silva y Haroldo, 2007). Períodos de humedad relativa menores al 50% pueden causar agrietamiento de la fruta durante la fase de maduración (Da Silva y Haroldo, 2007).

5.9.9. Suelo

La piña se adapta en una gran variedad de tipos de suelos, desde los que tienen alto contenido orgánico hasta suelos muy arenosos. El máximo potencial de producción de esta fruta se alcanza cuando se siembra en suelos de texturas arcillo-arenosas, areno-arcillosas y arenosas, sin problemas de inundación, medianamente ácidos y con alto contenido de materia orgánica (mayor a 2.5%).

Los componentes y aspectos de la capa arable más importantes para el cultivo son; textura, pH, aluminio intercambiable y contenido de materia orgánica.

Textura. Requiere de suelos con textura media donde 70% sea de arena, 20% de limo y 10% de arcilla (Sánchez y Caraveo, 1996). La piña prospera mejor en suelos pobres con textura (ligera), que suelos fértiles con texturas pesadas (Rebolledo *et al.*, 2011).

pH. El rango óptimo de pH va de 4.5 a 5.5. Cuando se supera 5.5 el cultivo puede ser afectado negativamente (Rebolledo *et al.*, 2011), ya que está adaptado a condiciones de alta acidez y altos contenidos de Al, Fe y Mn en el suelo (Malézieux y Bartholomew, 2003).

Aluminio intercambiable. La piña prospera bien en suelos con contenidos de Al intercambiables ≤ 1.0 meq/ 100 g de suelo. La concentración de este elemento en la solución del suelo se incrementa a medida que el pH del suelo disminuye, concentraciones > 1.0 meq/100 g de suelo causa quemaduras en las partes más tiernas de las raíces y pueden interferir en la absorción de fósforo, calcio, magnesio y potasio (Uriza *et al.*, 2018).

Materia orgánica. Los contenidos de materia orgánica para un buen desarrollo del cultivo deben ser mayores a 2.5%.

5.10. Necesidades nutrimentales del cultivo de piña

Un elemento esencial, o nutrimento esencial, es aquel que cumple con los siguientes criterios (Arnon y Stout, 1939).

- ❖ La planta no puede completar su ciclo de vida en ausencia del elemento.
- ❖ La función de este elemento no puede ser remplazado por otro.
- ❖ El elemento debe participar directamente en el metabolismo de la planta.

Para el cultivo de piña se han definido 14 elementos minerales que impactan la productividad, calidad y vida de anaquel de la fruta y que deben de aportarse de manera oportuna y suficiente durante las etapas críticas. Generalmente el cultivo de piña bajo condiciones de ambiente protegido (malla sombra y acolchado plástico) puede producir durante varios ciclos. Respecto a las dosis de fertilización, durante el primer ciclo (plantilla) se recomienda incorporar el 100% de las dosis requeridas; al segundo (soca), el 50%; y al tercero (resoca) 35% de la dosis total considerando que muchos nutrimentos quedan acumulados del ciclo anterior y las necesidades de nutrientes de cada ciclo se reducen al igual que su rendimiento (Salgado *et al.*, 2010; Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

5.10.1. Función de los nutrientes y síntomas de deficiencia en el cultivo de piña

Nitrógeno. Las plantas absorben el N en su forma soluble: nitratos (NO_3). amonio (NH_4^+) y compuestos nitrogenados de bajo peso molecular (aminas, aminoácidos). Estos son utilizados para la formación de los aminoácidos, síntesis de hormonas, clorofila y proteínas del tejido vegetal (Mengel y Kirkby, 2000). Este elemento tiene un efecto directo sobre el ritmo de generación de hojas y su desarrollo lo cual se traduce directamente en el crecimiento de la planta y en el rendimiento ya que el número de hojas producidas durante el último mes antes de realizar la inducción floral se relaciona directamente con el número de “ojos” o “bayas” que componen el fruto múltiple lo cual impacta directamente en el rendimiento (Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018). De ahí la importancia de suministrar nitrógeno en las cantidades adecuadas (Montilla *et al.*, 1997).

Exceso de Nitrógeno. La aplicación en exceso de fertilizantes nitrogenados puede provocar menor eficiencia de los tratamientos de inducción floral, incremento en el porcentaje de frutos “abotellados”, pedúnculos muy largos que acaman el fruto, reducción de la acidez y grados °brix de la pulpa, incremento de nitratos, pérdida de consistencia y vida de anaquel (Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

Deficiencia de Nitrógeno. Cuando el suministro de nitrógeno es deficiente en los estados intermedios del ciclo del cultivo, las hojas más viejas de las plantas se tornan de color amarillento y sus márgenes rojizos (en Cayena Lisa), en deficiencias muy marcadas existe pérdida completa del color verde y todas las hojas se tornan amarillas y angostas, provocando ritmos de crecimiento muy lentos en las plantas, frutos pequeños y coloreados. El rendimiento se reduce drásticamente cuando la deficiencia coincide con la diferenciación floral.

Fósforo. Es absorbido por las plantas en forma de iones orto-fosfatos primario y secundario (H_2PO_4^- , HPO_4^{2-}) dependiendo del pH del suelo. El P circula y se traslada como fosfato mono básico, siendo interiormente un elemento muy móvil. Interviene en la formación de nucleoproteínas, ácidos nucleicos y fosfolípidos. Tiene vital importancia en la división celular, la respiración y la síntesis de azúcares, grasas, y proteínas, en la acumulación de energía (ATP y NADP), en los procesos de fosforilación y en la regulación del pH de las células (sus ácidos y sales metálicas forman un buffer que regula el pH del citoplasma celular). El P se acumula principalmente en los tejidos activos (síntesis y respiración), los meristemas (puntos de división celular), semillas y frutos (Salgado *et al.*, 2010). Dicho elemento se encuentra entre los esenciales para el cultivo de piña sin embargo sus necesidades son relativamente bajas (40 a 60 kg ha⁻¹) (Rebolledo *et al.*, 2002; Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

Deficiencia de Fósforo. Es muy difícil observar plantas con síntomas de deficiencia de P, ya que solo se presentan en suelos con concentración menor a 5 mg kg⁻¹ (5 ppm). Un nivel igual o mayor a 20 mg de fósforo por kg de suelo, puede ser el adecuado para el buen desarrollo de esta especie (Swete, 1993). Py *et al.*, (1987), señalan que los síntomas de deficiencia de fósforo incluyen follaje oscuro, verde azulado, ápices desecados, empezando en las hojas más viejas. Las hojas viejas tienen puntas secas de color Café y estrías transversales Café, además los bordes de estas hojas se vuelven amarillos. Las plantas que sufren de deficiencia de fósforo también tienen hojas más erectas, largas y estrechas, así como raíces con pelos más largos, coloreados y menos ramificados; la fruta es pequeña y de color rojizo.

Potasio. Es absorbido por las plantas en forma de catión (K^+). La absorción depende de la concentración de otros cationes, como el magnesio (Mg^{2+}) debido a los problemas de

competencia iónica, en la cual el catión de una sola carga tiene mayor velocidad de absorción (Rohrbach *et al.*, 2003). Cuando el K entra en el sistema metabólico de las células, forma sales como los ácidos orgánicos e inorgánicos del interior de las mismas, que sirven para regular el potencial osmótico celular. Interviene en los procesos de síntesis y transporte de azúcares y almidón, síntesis de proteínas y estimulación enzimática.

Deficiencia de Potasio. La deficiencia de este nutrimento disminuye la actividad fotosintética foliar, provocando que la planta y el fruto reduzcan su crecimiento y, en consecuencia, la producción (Swete, 1993). En frutos la calidad se reduce debido a un contenido reducido de azúcares y niveles de ácidos, menor aroma, pulpa de color pálida, ocasionado por una deficiente producción de carotenoides (Malézieux y Bartholomew, 2003). Los frutos procedentes de plantas con deficiencia de potasio presentan un pedúnculo delgado, inclinación lateral por lo que estarán más expuestos al sol provocando daño por quemaduras (Malézieux y Bartholomew, 2003). Adicionalmente, las plantas con deficiencias de potasio presentan hojas con pequeñas manchas amarillas que aumentan de tamaño, se multiplican y unen alrededor de los bordes de las hojas, las cuales se secan (Da Silva y Haroldo, 2007). La aplicación excesiva de nitrógeno provoca mayor desequilibrio con este elemento y ocasiona el debilitamiento de las paredes del fruto y su agrietamiento. Excesos de calcio y magnesio también acentúan la deficiencia de potasio y, al igual que con nitrógeno, es fundamental nutrir bien a la planta con este elemento, principalmente antes de llegar al momento de la inducción floral.

Calcio. Es absorbido por las plantas en forma de ión calcio (Ca^{2+}). Dado que es un nutriente estructural forma parte esencial de las paredes y membranas, para la formación de nuevas células, se piensa que contrarresta los efectos tóxicos del ácido oxálico al formar oxalato de calcio en las vacuolas de las células. El Ca es relativamente inmóvil y no se redistribuye en los tejidos de las plantas. Las hojas más viejas pueden ser mayores reservas, mientras que las hojas más jóvenes de la misma planta pueden exhibir deficiencias. El Ca una vez que se deposita en los tejidos de las plantas no es removido, en consecuencia, los tejidos jóvenes son los primeros en ser afectados cuando existen deficiencias de este nutrimento. (Salgado *et al.*, 2010).

De acuerdo con Py *et al.*, (1968), una hectárea de piña puede extraer desde 80 hasta 215 kg de CaO, de los cuales sólo consume un 25% durante los primeros ocho meses (Rebolledo *et al.*, 2002), pues la etapa en la que la piña requiere más de este nutrimento es en la de inducción floral (Malézieux y Bartholomew, 2003). Una concentración de Calcio de 100 mg kg⁻¹ de suelo (100 ppm) normalmente es suficiente para que la planta tenga una buena nutrición cálcica. En suelos arenosos, como los que se encuentran en el Bajo Papaloapan en Veracruz y la sabana de Huimanguillo en la Chontalpa, valores de Ca de 1,000 a 1,500 mg kg⁻¹ son deseables (Rebolledo *et al.*, 1998; Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018)

Deficiencia de Calcio. Una inadecuada nutrición cálcica en niveles extremos provoca un pobre crecimiento de la planta, sistema radical muy engrosado, menor producción de hojas, plantas en posición inclinada y con coloraciones verdegrisáceas de aspecto “sucio”, superficies endurecidas y de grosor irregular (Swete, 1993), igualmente presencia de coronas múltiples, o una sola corona con múltiples brotes secundarios en su centro (Uriza *et al.*, 2018) o incluso la ausencia de ella, frutos con graves deformaciones en sus paredes, fusionados, siameses o hasta en número de cuatro o más, unidos todos a un solo pedúnculo. En casos de carencias extremas de calcio, los meristemos apicales mueren, por lo que los secundarios, se activan alterando el ciclo de desarrollo de la planta. Malézieux y Bartholomew (2003) evidencian la expresión de estos síntomas cuando el suelo contiene menos de 25 ppm o cuando las plantas no lo pueden aprovechar por problemas en su sistema radical o por la incidencia de altas temperaturas ambientales que provocan la suspensión del proceso de transpiración y con ello el suministro de calcio a los meristemos activos.

Magnesio. Las plantas absorben este elemento en forma de ión magnesio (Mg²⁺). La molécula de clorofila contiene este elemento por tanto es esencial en la fotosíntesis. Funciona como catalizador de muchas enzimas requeridas en los procesos de crecimiento de las plantas. Este se desplaza dentro de las plantas y es traslocado fácilmente de los tejidos maduros a los tejidos jóvenes cuando existe un aporte insuficiente (Salgado *et al.*, 2010).

Deficiencia de Magnesio. Cuando hay deficiencias de magnesio, la planta muestra un porte normal; sin embargo, sus hojas presentan una clorosis ligera

principalmente las más expuestas a la insolación. En consecuencia, pueden desarrollar un tallo corto y delgado, un sistema radical poco vigoroso y frutos con un nivel bajo de acidez, azúcar y aroma (Rebolledo *et al.*, 2002). Su carencia es más notable en la etapa de floración del cultivo, donde las hojas pueden adquirir un color amarillo y conservarlo durante el desarrollo del fruto.

Hierro. El Hierro es prácticamente inmóvil en la planta, por lo que los síntomas por su deficiencia se observan primero en las hojas más jóvenes de las plantas. Generalmente, en los suelos de pH elevado y textura arcillosa, o incluso en los suelos en extremo ácidos y arenosos. En suelos con un bajo contenido de fierro, se recomienda hacer hasta cuatro aplicaciones foliares distribuidas durante el período vegetativo, antes del tratamiento de inducción floral. Las deficiencias que pueden ir de leve a moderada con clorosis en las hojas más jóvenes, pero con nervaduras verdes. En casos extremos la planta de Cayena Lisa se torna de color amarillo-pálido o blanco-crema con los externos de las hojas de color rojizo y puntas secas. Los frutos son pequeños, rígidos y rojizos con grietas entre las bayas, la corona del fruto se torna del mismo color que la planta (Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

Boro. Es absorbido por las plantas en forma de ión borato (BO_3^{3-}) regula el metabolismo de carbohidratos. En el cultivo de piña se ha observado que el boro (B) se traslada de las hojas viejas a las hojas jóvenes, mostrando una gran movilidad; su medio de transporte es el xilema y se mueve por el flujo transpiratorio; la mayor removilización del B ocurre durante el desarrollo de las estructuras reproductivas: frutos e hijuelos (Siebeneichler *et al.*, 2005). La distribución de B a lo largo de la hoja D, no es uniforme. La concentración más alta de B se observa en la porción apical de la hoja y la más baja en la parte basal de la hoja. La falta de síntomas en la piña por deficiencia de B, sugiere que el límite mínimo es más alto que el límite establecido para el cultivo de piña (Siebeneichler *et al.*, 2008). Cuando las plantas de piña tienen deficiencias extremas de boro, el meristemo apical muere y las hojas que quedan son rígidas y cortas, provocando la aparición de vástagos en el centro de la planta. Los frutos presentan coronas múltiples, las bayas carecen de su aspecto polvoso, blancuzco y sin brillo y se ven lustrosos y verdes por la ausencia de los tricomas que los protegen de la radiación solar.

5.10.2. Dosis de fertilizante recomendadas para el cultivo de piña

El suelo aporta los nutrientes a la planta, cuando estos no son suficientes la fertilización debe aportar los nutrientes necesarios en dosis óptimas (Cerrato, 2013). Las necesidades de fertilización se ven afectadas por la densidad de plantación considerando que a medida que se incrementa la densidad, se incrementan las necesidades de nutrimentos por planta hasta un cierto límite (Cuadro 3), para después disminuir independientemente de la fertilidad natural del suelo, dado que su crecimiento y producción se reducen de forma progresiva conforme aumenta la competencia por espacio, agua y luz.

En estudios realizados en la sabana de Huimanguillo, Tabasco, las dosis de NPK recomendadas para los cultivares MD2, Cayena Lisa y cabeza de piña se muestran en el Cuadro 2 (Salgado *et al.*, 2010).

Cuadro 2. Dosis de NPK recomendadas para Tabasco (Salgado *et al.*, 2010).

Cultivar	Densidad de plantación (plantas ha ⁻¹)	Dosis de elementos nutritivos (kg ha ⁻¹)		
		Nitrógeno	Fósforo (P ₂ O ₅)	Potasio (K ₂ O)
MD2	36,000	339-385	161	496
Cayena Lisa	36,000	215-454	138-161	310-496
Cabeza de piña	26,500	238-408	138-162	310-372

Para la principal región productora del país (Bajo Papaloapan), Rebolledo *et al.*, (2011) proponen diferentes dosis de nutrientes para el ciclo plantilla (Cuadro 3). Estas dosis dependen de la densidad de plantación y se recomienda su aplicación en cuatro o cinco aplicaciones sólidas, equivalentes a 12 o 15 aplicaciones líquidas, o combinar tres aplicaciones sólidas y otra líquida.

Cuadro 3. Dosis de nutrientes recomendadas para la región del Bajo Papaloapan en Veracruz (Uriza *et al.*, 2018).

Cultivar	Densidad de plantación (plantas ha ⁻¹)	Dosis de elementos nutritivos (kg ha ⁻¹)			
		Nitrógeno	Fósforo (P ₂ O ₅)	Potasio (K ₂ O)	Magnesio (MgO)
Cayena Lisa y MD2	30,000	540	180	540	120
	40,000	640	200	640	160
	50,000	700	200	700	150
	60,000	720	240	720	180
	70,000	700	210	700	140
	80,000	640	240	640	160

*La dosis de potasio en MD2 deberá ser entre 20 y 40% mayor que la de Cayena Lisa (Rebolledo *et al.*, 2011).

Otras dosis recomendadas por diferentes autores para diferentes estados y países se muestran en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Dosis de NPK recomendadas para el cultivo de piña por diversos autores.

Autor	Lugar	Dosis de elementos nutritivos (kg ha ⁻¹)		
		Nitrógeno	Fósforo (P ₂ O ₅)	Potasio (K ₂ O)
Uriza (2011)	Veracruz	540	105	450
Uriza <i>et al.</i> (2018)	Veracruz	640	200	640
Rebolledo <i>et al.</i> (2011)	Veracruz	640	200	640
Hiroce <i>et al.</i> (1977)	Brasil	350	30	500
Spironello <i>et al.</i> (2004)	Brasil	700	320	700
Teixeira <i>et al.</i> (2003)	México	650	160	550
Cerrato (2013)	Honduras	207	240	535
Betancourt <i>et al.</i> (2005)	Venezuela	200		

5.11. Análisis de suelo y de tejido vegetal como indicadores para fertilización del cultivo de piña

Conocer las propiedades físicas y químicas del suelo donde se pretende establecer el cultivo de piña permite identificar y corregir las principales restricciones químicas del suelo (acidez intercambiable, materia orgánica, pH, salinidad, etc.). De tal forma que se aproveche una parte razonable de los nutrimentos que existen en mayor abundancia en el suelo y aportar solo las cantidades necesarias de los elementos que se encuentran en cantidades limitadas. También permite saber con anticipación si se tendrá respuesta o no a la aplicación de un determinado nutrimento (Salgado *et al.*, 2013; Rebolledo *et al.*, 2011). Conocer el estado nutrimental de las plantas de piña en sus diferentes etapas fenológicas de crecimiento y desarrollo, previos al tratamiento de Inducción floral, es fundamental para alcanzar las metas de rendimiento y calidad.

En piña, la hoja D se emplea para realizar el análisis foliar, a los cuatro, seis y ocho meses después de la siembra (Rebolledo *et al.*, 2011, Salgado *et al.*, 2013; Marca *et al.*, 2018; Uriza *et al.*, 2018). Los valores nutrimentales del tejido no clorofílico del tercio medio de la parte basal de las hojas “D”, fueron generados para Cayena Lisa, porque existía la necesidad de que, se definan patrones nutricionales de los diferentes cultivares cultivados para cada región piñera con diferente condición edafoclimática (Uriza *et al.*, 2018). A continuación, se presentan valores que pueden utilizarse como referencia para considerar una planta de piña bien nutrida (Cuadro 5).

Cuadro 5. Valores de referencia para considerar a una planta de piña bien nutrida.

Elemento	Nivel adecuado				Unidades
	a)	b)	c)	d)	
Nitrógeno	1.5-2.0	1.5-2.5	1.4-1.8	1.5-1.7	%
Fósforo	0.1-0.2	0.15-0.35	0.12-0.20	≥0.1	%
Potasio	3.0-3.5	2.5-4.0	3.0-4.5	2.2-3.0	%
Calcio	0.4-0.6	0.4-0.8	0.4-0.6	0.8-1.2	%
Magnesio	0.25-0.4	0.25-0.5	0.25-0.50	≥0.3	%
Azufre	0.1-0.2	0.15-0.25			%
Fierro	50-150	100-200	200-300	100-200	mg kg ⁻¹
Cobre	10-50	10-50	8-15	≥10	mg kg ⁻¹
Zinc	20-40	25-70	20-30	≥20	mg kg ⁻¹
Manganeso	60-200	50-200	130-170	50-200	mg kg ⁻¹
Boro	20-25	15-30	15-30	≥30	mg kg ⁻¹

*Fuentes: a) Herrera (2001) b) Molina, (2013); c) Salgado *et al.*, (2013); d) Uriza *et al.*, 2018. El número de hojas necesarias para formar una muestra varía de 20-25.

5.12. Parámetros que definen la calidad del fruto en piña.

De acuerdo a la NMX-FF-028-SCFI-2008 podemos definir la calidad como al conjunto de características y especificaciones que la fruta debe reunir para que las demandas y necesidades de los consumidores sean satisfechas. Esta calidad con la que debe contar el fruto de piña depende del mercado al cual esté dirigido.

Esta norma establece las clasificaciones y especificaciones de calidad del fruto de la planta de piña *Ananas comosus* variedad *comosus*, para ser comercializada en estado fresco en el territorio nacional, después de su acondicionamiento y/o envasado.

5.12.1. Clasificación de los frutos de piña por su color

Las piñas se clasifican por su color de cáscara, por su color y translucidez de pulpa y la combinación de ambas, independientemente del grado de calidad que le corresponda.

Clasificación por color externo (Cuadro 6). La maduración se cuantifica en función al porcentaje de color amarillo que van presentando los frutillos (ojos) y el porcentaje de ellos, lo que finalmente dará el porcentaje de amarillo a la cáscara de la piña. Para el caso de la fruta de exportación esta misma norma ha sido modificada por el INIFAP.

Clasificación por color interno (cuadro 7). Basado exclusivamente en la translucidez, definida como “el cambio de apariencia de la pulpa de la fruta que avanza de una condición opaca a una más amarilla, transparente y jugosa, asociada al avance de la maduración interna del fruto.

Cuadro 6. Clasificación del fruto de piña por color externo (NMX-FF-028-SCFI-2008).

Rango de color amarillo en cascara	Código	Nombre comercial
Inicio de color	0	Sazona
1-12%	1	"de ojo"
13-37%	2	¼ de color
38-62%	3	½ de madurez
63-87%	4	¾ de madurez
88-100%	5	Madura
100% inician anaranjados	6	Sobre-madura

Códigos de color



0 1 2 3 4 5

Cuadro 7. Color y translucidez de la pulpa de piña (NMX-FF-028-SCFI-2008).

Porcentaje de coloración y rango de translucidez en pulpa	Código	Nombre comercial
100% blanco cremoso y sin translucidez	0	Sazona
1 -12-5% de amarillo pálido	1	"de ojo"
13-37% amarillo claro	2	¼ de color
38-62% amarillo	3	½ de madurez
63-87% amarillo subido	4	¾ de madurez
88-100% amarillo intenso	5	Madura



5.12.2. Especificaciones sensoriales y defectos

El fruto objeto debe cumplir con especificaciones sensoriales, madurez, presencia de defectos y tamaño. Así como especificaciones de marcado, etiquetado, envasado y embalaje.

Sensoriales. Las piñas deben de estar enteras y contar con consistencia firme y de aspecto fresco. De color y forma característico de acuerdo al cultivar, así como estar sanas interna y externamente. Estar exentas de daños causados por plagas y enfermedades. Deberán estar limpias, libres de materia extraña visibles (tierra, manchas o residuos de materia orgánica). Exentas de humedad exterior no propia de la fruta y de cualquier olor y/o sabor extraño. Cuando la fruta cuente con péndulo, su longitud no debe ser superior a 2 cm. Presentar un estado de desarrollo y madurez suficiente que les permita soportar el transporte, manejo y llegar en condiciones satisfactorias a su destino.

Madurez. Las piñas deben de estar a punto de “sazon” (madurez mínima) ya que a partir de este se presenta el color, sabor y textura característica del cultivar. Los contenidos mínimos de sólidos solubles totales (Grados Brix) en pulpa del fruto para MD2, Cayena Lisa y Champaka son 12, 11 y 11 grados Brix respectivamente.

La norma también establece que la acidez titulable debe ser de 0.2 a 1.0 meq 100g⁻¹ y su verificación debe de realizarse en conformidad a los procedimientos establecidos en la norma mexicana NMX-FF011 y NMX-FF-015 vigentes.

Presencia de defectos. Estos se clasifican de la siguiente manera (Cuadro 8).

Cuadro 8. Clasificación de fruto de piña por defectos.

Defecto crítico	Defecto mayor	Defecto menor
Magullada fermentada	Quemaduras leves	Corona doble o múltiple
Quemadura interna o externa	Cicatrices	Fruto y/o corona deforme
Pasada de madurez	Daños leves por insectos	
Lacrada, manchada o tierna		
Daños por insectos o roedores		
Daños por bajas temperaturas		

Tamaño. El tamaño de las piñas se determina en base al peso en kilogramos de cada una de las piñas independientemente de la calidad de cada una de ellas (Cuadro 9).

Cuadro 9. Clasificación de la piña en base al peso (NMX-FF.028-SCFI-2008).

Clave	Peso de las piñas (kg)	
	Con corona	Sin corona
A	2.75	2.28
B	2.30	1.91
C	1.90	1.58
D	1.60	1.30
E	1.40	1.16
F	1.20	1.00
G	1.10	0.83

5.13. Compuestos bioactivos en piña

Los compuestos bioactivos (ácido ascórbico, β -caroteno y compuestos fenólicos) son sustancias de diferente naturaleza química que protegen a la célula contra el daño oxidativo causado por radicales libres (Rosas *et al.*, 2011). Sin embargo, la piña cuenta con ácido ascórbico y compuestos fenólicos y polifenólicos.

5.13.1. Ácido ascórbico

El ácido ascórbico, mejor conocido como vitamina C, es sintetizado a partir de la glucosa y galactosa de las plantas (Badui, 2006). Es una molécula muy pequeña que se absorbe fácilmente, tiene alta biodisponibilidad y evita que otros compuestos se oxiden gracias a su gran potencia de óxido-reducción. La vitamina C puede proteger las membranas y lípidos del daño oxidativos, por lo tanto, puede coadyuvar en la inhibición de enfermedades del corazón y algunos tipos de cánceres (Gardner *et al.*, 2000).

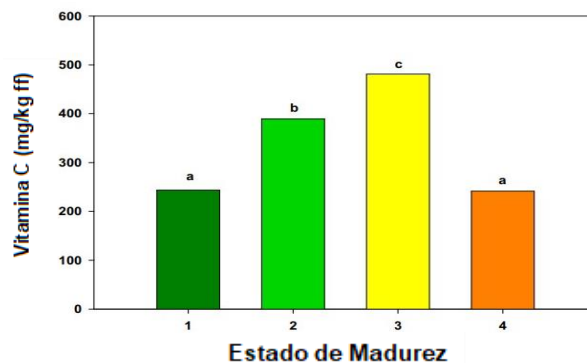


Figura 7. Concentración de ácido ascórbico en cuatro estados de madures de piña Esmeralda (Rosas *et al.*, 2011). ff= fruta fresca.

La concentración de ácido ascórbico aumenta a medida que madura el fruto de piña y posteriormente descende, como se observa en la Figura 7. Morales *et al.*, (2001), Rosas *et al.* (2011) y Lu *et al.*, (2014) concuerdan en que la concentración del ácido ascórbico

entre diferentes cultivares de piña va de 5.08 a 33.57 mg/100 kg de fruta fresca lo cual concuerda con lo encontrado por Rosas *et al.* (2011).

5.13.2. Compuestos fenólicos o polifenoles

Se encuentran en los grupos de antioxidantes naturales más abundantes en el reino vegetal (Dreosti, 2000), son el resultado del metabolismo secundario de las plantas, y se pueden encontrar en raíces, tallos, troncos, hojas y fruto (Stevenson y Hurst, 2007). Los compuestos fenólicos son responsables del amargor, astringencia, color, sabor y estabilidad oxidativa de las frutas y verduras, la ingesta de estos trae beneficios a la salud, al actuar como antioxidantes naturales eliminando radicales libres (Ferreira *et al.*, 2016). También tienen la capacidad de inhibir enzimas hidrolíticas y oxidativas y funciones anti-inflamatorias en células humanas. Los polifenoles pueden contener uno o más anillos aromáticos y por lo menos un grupo hidroxilo (Decker, 2009). Se clasifican en cinco familias en función del número de anillos fenólicos y de los elementos estructurales unidos a ellos: flavonoides, ácidos fenólicos, estibenos, cumarinas y taninos (Carratú y Sanzini, 2005). La concentración de compuestos fenólicos en frutos de piña es muy variable entre cultivares. Lu *et al.* (2014) y Rosas *et al.* (2011) reporta concentraciones de polifenoles totales de 30 a 70 mg ácido gálico/100 g de fruta fresca, y de flavonoides totales de 6 a 34 mg de Quercetin/100 g de fruta fresca. Además, que las concentraciones de estos dos aumentan conforme madura el fruto (Figura 8).

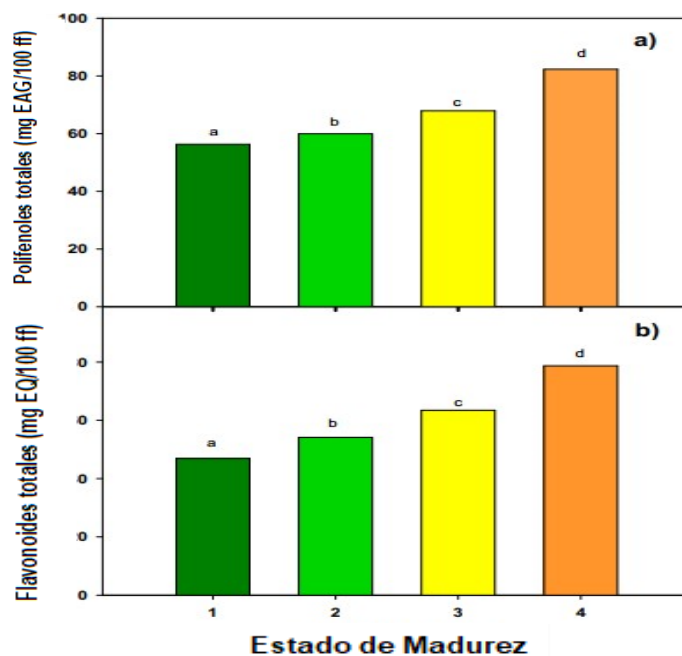


Figura 8. Contenido de Polifenoles totales (a) y Flavonoides totales (b) en frutos de piña Esmeralda en 4 estados de madurez (Rosas *et al.*, 2011).

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. Localización

El experimento se realizó en el Ejido Pedregal Moctezuma Primera Sección del municipio de Huimanguillo, Tabasco (latitud 17°40" N y longitud 93°38" O) localizado a una altitud de 17 msnm. En un predio agrícola de una superficie de 22 ha de las cuales el experimento ocupó 3,795 m² (1.72%).

6.2. Condiciones ambientales y edáficas

Las variables meteorológicas de precipitación y temperatura se obtuvieron de manera mensual de los reportes que realiza la Conagua a nivel estatal.

Suelo. El experimento se estableció el 12 de julio de 2018 en un suelo Acrisol Úmbrico Cutánico (Hiperdístico, Húmico). Al momento de la siembra el pH de suelo era fuertemente ácido (4.4), sin problema de salinidad (3.9×10^{-4} dS m⁻¹), muy rico en materia orgánica (9.2%), contenidos altos en nitrógeno total (0.31%), medio en fósforo Olsen (5.56 mg kg⁻¹) y potasio (0.41 Cmol_(c) kg⁻¹), muy bajos en calcio (0.71 cmol_(c) kg⁻¹) y magnesio (0.38 cmol_(c) kg⁻¹), así como una alta capacidad de intercambio catiónico (CIC) (32.7 meq/100g) (NOM-021-RENAT-2000; Salgado *et al.*, 2017).

6.3. Material vegetal

La siembra se realizó con clavos vástagos que crecen en la parte basal de la planta madre, con un peso fresco promedio de 320g al establecer el experimento (Figura 9). Previo a la siembra los vástagos se dejaron expuestos al sol durante dos semanas para que cicatrizara la herida y como control cultural para reducir la población de piojos harinosos.

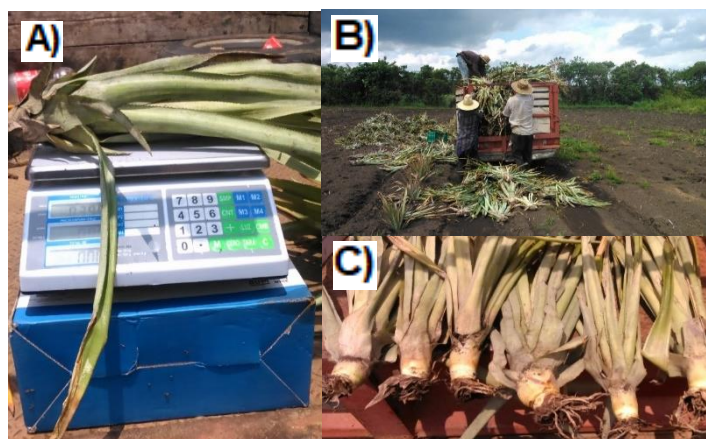


Figura 9. Vástagos tipo clavo para la siembra del cultivo A) Pesado de vástagos. B) Traslado de los vástagos. C) vástagos con raíces al momento de la siembra.

6.4. Preparación del terreno

Consistió en realizar un pase de barbecho de discos y dos de rastra cruzada (Figura 10C). Al final se hicieron zanjas superficiales con la finalidad de eliminar los posibles excesos de agua (Figura 10A y 10B).

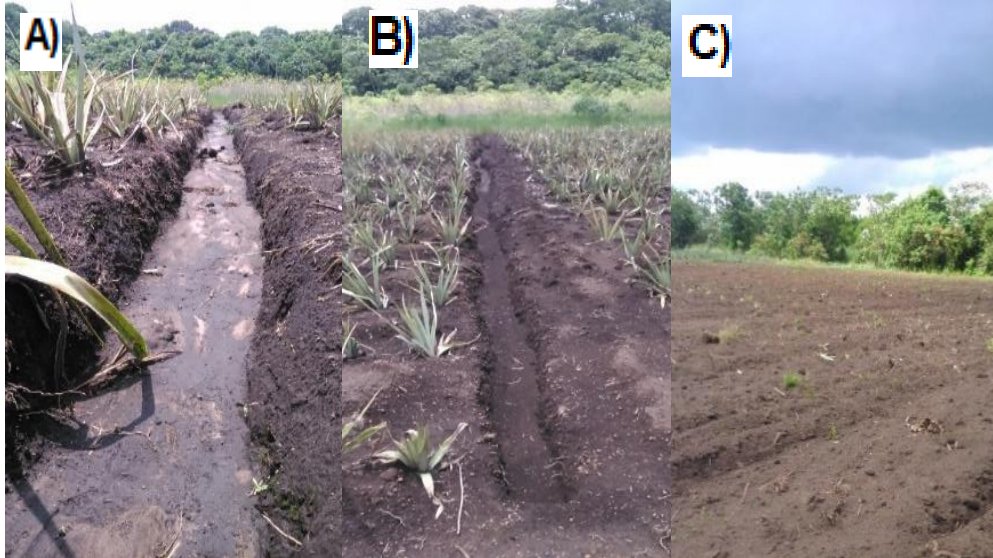


Figura 10. Terreno acondicionado para el desarrollo del cultivo. A) Zanja primaria B) Zanja secundaria C) Terreno arado.

6.5. Tratamientos y diseño experimental

Los tratamientos de fertilización (Cuadro 10) fueron generados por la Matriz Plan Puebla 1 para tres factores controlables de la producción (Turrent, 1985) usando niveles de N (Urea): 120, 160, 200 y 240 kg ha⁻¹; P (DAP); 70, 110, 150 y 190 kg ha⁻¹ de P₂O₅; y K (KCl): 150, 200, 250, 300 Kg ha⁻¹ de K₂O. Las dosis de N y K se fraccionaron en cuatro aplicaciones a los dos, cinco ocho y trece meses de crecimiento del cultivo, el total del P se aplicó a los dos meses.

Se utilizó un diseño de bloques completos al azar con cuatro repeticiones. La parcela experimental fue constituida por cinco hileras de 10 m de largo, una distancia de 0.375 m entre plantas y 1 m entre hileras (distancias de siembra recomendadas para la piña cabezona). Entre parcelas experimentales 1.5 m y entre repetición 2 m, este tamaño de parcela y número de repeticiones son los óptimos para evaluar niveles de NPK según Leonardo *et al.* (2014).

Cuadro 10. Tratamientos de fertilización generados por la matriz Plan Puebla 1.

Tratamientos	Niveles de nutrientes en kg ha ⁻¹		
	N	P ₂ O ₅	K ₂ O
1	160	110	200
2	160	110	250
3	160	150	200
4	160	150	250
5	200	110	200
6	200	110	250
7	200	150	200
8	200	150	250
9	120	110	200
10	240	150	250
11	160	70	200
12	200	190	250
13	160	110	150
14	200	150	300
Testigo	0	0	0

6.6. Manejo agronómico del experimento

El control de malezas consistió en la aplicación del herbicida Ametrex® 80 WG (1.3g L⁻¹ de agua) en combinación con GalatTM® (1.2 mL L⁻¹ de agua) como post-emergente dirigido a la maleza. La aplicación se realizó a los 2, 5, y 8 meses de crecimiento del cultivo con ayuda de bombas de mochila marca SOLO con capacidad de 15 L, utilizando boquillas Tee Jet 8002. La fertilización se realizó de forma manual y superficial, aproximadamente a 5 cm del tallo de las plantas, tomando como referencia que el suelo estuviera húmedo. El tratamiento de inducción floral (TIF) se realizó a los 354 días de desarrollo del cultivo, aplicando aproximadamente 1 g de Carburo de Calcio (CaC₂) al cogollo. La cosecha de fruto se realizó a los 18 meses después de haber establecido el experimento.

6.7. Variables de estudio

Las variables de estudio durante el desarrollo del cultivo fueron: Acumulación de biomasa (MS), Índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI), Índice de Área Foliar (IAF) y Rendimiento, las mediciones iniciaron a los 143 días de establecido el cultivo y posteriormente se tomaron a los 211, 274, 361, 422 y 484 días después de siembra (dds). Los parámetros de calidad, compuestos fenólicos y flavonoides se determinaron para todos los tratamientos al momento de la cosecha.

6.7.1. Biomasa seca (MS)

Esta variable se determinó para los tratamientos 5, 8, 10, 12, 14, y 15. El procedimiento consistió en tomar tres plantas de cada parcela, que se pesaron, picaron, y después de homogenizar se tomó una muestra de 300 g para secar a 60°C en una estufa con flujo de aire caliente (hasta que su peso fuera constante). A partir de los resultados de porcentaje de humedad por muestra se determinó el contenido de Biomasa seca de las plantas de cada tratamiento.

$$\text{Biomasa seca (MS, g)} = \frac{(100 - \% \text{ de humedad})(\text{peso fresco de planta (g)})}{100}$$

6.7.2. Índice de vegetación de diferencia normalizada(NDVI)

Las lecturas de este índice se tomaron con ayuda de un sensor de cultivo “Greenseeker” de la marca Trimble® aproximadamente a 0.6 m de altura del dosel de las plantas. Se tomaron tres lecturas por parcela a los 143, 211, 274, 361, 422 y 484 días después de la siembra.

6.7.3. Índice de área foliar (IAF)

Las lecturas del índice de área foliar, se realizaron con el medidor LAI 2200C de la marca LI-COR®. La lectura fue el promedio de realizar una lectura fuera del cultivo y tres en el entresurco.

6.7.4. Rendimiento de fruta

Se cortaron 56 piñas (frutos) de las hileras centrales de cada tratamiento para determinar el peso promedio por futo, que fue utilizado para calcular el rendimiento por hectárea con la siguiente fórmula.

$$\text{Rendimiento, t ha}^{-1} = \frac{(\text{peso promedio de fruta en kg})(26,500)}{1,000}$$

6.7.5. Calidad de jugo

Los parámetros de calidad determinados fueron pH, grados Brix, y % acidez titulable establecidos por NMX-FF-028-SCFI-2008. Para su determinación, el jugo de 300 g de piña fue extraído en un extractor de jugo de la marca Hamilton Beach modelo 67900-MX.

pH. La medición del pH se realizó con un potenciómetro de la marca Conductronic modelo PC18. El electrodo se introdujo directamente al jugo y después de 3 min se tomó la lectura.

Grados brix. Los grados Brix se midieron directamente, tomando una gota del jugo y colocándola en un refractómetro manual de la marca Atago, que cuenta con un rango de medición de 0 a 33°Brix, de acuerdo con la NMX-FF-015-1982.

Ácidoz titulable. Esta se determinó por titulación conforme lo indica la NMX-FF-011-1982. A un matraz Erlenmeyer, se agregaron 5 mL de y se le adicionaron 50 mL de agua y 2 gotas de fenolftaleína. Posteriormente se tituló con NaOH al 0.10989 N hasta obtener un color rosa que permaneciera 30 segundos. Los mL gastados se sustituyeron en la siguiente formula y los resultados se expresaron en % de ácido cítrico.

$$\text{Acidez titulable (\% ácido cítrico)} = \frac{100 * N * G * F}{M}$$

Donde:

N= Normalidad del NaOH (0.1098)

G= mL gastados de NaOH

F= factor para ácido cítrico igual a 0.064

M= mL de la muestra

6.7.6. Concentración de ácido ascórbico

La concentración de ácido ascórbico se determinó con el ascorbic acid assay kit MAK07 marca SIGMA-ALDRICH® donde la concentración de ácido ascórbico es determinada por una reacción enzimática acoplada que da como resultado un producto colorimétrico (570nm)/fluorométrico ($\lambda_{ex} = 535/ \lambda_{em} = 587 \text{ nm}$), proporcional al ácido ascórbico presente. En microplacas, se colocaron por pocillo. 50 μL de jugo de piña y se llevaron a un volumen 120 μL con tampón de ensayo de ácido ascórbico. Posteriormente se prepararon soluciones estándares de 2 a 10 nmoles μL^{-1} , directamente en la placa (Cuadro 11).

Cuadro 11. Curva de calibración de para determinar concentración de ácido ascórbico.

Número de pocillo	μL de solución estándar de Ác. Ascórbico (1nmoles mL^{-1})	μl de tampón de ensayo de Ác. Ascórbico	Concentración de Ác, ascórbico en nmoles mL^{-1}
Blanco	0	120	0
1	2	118	2
2	4	116	4
3	6	114	6
4	8	112	8
5	10	110	10

A las soluciones estándares y muestras se les agregaron 30 μL de catalizador al 10% (v/v). Posteriormente se preparó la cantidad suficiente de la mezcla de reacción considerando la siguiente relación: 46 μL de tampón de ácido ascórbico, 2 μL de sonda de ácido ascórbico, y 2 μL de mezcla de enzimas de ácido ascórbico. A cada pocillo conteniendo muestras y soluciones estándar se les agregaron 50 μL de la mezcla de reacción. La placa se colocó en un espectrómetro UV-VIS (Multiskan Go model 51119300; Thermo Fisher Scientific, FI-01621 Vantaa, Finland), el cual se programó para agitar la placa por 1 min, incubar por 5 min en ausencia de luz y medir la absorbancia a 570 nm.

La concentración de ácido ascórbico se calculó con la fórmula:

C , nmoles mL^{-1} = cantidad de ácido ascórbico en la muestra desconocida (nmoles) de la curva estandar/volumen de muestra (mL) adicionando en los pocillos (120 μL).

Para el cálculo en la muestra: Ácido ascórbico, $\text{ng } \mu\text{L}^{-1} = C \cdot 176.12 \text{ ng nmoles}^{-1}$, donde 176.12 es el peso molecular del ácido molecular del ácido ascórbico en g mol^{-1} o ng nmoles^{-1} .

6.7.7. Metabolitos secundarios

Polifenoles totales

Extracto. Para la extracción de polifenoles totales se utilizó el método descrito por De la Cruz *et al.* (2018) con algunas modificaciones. Se pesó y maceró en mortero 1 g de pulpa de piña para después ser depositado en tubos falcón de 150 mL. La extracción se realizó por agitación con 6 mL de metanol al 80% (CH_3OH) en baño María a 30 °C por 2 h 30 min. Al término, el sobrenadante se recuperó en otro tubo y se repitió la extracción a la misma pulpa. Al final ambos sobrenadantes se recuperaron y concentraron para después ser almacenados a 5 °C protegido de la luz.

Cuantificación. Para la cuantificación se tomaron 0.2 mL del extracto y se agregaron 1.5 mL de agua destilada, 0.1 mL del reactivo Folin-Denis al 50% y 0.2 mL de carbonato de sodio anhidro al 15% (Na_2CO_3) en tubos eppendorf de 2 mL. Los contenidos se mezclaron en vortex y se dejaron incubar 30 min en la oscuridad. Posteriormente se prepararon soluciones estándar de 0 a 100 $\mu\text{g mL}^{-1}$ (Cuadro 12) a partir de una solución estándar de 100 $\mu\text{g mL}^{-1}$ de ácido gálico (3,4,5-Trihydroxibenzoic acid, SIGMA-ALDRICH® St. Louis, MO USA). La absorbancia se leyó a 765 nm en un espectrómetro UV-VIS (Multiskan Go

model 51119300; Thermo Fisher Scientific, FI-01621 Vantaa, Finland). Todos los análisis se realizaron por triplicado.

Cuadro 12. Curva de calibración de Ácido gálico para la cuantificación de polifenoles totales.

Numero	μL tomados de la solución estándar de ácido gálico	μL de agua destilada	Concentración de ácido gálico en μg mL ⁻¹
Blanco	0	200	0
1	40	160	20
2	80	120	40
3	120	80	60
4	160	40	80
5	200	0	100

Flavonoides totales.

Extracción. La extracción de flavonoides totales se realizó con el método de Hossain *et al.*, (2011). 1 g de pulpa de piña se pesó y maceró en 6 mL de metanol al 80% (CH₃OH) para después ser depositados en matraces Erlenmeyer de 50 mL. La mezcla se agitó a 180 rpm por 2 h en oscuridad, usando un agitador orbital. Al término, la muestra se filtró con ayuda de embudos y papel filtro en tubos falcón de 150 mL. Este proceso se repitió una vez más bajo las mismas condiciones y ambos sobrenadantes se combinaron y guardaron en oscuridad a 5 °C.

Cuantificación. Se realizó de acuerdo con el método descrito por De la Cruz *et al.* (2018) con algunas modificaciones. 1,000 μL del extracto y se depositaron en tubos eppendorf de 2 mL, se adicionaron 60 μL de nitrito de sodio al 5% (tiempo cero). Después de 5 min, se añadieron 120 μL de AlCl₃ al 10% (p/v), y a los 6 min se añadieron 400 μL de NaOH 1 M. Seguido de 420 μL de agua destilada para tener un volumen final de 2,000 μL. Las muestras se incubaron en oscuridad por 30 min y posteriormente se leyó la absorbancia a 415 nm en un espectrofotómetro UV-VIS (Multiskan Go model 51119300; Thermo Fisher Scientific, FI-01621 Vantaa, Finland). Todos los análisis se hicieron por triplicado. Se prepararon soluciones estándares de 100 a 1000 μg mL⁻¹ (Cuadro 13) a partir de una solución de 1000 μg mL⁻¹ de quercetin al 95% [2-(3,4-Dihydroxyphenyl)-3,5,7-trihydroxy-4H-1-benzopyran-4-one].

Cuadro 13. Curva de calibración de Quercetin para la cuantificación de flavonoides totales.

Número	μL tomados de la solución estandar de Quercetin.	μL de metanol	Concentración de Quercetin en μg mL ⁻¹
Blanco	0	200	0
1	20	180	100
2	40	160	200
3	80	120	400
4	120	80	600
5	160	40	800
6	200	0	1,000

6.8. Análisis económico de los tratamientos

Este se realizó de acuerdo con el método de CIMMYT (1988), en donde el tratamiento óptimo económico es aquel que proporciona la mayor tasa de retorno del capital variable. Para calcular los costos variables (Cuadro14), se tomó en consideración el costo del flete del fertilizante a la parcela, costo de la aplicación manual y costo del fertilizante. Para el costo del fertilizante, se tomaron como referencia los precios de la Urea, DAP y KCl de FYPA S.A., vigentes al 18 de septiembre del 2019 se utilizaron para calcular el ingreso neto más costos fijos (IN+CF) (Cuadro 15).

Cuadro 14. Cálculo de los costos de tratamiento y aplicación por hectárea.

Tratamiento	Costo		
	Tratamiento (\$)	Aplicación (\$)	Total (\$)
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₋₂₀₀₎	7,295.92	1,080.00	8,375.92
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	7,988.69	1,250.40	9,239.09
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	7,927.40	1,197.00	9,124.40
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	8,620.95	1,293.60	9,914.55
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	7,991.51	1,189.80	9,181.93
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	8,685.12	1,286.40	9,971.52
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	8,623.05	1,293.00	9,916.05
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	9,316.60	1,389.60	10,705.66
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	6,600.27	985.80	7,586.07
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	10,012.25	1,497.60	11,509.6
T11 ₍₁₆₀₋₀₇₀₋₂₀₀₎	6,669.83	987.00	7,656.83
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	9,948.78	1,399.20	11,347.98
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	6,601.59	994.80	7,596.39
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	10,010.15	1,486.20	11,496.35
Testigo	0.00	0.00	0.00

Cuadro 15. Precio en pesos por tamaño de piña a noviembre de 2019.

Tamaño de piña	Precio por Pieza (\$)
Grande (≥ 3 kg)	12
Mediana (2- 3 kg)	8
Chica (1-2 kg)	4
Extra chica (≤ 1 kg)	2

6.9. Análisis estadístico

Para todas las variables se realizaron ANOVA del DBCA, comprobación de supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas, y prueba de medias Tukey con una significancia de 0.05. con ayuda del paquete estadístico Rstudio versión 3.5.1. (Gentleman y Ihaka, 1993), así como análisis de correlación entre las variables; biomasa seca vs rendimiento, biomasa seca vs NDVI, rendimiento vs NDVI IAF VS NDVI, pH vs grados °Brix y pH vs % ácido cítrico.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Variables meteorológicas

Durante el periodo de estudio la precipitación mensual osciló entre 19.2 (abril) y 394mm (octubre) y la temperatura promedio mensual entre 23.5 (enero) y 31.3°C (mayo) (Figura 11). Cabe mencionar que la cosecha de los frutos se realizó en los primeros 15 días del mes de noviembre.

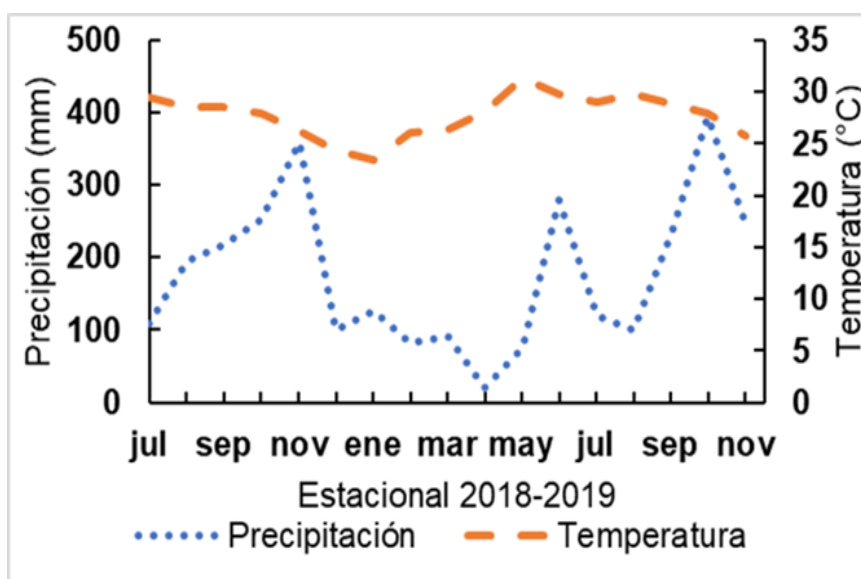


Figura 11. Distribución de lluvias y temperatura durante el ciclo del cultivo de piña (jul-2018 a nov-2019).

7.2. Biomasa seca (MS)

A los 143, 211 y 361 días de crecimiento del cultivo de piña cabezona, la acumulación de biomasa no mostró diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos de fertilización (Cuadro 16). A los 274 días la diferencia entre los efectos de los tratamientos de fertilización fue altamente significativa, siendo los tratamientos 8 y 14 los que acumularon la mayor cantidad de biomasa seca (180 y 206.3 g respectivamente), con respecto a los tratamientos 5,10,12 y testigo. A los 422 días de crecimiento se observó diferencia estadística significativa entre tratamientos, siendo nuevamente los tratamientos con las dosis más altas de potasio los que habían acumulado la mayor cantidad de biomasa por planta, corroborando la respuesta del cultivo de piña a este elemento. Este resultado coincide con lo señalado por Salgado *et al.*, (2017) acerca de la deficiencia de potasio que muestran los suelos de la Región piñera de la Chontalpa.

Cuadro 16. Acumulación de biomasa por planta (g de MS) durante el crecimiento del cultivo de piña con diferentes tratamientos de fertilización.

Tratamientos (kg ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	Días de crecimiento de las plantas después de la siembra					
	Acumulación de biomasa por planta, g de MS					
	143	211	274	361	422	484
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	50.3 ^a	103.4 ^a	143.9 ^{bc}	250.7 ^a	269.3 ^b	359.4 ^{ab}
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	58.2 ^a	105.4 ^a	180.5 ^{ab}	254.8 ^a	318.7 ^{ab}	388.1 ^{ab}
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	46.3 ^a	93.1 ^a	147.0 ^{bc}	247.5 ^a	305.7 ^{ab}	457.6 ^a
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	52.8 ^a	110.8 ^a	143.8 ^{bc}	277.8 ^a	298.0 ^b	374.8 ^{ab}
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	57.5 ^a	107.2 ^a	206.3 ^a	255.1 ^a	348.2 ^a	461.6 ^a
Testigo	44.1 ^a	69.5 ^a	118.1 ^c	199.4 ^a	238.1 ^c	294.4 ^c
C.V.(%)	11.2	15.6	20.1	10.5	13.0	16.2
Media	51.5	98.2	156.6	247.6	296.3	389.3
DMS	18.10	79.69	59.34	91.17	99.51	145.61
Prob. De F.	0.12 ^{ns}	0.58 ^{ns}	0.0032 ^{***}	0.19 ^{ns}	0.04 [*]	0.02 [*]

*Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05). MS= biomasa seca C. V= coeficiente de variación; DMS= diferencia media significativa; Prob. De F.= probabilidad de Fisher.

La piña cabezona acumuló la mayor cantidad de biomasa (Figura 12) de los 274 a 361 días (91 g planta⁻¹), y coincide con la finalización de la fase vegetativa (Figura 12) similar a lo que ocurre en los cultivares Champaka, Oro y Smooth Cayene (Rebolledo *et al.*, 2006). En resumen, la piña cabezona acumula en promedio 0.80±0.13 g de materia seca por día.

El tratamiento que acumulo mayor cantidad de biomasa seca fue el T14 acumulando 461 g al finalizar el ciclo del cultivo, 167.2 g más respecto al testigo. Aun el T14 no logro superar los 800 g de biomasa seca por planta del cultivar Smooth Cayenne reportado por Rebolledo *et al.* (2005) la cual, fue fertilizada con la dosis 700-480-700 kg ha⁻¹ de N, P₂O₅, K₂O en la región de Isla, Veracruz.

A pesar que las plantas de piña cabezona son de mayor porte comparado con cultivares como MD2, Smooth Cayenne o Champaka, en este trabajo la acumulación de biomasa seca fue menor (389.3 g por planta en promedio), posiblemente a que las dosis de N y K suministradas al cultivo fueron bajas. Ya que al pasar de 100 a 600 kg ha⁻¹ de N las plantas ganan aproximadamente 26% de peso fresco (Da Silva *et al.*, 2012), Spironello *et al.* (2004) también observaron ganancia de peso fresco de la planta al pasar de 394 a 498 kg ha⁻¹ de N.

En piña cabezona se observó una buena correlación entre la materia seca y el rendimiento de fruto fresco obtenido (Figura 13a). Lo cual es similar a lo reportado por Del Ángel *et al.* (2011), quienes mencionan que existe una relación directa entre el peso fresco de la planta y peso del fruto, a mayor peso fresco de la planta al momento del tratamiento de inducción floral, mayor será el peso del fruto obtenido.

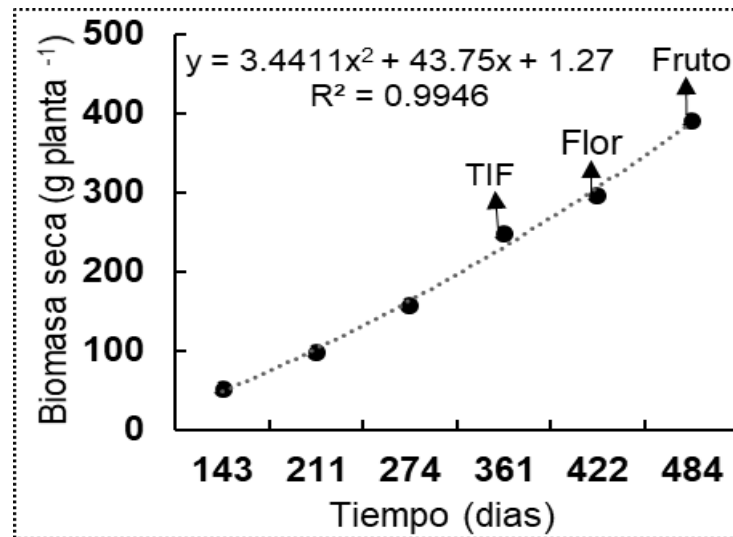


Figura 12. Acumulación de biomasa seca de la piña cabezona durante su ciclo de cultivo. TIF=tratamiento de inducción floral, Flor=floración, Fruto=Cosecha de frutos. De 0 a 361 días fue la fase vegetativa del cultivo.

7.3. Índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI)

No se encontraron diferencias significativas del NDVI los tratamientos de fertilización y fechas de muestreo (Cuadro 17). Las medias de NDVI oscilaron entre 0.71 y 0.79 a través del crecimiento del cultivo de piña cabezona. El mayor valor de NDVI (0.82) se observó a los 211 días después de la siembra con el T3 y T10, es decir antes de la etapa de mayor acumulación de biomasa aérea, sin importar la dosis de fertilizante aplicada.

El suelo suministró parcialmente el N, P y K que el cultivo requirió en el T15, quien no recibió fertilizante. Los valores que se obtuvieron en piña cabezona fueron similares a los que encontró Balasundram *et al.* (2013) en piña MD2 los cuales oscilaron entre 0.66 a 0.82. Así mismo, estos autores tampoco reportaron correlación entre NDVI y la biomasa, tal como ocurrió en este trabajo (Figura 13b).

Cuadro 17. NDVI durante el crecimiento del cultivo con diferentes tratamientos de fertilización.

Tratamiento (kg ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	Valores de NDVI a través del tiempo (dds)					
	143	211	274	361	422	484
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	0.74 ^a	0.81 ^a	0.75 ^a	0.75 ^a	0.77 ^a	0.74 ^a
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	0.70 ^a	0.79 ^a	0.73 ^a	0.79 ^a	0.76 ^a	0.77 ^a
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	0.72 ^a	0.82 ^a	0.73 ^a	0.79 ^a	0.77 ^a	0.77 ^a
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	0.74 ^a	0.81 ^a	0.77 ^a	0.76 ^a	0.77 ^a	0.79 ^a
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	0.71 ^a	0.78 ^a	0.72 ^a	0.79 ^a	0.76 ^a	0.77 ^a
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	0.74 ^a	0.78 ^a	0.74 ^a	0.76 ^a	0.79 ^a	0.75 ^a
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	0.71 ^a	0.80 ^a	0.74 ^a	0.78 ^a	0.78 ^a	0.75 ^a
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	0.73 ^a	0.79 ^a	0.73 ^a	0.77 ^a	0.76 ^a	0.73 ^a
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	0.72 ^a	0.80 ^a	0.75 ^a	0.76 ^a	0.77 ^a	0.78 ^a
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	0.69 ^a	0.82 ^a	0.74 ^a	0.76 ^a	0.77 ^a	0.74 ^a
T11 ₍₁₆₀₋₇₀₋₂₀₀₎	0.74 ^a	0.78 ^a	0.76 ^a	0.77 ^a	0.78 ^a	0.79 ^a
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	0.71 ^a	0.79 ^a	0.71 ^a	0.77 ^a	0.73 ^a	0.75 ^a
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	0.72 ^a	0.80 ^a	0.70 ^a	0.76 ^a	0.76 ^a	0.75 ^a
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	0.71 ^a	0.80 ^a	0.71 ^a	0.79 ^a	0.74 ^a	0.74 ^a
Testigo (00-00-00)	0.66 ^a	0.79 ^a	0.75 ^a	0.78 ^a	0.70 ^a	0.74 ^a
C.V.	2.82	1.27	1.37	1.30	2.63	1.33
Media	0.71	0.79	0.73	0.77	0.76	0.75
DMS	0.10	0.82	0.15	0.59	0.09	0.09
Prob. De F.	0.42 ^{ns}	0.60 ^{ns}	0.95 ^{ns}	0.33 ^{ns}	0.24 ^{ns}	0.38 ^{ns}

*Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05). C.V.= coeficiente de variación; DMS= diferencia media significativa; Prob. De F.= probabilidad de Fisher; dds=días después de la siembra.

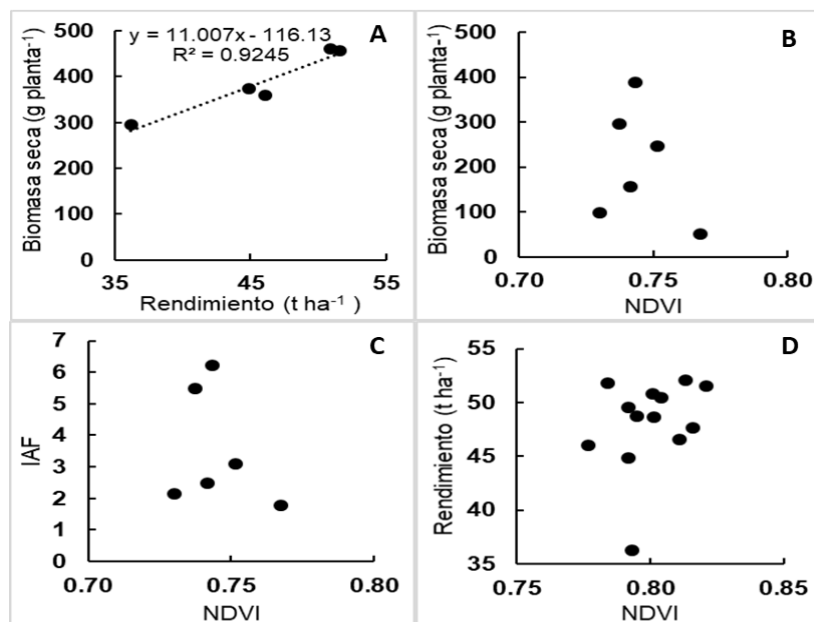


Figura 13. Correlaciones, A) biomasa seca y rendimiento de piña, B) biomasa seca y NDVI, C) IAF Y NDVI y D) rendimiento y NDVI.

7.4. Índice de área foliar (IAF)

El IAF mostró un incremento con la edad del cultivo en todos los tratamientos evaluados. Entre tratamientos de fertilización, no se encontró diferencia estadística significativa del IAF a los 143, 211, 274 y 484 días de crecimiento del cultivo de piña cabezona (Cuadro 19). A los 361 días hubo diferencia estadística significativa entre tratamientos, sobresaliendo los T12, T14 y T15.

En todos los tratamientos de fertilización el IAF mostró un incremento rápido de los 361 a los 422 días de crecimiento del cultivo (Figura 14), los cuales corresponden al periodo de iniciación floral hasta desarrollo del fruto. El máximo IAF observado de 6.60 a los 484 días puede deberse a la disminución del ángulo de inclinación de las hojas, provocado por la inflorescencia. Este incremento de IAF, también fue reportado por Rebolledo *et al.* (2005), quienes observaron que los cultivares Champaka, Oro y Smooth Cayenne, al término de la fase vegetativa y después del tratamiento de inducción floral (TIF), el IAF se incrementa drásticamente a 10, aun cuando las densidades ocupadas son mayores a 35,000 plantas por hectárea comparado con las 26,500 plantas por hectárea usada para piña cabezona. No se encontró correlación entre IAF y NDVI (Cuadro 18) (Figura 13c), ya que el NDVI tiende a disminuir en la etapa de desarrollo del fruto y el IAF a incrementarse (Cuadro 17 y 19)

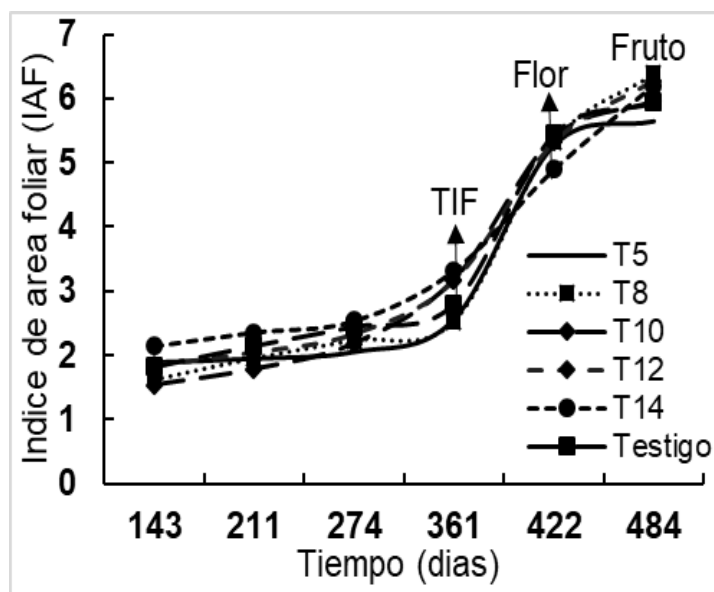


Figura 14. Comportamiento del IAF de la piña cabezona durante su ciclo de cultivo. TIF=inducción floral, Flor=floración, Fruto= cosecha de frutos. De 0 a 361 días es la fase vegetativa del cultivo.

Cuadro 18. Coeficientes de correlación entre NDVI, IAF Y biomasa seca.

	NDVI	IAF	MS
NDVI	1		
IAF	0.15730853	1	
MS	0.23455308	0.94597851	1

Cuadro 19. Valores de IAF por tratamiento durante el desarrollo del cultivo.

Tratamiento (kg ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	IAF a través del tiempo (dds)					
	143	211	274	361	422	484
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	1.93 ^a	2.08 ^a	2.41 ^a	3.10 ^{ab}	5.79 ^{ab}	6.15 ^a
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	1.64 ^a	2.34 ^a	2.83 ^a	3.20 ^{ab}	5.16 ^b	6.30 ^a
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	1.57 ^a	2.07 ^a	2.48 ^a	3.01 ^{ab}	5.76 ^{ab}	6.13 ^a
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	1.71 ^a	2.20 ^a	2.71 ^a	3.65 ^{ab}	5.40 ^{ab}	6.24 ^a
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	1.90 ^a	1.96 ^a	2.06 ^a	2.56 ^b	5.27 ^{ab}	5.64 ^a
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	1.81 ^a	2.13 ^a	2.35 ^a	2.81 ^{ab}	5.49 ^{ab}	6.37 ^a
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	1.86 ^a	2.56 ^a	2.80 ^a	2.91 ^{ab}	5.60 ^{ab}	6.45 ^a
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	1.62 ^a	1.96 ^a	2.24 ^a	2.53 ^b	5.34 ^{ab}	6.39 ^a
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	2.00 ^a	2.38 ^a	2.69 ^a	3.06 ^{ab}	5.29 ^{ab}	6.04 ^a
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	1.53 ^a	1.78 ^a	2.18 ^a	3.18 ^a	5.40 ^{ab}	5.97 ^a
T11 ₍₁₆₀₋₇₀₋₂₀₀₎	1.57 ^a	2.02 ^a	2.42 ^a	3.10 ^{ab}	6.37 ^a	6.59 ^a
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	1.85 ^a	2.05 ^a	2.34 ^a	3.16 ^{ab}	5.32 ^{ab}	6.28 ^a
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	1.84 ^a	2.30 ^a	2.97 ^a	4.08 ^a	5.57 ^{ab}	6.60 ^a
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	2.15 ^a	2.36 ^a	2.54 ^a	3.32 ^{ab}	4.89 ^b	6.21 ^a
Testigo ₍₀₀₋₀₀₋₀₀₎	1.82 ^a	2.15 ^a	2.45 ^a	2.81 ^{ab}	5.45 ^{ab}	5.94 ^a
C.V.	9.87	9.42	10.32	12.68	6.14	4.13
Media	1.79	2.15	2.50	3.10	5.47	6.22
DMS	1.17	1.18	1.16	1.28	1.20	1.10
Prob. De F.	0.87 ^{ns}	0.70 ^{ns}	0.26 ^{ns}	0.01 [*]	0.04 [*]	0.20 ^{ns}

*Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05). C.V= coeficiente de variación; Prob. De F.= probabilidad de Fisher.

7.5. Rendimiento

Se observaron diferencias altamente significativas entre tratamientos de fertilización (Cuadro 20). Si el cultivo de piña cabezona se fertiliza el rendimiento se incrementa 8 t ha⁻¹. La prueba de separación de medias de Tukey establece dos grupos con diferencias significativas, donde el menor rendimiento se obtuvo en T15 y los mayores rendimientos

en T6 y T8 con más de 55 t ha⁻¹, lo que coincide con los rendimientos reportados para esta región (Salgado *et al.*, 2010).

Cuadro 20. Rendimientos de fruta con diferentes tratamientos de fertilización NPK.

Tratamientos (kg.ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	Rendimiento (t ha ⁻¹)
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	46.6 ^{ab}
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	49.5 ^a
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	47.7 ^{ab}
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	52.1 ^a
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	46.1 ^{ab}
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	55.5 ^a
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	48.8 ^{ab}
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	55.0 ^a
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	48.7 ^a
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	51.6 ^a
T11 ₍₁₆₀₋₇₀₋₂₀₀₎	51.8 ^a
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	44.9 ^{ab}
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	50.4 ^a
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	50.9 ^a
T15 ₍₀₀₋₀₀₋₀₀₎	36.2 ^b
C.V (%)	9.52
Media	49.04
DMS	12.2
Prob. De F.	0.000609**

Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey 0.05). C.V= coeficiente de variación; DMS= diferencia media significativa; prob. De F.= probabilidad de Fisher.

El tamaño de fruto de 2.09 kg se considera medio y es similar a lo reportado para los cultivares Perola, Gold, Jupi, Smooth Cayenne e Imperial cultivados en Brasil (Sampaio *et al.*, 2011; Gusmão *et al.*, 2012), considerando que en la región de la chontalpa los frutos grandes son de 5 kg. Una posible explicación a este bajo rendimiento puede ser las deficiencias de Ca, Mg y micronutrientes deficitarios en el suelo de estudio, (Amorin *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

La Figura 15a muestra el cambio de respuesta de la curva N-110-200 (bajas dosis de N) a la curva de respuesta N-150-250 (altas dosis de N). Este cambio se debe a una interacción positiva que indica de respuesta del cultivo de piña a la fertilización (Figura 15 a). Se observa el máximo rendimiento de fruto (55 t ha⁻¹) con 200 kg ha⁻¹ de N en la curva de respuesta N-150-250. Esto difiere con lo reportado por Spironello *et al.* (2004),

Spegorin *et al.* (2011), Del Ángel *et al.* (2011), Da Silva *et al.* (2012) y Uriza *et al.* (2018) que reportan dosis para el cultivo de piña que van desde 400 a 1000 kg ha⁻¹ de N obteniendo rendimientos desde 36 a 70 t ha⁻¹ en diversos cultivares.

Con respecto al fósforo se observa una interacción positiva al pasar de la curva de respuesta 160-P-200 a la curva 200-P-250 (Figura 15b). Con 110 kg ha⁻¹ de P₂O₅ se obtuvo 0.5 t ha⁻¹ más de fruto, al aumentar la dosis el rendimiento se reduce, corroborando la ley de los rendimientos decrecientes y confirmando que la respuesta del cultivo de piña a la aplicación de P₂O₅ es pequeña (Spironello *et al.*, 2004).

El cambio de la curva 160-110-K a la 200-150-K en el rendimiento de fruto se debe a la interacción positiva de K (Figura 15c), corroborando que el suelo no aporta al cultivo este nutriente de forma suficiente. En este caso con 250 kg ha⁻¹ de K₂O se satisface el requerimiento de K. Estos resultados se obtuvieron con la mitad de lo recomendado para la piña por Veloso *et al.* (2001) Del Ángel *et al.* (2011) y Uriza *et al.* (2018).

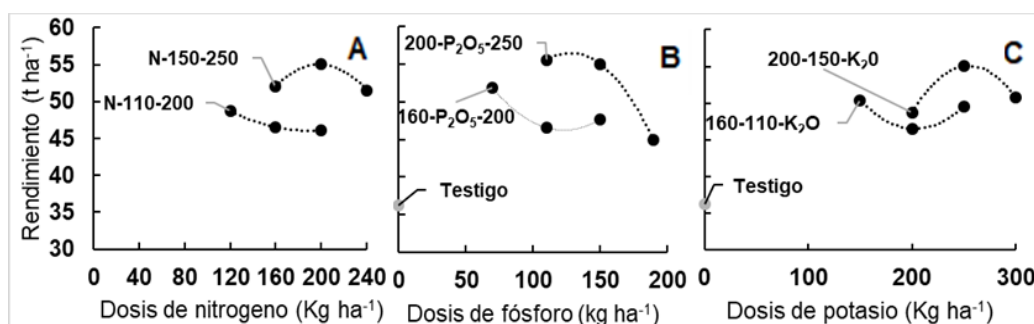


Figura 15. Respuesta del cultivo de piña cabezona en rendimiento a la fertilización NPK.

7.6. Calidad de jugo

7.6.1. pH

No se encontró diferencia estadística significativa entre los tratamientos de fertilización en pH del jugo (Cuadro 21). El pH del jugo de piña cabezona varió de 3.4 a 3.5. Este no fue afectado por los niveles de N, P₂O₅ ó K₂O (Figura 16). El pH del jugo promedio para la variedad cabezona con madurez de 3.4 a ¼ de color, fue muy similar al pH reportado por Lu *et al.* (2014) para los cultivares: Smooth Cayenne #1 (pH=3.58), Smooth Cayenne#2 (pH=3.86), Comte de Paris (pH=3.93) y Ripley (3.91). Da silva *et al.* (2014), también reportan valores similares en piña Victoria (pH=3.6), Perola (pH=3.8), Gold (pH=3.8), y EC-93 (pH=3.8). Por su parte, Morales *et al.*, (2001) reportó valores de 3.8 a 4.10 de pH para la piña nativa de la india (piña de la india).

La mayoría de los autores antes mencionados no reportan el grado de madurez de las piñas al momento de ser cosechadas y determinado el pH medidas. Sin embargo, un estudio realizado por Rosas *et al.* (2011) muestra que esta variable no se ve afectada por la madurez del fruto. La NMX-FF-028-SCFI-2008 no contempla a la piña cabeza posiblemente por ser de importancia regional, tampoco establece rangos de pH al cual puede ser comercializado el fruto de piña de Cayena Lisa o MD2. La correlación de pH con °Brix o % ácido cítrico no mostro tendencia alguna (Figura 17a y 17b).

Cuadro 21. pH obtenido en los diferentes tratamientos de fertilización en piña cabeza.

Tratamiento (kg.ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	pH
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	3.4 ^a
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	3.4 ^a
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	3.4 ^a
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	3.5 ^a
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	3.5 ^a
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	3.5 ^a
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	3.5 ^a
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	3.4 ^a
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	3.4 ^a
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	3.5 ^a
T11 ₍₁₆₀₋₇₀₋₂₀₀₎	3.5 ^a
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	3.5 ^a
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	3.4 ^a
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	3.4 ^a
T15 ₍₀₋₀₋₀₎	3.4 ^a
C.V.(%)	0.02
Media	3.4
DMS	0.24
Prob. De F.	0.28 ^{ns}

*Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05). C.V= coeficiente de variación; DMS=diferencia media significativa; Prob. De F.= probabilidad de Fisher.

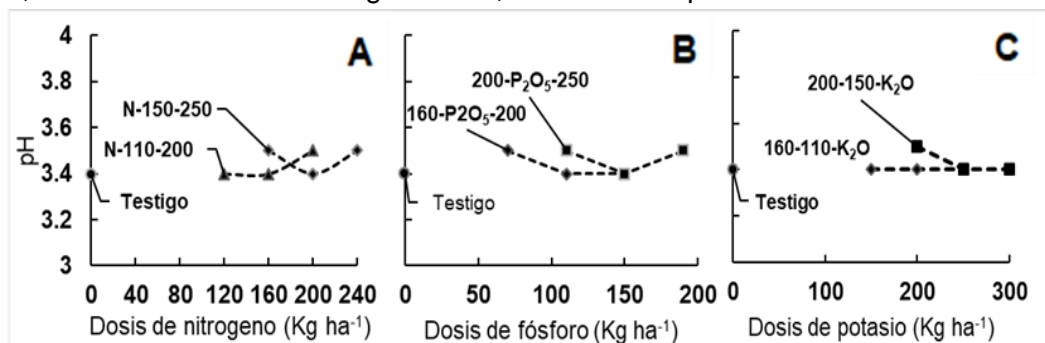


Figura 16. Respuesta del pH del jugo de piña cabeza a la fertilización NPK.

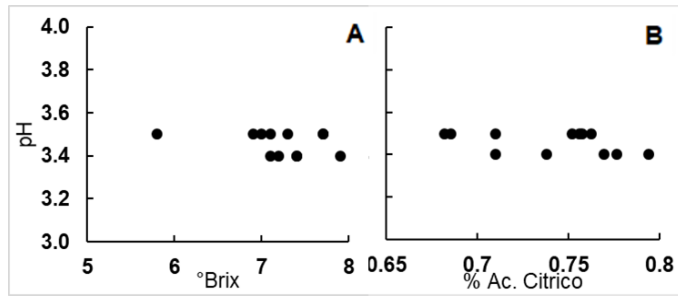


Figura 17. Correlaciones, A) Ph y °Brix, B) pH y % Ac. Citrico.

7.6.2. Grados Brix

No se encontró diferencia estadística entre tratamientos de fertilización, el valor medio fue de 7.3 (Cuadro 22). La Figura 18a muestra la tendencia a incrementar los grados Brix con el aumento de la dosis de nitrógeno curva N-110-200 a la curva N-150-250, con 200 kg ha⁻¹ se obtienen los grados Brix más altos y el mayor rendimiento de fruta. La Figura 18b muestra la respuesta a la aplicación de P₂O₅, donde en ambas curvas (bajas y altas dosis de P₂O₅) se observa que a medida que se incrementan las dosis, los grados Brix disminuyen. En contraste, cuando se incrementan las dosis de K₂O al pasar de 200 a 250 kg ha⁻¹ los grados Brix incrementan. Este comportamiento ya fue reportado por Py *et al.* (1987), Rebolledo *et al.* (2011) y Uriza *et al.* (2018) quienes señalan directamente al K como el responsable de la calidad del fruto de piña. Los grados Brix y % ácido cítrico no se correlacionó (Figura 19), corroborando lo reportado por Da Silva *et al.* (2014) quienes observaron correlación nula.

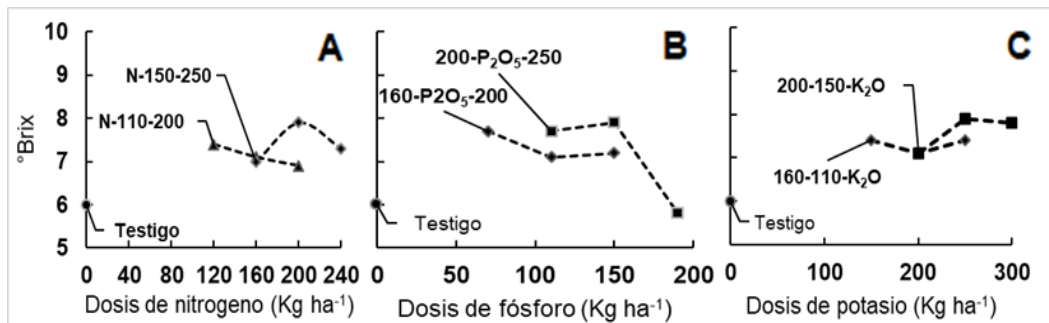


Figura 18. Respuesta del cultivo de piña en grados Brix a la fertilización NPK.

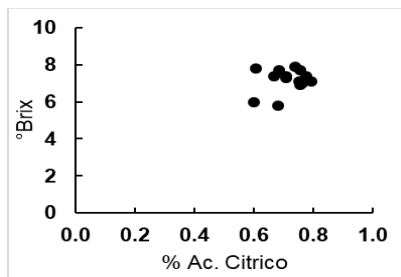


Figura19. Correlación grados Brix con % Ac.

Cuadro 22. Grados Brix obtenidos en los diferentes tratamientos de fertilización en piña cabezona.

Tratamiento (kg.ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	°Brix
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	7.1 ^a
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	7.4 ^a
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	7.2 ^a
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	7.0 ^a
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	6.9 ^a
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	7.7 ^a
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	7.1 ^a
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	7.9 ^a
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	7.4 ^a
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	7.3 ^a
T11 ₍₁₆₀₋₇₀₋₂₀₀₎	7.7 ^a
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	5.8 ^a
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	7.4 ^a
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	7.8 ^a
T15 ₍₀₋₀₋₀₎	6.0 ^a
C.V.(%)	0.08
Media	7.3
DMS	2.54
Prob. De F.	0.18 ^{ns}

*Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05). C.V.= coeficiente de variación; DMS=diferencia media significativa; Prob. De F.= probabilidad de Fisher.

Los grados Brix mínimos con los que deben de contar los cultivares MD2, Cayena Lisa y Champaka para su comercialización son 12°, 11° y 11° respectivamente sin importar grado de madurez (NMX-FF-028-SCFI-2008) y en esta norma no se contempla la piña cabezona.

En este estudio media fue de 7.3 Brix a una madurez de ¼ de color. Este valor es bajo si se compara con los diversas cultivares (Cuadro 23). Sin embargo, podría aumentar si el fruto se lleva a un estado de madurez más avanzado ya que los grados Brix aumentan a medida que madura el fruto (Rosas *et al.*, 2011). Uriza *et al.*, (2018) también reportan que las piñas que se cosechan entre octubre y marzo (temporada donde se cosecho la piña cabezona) contiene menor cantidad de grados Brix, ocasionado por las frecuentes lluvias, opuesto a lo que sucede en la temporada de seca.

Cuadro 23. Valores de grados Brix en piña reportado por diversos autores.

Autor	Cultivares	°Brix
Morales <i>et al.</i> (2001)	Piña de la india	10
Lu <i>et al.</i> (2014)	MD2	16.2
Ulloa <i>et al.</i> (2015)	Comte de Paris	16.94
	Smooth Cayenne #2	14.45
	Queensland	17.80
	Dorada Extra Dulce	14.4
Rosas <i>et al.</i> (2011)	Esmeralda	14.86-16.12
Da Silva <i>et al.</i> 2014	Victoria	16.00
	Pérola	13.10

7.6.3. % Ácidez Titulable

No se encontró diferencia estadística entre tratamientos de fertilización, el valor medio fue de 0.71% de ácido cítrico (Cuadro 24). Este valor concuerda con lo reportado por Rosas *et al.* (2011), Lu *et al.* (2014) y Da Silva *et al.* (2014) para diversos cultivares (Cuadro 25) siendo la piña Comte de Paris la que cuenta con una concentración similar (0.73) a la que se obtuvo en piña cabezona.

Cuadro 24. % Ácido cítrico obtenido en los diferentes tratamientos de fertilización en piña cabezona.

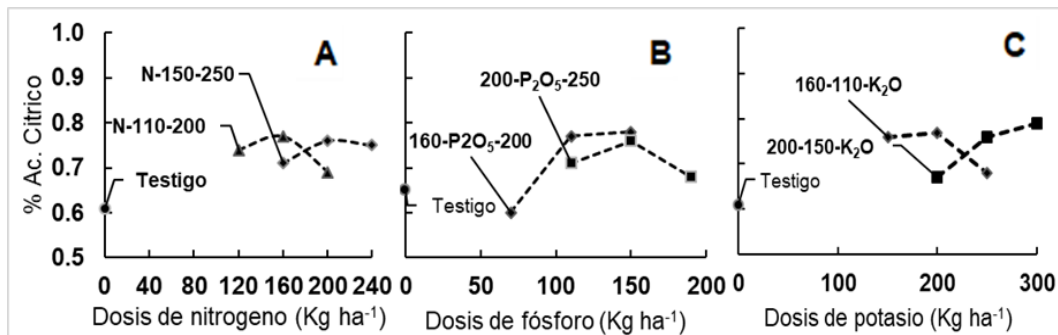
Tratamiento (kg.ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	% Ácido cítrico
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	0.77 ^a
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	0.76 ^a
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	0.78 ^a
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	0.71 ^a
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	0.69 ^a
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	0.71 ^a
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	0.67 ^a
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	0.76 ^a
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	0.74 ^a
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	0.75 ^a
T11 ₍₁₆₀₋₇₀₋₂₀₀₎	0.60 ^a
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	0.68 ^a
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	0.76 ^a
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	0.79 ^a
T15 ₍₀₋₀₋₀₎	0.61 ^a
C.V.(%)	0.08
Media	0.71
DMS	0.27
Prob. De F.	0.20 ^{ns}

*Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05). C.V= coeficiente de variación; DMS=diferencia media significativa; Prob. De F.= probabilidad de Fisher.

Cuadro 25. Concentración de ácido cítrico en piña para diversos cultivares.

Autor	Cultivares	% Ácido cítrico
Lu <i>et al.</i> (2014)	MD2	0.53
	Comte de Paris	0.73
	Fresh Premiun	1.23
	Smooth Cayenne #1	0.66
	Smooth Cayenne #2	0.59
	Queensland	0.51
	Giant Kew	0.69
Rosas <i>et al.</i> (2011)	Pearl	0.91
	Esmeralda	0.4-1.2
Da Silva <i>et al.</i> (2014)	Victoria	0.81
	Pérola	0.59
	Gold	0.52
	EC-93	0.63

Esta variable se determinó cuando el fruto contaba con una madurez de $\frac{1}{4}$ de color, posiblemente determinando la concentración de ácido cítrico a una madurez más avanzada esta disminuya. Sin embargo, en piña esmeralda, la concentración aumenta a medida que madura el fruto (Rosas *et al.*, 2011) opuesto a lo que pasa en otros frutos tropicales como son; mango, maracuyá y papaya (Torres *et al.*, 2013; Ruelas *et al.*, 2016). Existen estudios que reportan que la concentración de ácido cítrico también se encuentra influenciada por la temporada en la que se cosecha y la fuente de K_2O utilizada en la nutrición de la planta (utilizar el KCl para cubrir el 100% de las necesidades nutricionales del cultivo, aumenta la acidez del fruto). Por lo que en temporada de lluvias el % de acidez aumenta, disminuyendo en la época seca, donde aumentan los grados °Brix (Rebolledo *et al.*, 2011; Uriza *et al.*, 2018).

**Figura 18.** Respuesta del % de ácido cítrico del jugo de piña cabezona a la fertilización NPK.

La concentración del % de ácido cítrico no muestra una respuesta clara a la aplicación de N en dosis altas o bajas (Figura 20a). En la Figura 20b se observa que la curva 160- P_2O_5 -200 (dosis bajas de P) muestra una respuesta positiva, ya que al pasar de 70 a 110

y 150 kg ha⁻¹ de P₂O₅ la concentración de ácido cítrico aumenta alcanzando su máximo a los 150 kg ha⁻¹, para el caso de la curva 200-P₂O₅-250 (dosis altas de P) también muestra un comportamiento similar, pero al pasar de 150 a 190 kg ha⁻¹ de P₂O₅ la concentración disminuye. El % de ácido cítrico también se vio afectado por altas dosis K (Curva 200-150 K₂O) mostrando mayor concentración a medida que se pasó de 200 a 300 kg ha⁻¹.

7.7. Concentración de ácido ascórbico

Los tratamientos de fertilización permitieron que las concentraciones de ácido ascórbico mostraran diferencias altamente significativas (Cuadro 26). La prueba de Tukey establece cinco grupos, donde las menores concentraciones se obtuvieron en los tratamientos T13 y T15 y las mayores en los T3, T6, T8 y T10.

Cuadro 26. Concentración de ácido ascórbico por tratamientos.

Tratamiento (kg.ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	Ácido ascórbico en mg /100 g de fruta fresca
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	14.6 ^{abc}
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	14.9 ^{abc}
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	19.4 ^a
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	14.6 ^{abc}
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	11.8 ^{abc}
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	19.4 ^{ab}
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	11.3 ^{abc}
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	16.0 ^{ab}
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	14.7 ^{abc}
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	15.1 ^{ab}
T11 ₍₁₆₀₋₇₀₋₂₀₀₎	13.4 ^{abc}
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	11.3 ^{abc}
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	6.2 ^c
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	11.8 ^{abc}
T15 ₍₀₀₋₀₀₋₀₀₎	10.5 ^{bc}
C.V.	0.25
Media	13.67
DMS	8.83
Prob. De F.	0.001**

*Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05). C.V.= coeficiente de variación; Desv. Est.=desviación estándar; Prob. De F.= probabilidad de Fisher.

Estos resultados concuerdan con lo reportado por Samson (1991), quien indica que el ácido ascórbico en los frutos de piña varía entre 8 y 30 mg/100 g de fruta fresca. intervalos más amplios de 5.08 a 62.11 mg/100 g de fruta fresca han sido observados por diversos

autores en diferentes cultivares de piña (Cuadro 27). Morales *et al.* (2001) y Rosas *et al.* (2011) observaron que, en la piña de la India y Esmeralda, el contenido de ácido ascórbico aumentó a medida que madura el fruto. Este efecto del estado de madurez de la piña en la concentración de ácido ascórbico puede explicar las diferencias en concentración de éste compuesto (Morales *et al.*, 2001; Lu *et al.*, 2014); Ferreira *et al.*, 2016).

La curva N-150-250, muestra que con 250 kg ha⁻¹ de N se obtuvo la mayor concentración de ácido ascórbico (Figura 21a), la curva N-110-200 muestra una disminución en la concentración de ácido ascórbico. En la Figura 21b se muestra el comportamiento de la concentración de ácido ascórbico a la aplicación de P₂O₅, en la curva 200-P₂O₅-250 con 100 kg ha⁻¹ de P₂O₅ se obtiene mayor concentración de ácido ascórbico. En la curva 160-P₂O₅-250, producto de la interacción de dosis baja de N y K, con altas de P₂O₅ se incrementa la concentración de ácido ascórbico. La curva 200-150-K₂O, con 250 kg ha⁻¹ de K₂O muestra la mayor concentración de ácido ascórbico (Figura 21c). Producto de la interacción positiva, con la curva 160-110-K₂O, con dosis de 200 y 250 kg ha⁻¹ de K₂O la concentración de ácido ascórbico aumentan, pero este incremento es menor que al observado con la curva 200-150- K₂O.

Cuadro 27. Intervalo de concentración de ácido ascórbico en diferentes cultivares de piña.

Autor	Cultivares	Ac. Ascórbico (mg/100g de fruta fresca)
Ferreira <i>et al.</i> (2016)	Smooth Cayenne	42.31
	MD2	36.74
	Victoria	35.88
	Imperial	62.11
	Pérolera	49.79
Lu <i>et al.</i> (2014)	MD2	33.57
	Comte de Paris	10.07
	Smooth Cayenne #1	5.08
	Smooth Cayenne #2	7.68
	Queensland	8.21
Morales <i>et al.</i> (2001)	Pearl	6.70
	Piña de la India	10.85
Da Silva <i>et al.</i> (2014)	Victoria	7.03
	Pérola	13.94
	Gold	24.23
	EC-93	25.48

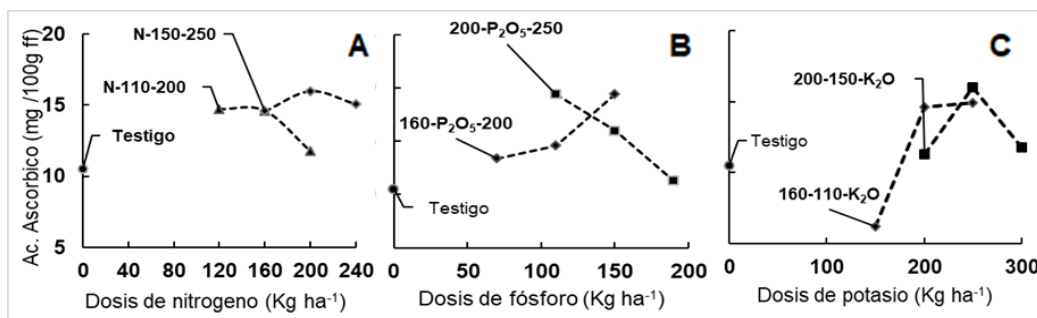


Figura 19. Respuesta de la concentración de ácido ascórbico en el jugo de piña cabezona a la fertilización NPK.

7.8. Metabolitos secundarios

7.8.1. Polifenoles totales

No se encontraron diferencias estadísticas significativa entre tratamientos de fertilización para los polifenoles totales (Cuadro 28). La concentración varió de 35.7 y 49.3 mg 100 g⁻¹ de fruta fresca, similares a lo reportado por Lu *et al.* (2014), Hossain *et al.* (2011) y Rosas *et al.* (2011) para los cultivares Comte Paris, Smooth Cayenne #1 y Esmeralda (Cuadro 29).

Cuadro 28. Concentración de Polifenoles totales por tratamiento de fertilización.

Tratamiento (kg.ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	Polifenoles totales (mg/100g de fruta fresca)
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	41.4 ^a
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	46.3 ^a
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	43.9 ^a
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	35.5 ^a
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	49.3 ^a
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	40.5 ^a
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	35.7 ^a
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	43.8 ^a
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	41.1 ^a
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	36.2 ^a
T11 ₍₁₆₀₋₇₀₋₂₀₀₎	35.7 ^a
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	42.2 ^a
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	43.2 ^a
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	42.7 ^a
T15 ₍₀₀₋₀₀₋₀₀₎	42.3 ^a
C.V.	0.10
Media	41.34
DMS	14.28
Prob. De F.	0.30 ^{ns}

*Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05). C.V= coeficiente de variación; Desv. Est.=desviación estándar; Prob. De F.= probabilidad de Fisher.

Ferreira *et al.* (2016) reporta concentraciones de polifenoles totales mayores (71.08 a 126.95 mg 100 g⁻¹ ff) a lo observado en piña cabezona y lo reportado por Lu *et al.* (2014) en distintos cultivares de piña (37.48 a 77.55 mg 100 g⁻¹ ff). Diferencias que pueden deberse al cultivar y grado de madurez de las piñas evaluadas en piña Esmeralda observaron que a medida que maduraba el fruto la concentración de polifenoles aumenta, tal como sucede con el contenido de ácido ascórbico ((Rosas *et al.*, 2011).

Cuadro 29. Concentración de polifenoles totales en piña reportados por diversos autores.

Autor	Cultivar	Polifenoles totales (mg/100g de fruta fresca)
Ferreira <i>et al.</i> (2016)	IAC fantástico	89.01
	Smooth Cayenne	71.08
	MD2	109.60
	Victoria	74.09
	Imperial	126.95
Lu <i>et al.</i> (2014)	Pérolera	84.90
	MD2	77.55
	Comte de Paris	48.01
	Fresh Premiun	56.21
	Pattavia	37.48
Rosas <i>et al.</i> (2011)	Pearl	56.84
Hossain <i>et al.</i> (2011)	Esmeralda	44-78
	Piña tropical	51.10

La concentración de polifenoles es máxima para la dosis de 200 kg ha⁻¹ de N en ambas curvas de respuesta. Una situación similar a la respuesta de N, se observó con respecto a fósforo, con 150 kg ha⁻¹ de P₂O₅ se obtuvo la mayor concentración de polifenoles (Figura 22a y 22b). Con respecto al potasio se observó que con 250 kg ha⁻¹ de K₂O se obtiene la mayor concentración de polifenoles, en ambas curvas de respuesta 160-110-K₂O y 200-150-K₂O.

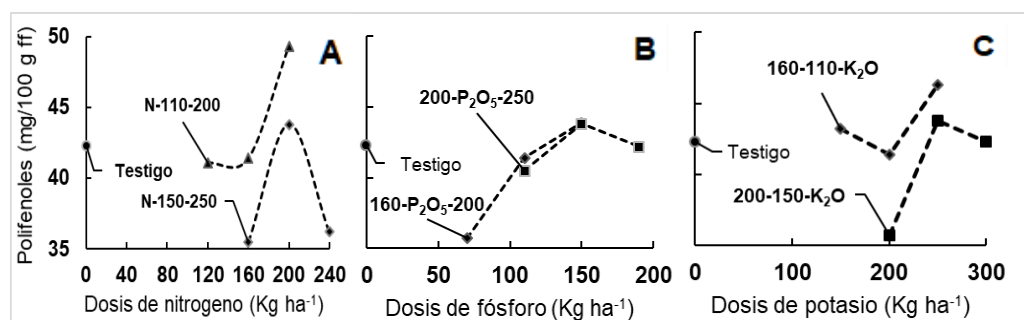


Figura 20. Respuesta de la concentración de polifenoles totales en piña cabezona a la fertilización NPK.

7.8.2. Flavonoides totales

No se encontraron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos de fertilización para flavonoides totales. La concentración osciló entre 1.2 y 1.9 mg 100g⁻¹ de fruta fresca, con una media de 1.6 mg 100g⁻¹ de fruta fresca (Cuadro 30).

Las concentraciones de flavonoides encontrados en piña cabezona difieren en gran medida con los reportado por Kuskoski *et al.* (2004), Hossain *et al.* (2011) y Lu *et al.* (2014) (Cuadro 31), debido tal vez a que la pulpa del fruto de piña es blanca comparado con el 63 a 87% de coloración de pulpa que se presenta en la piña MD2, y los flavonoides son responsables del color y sabor en frutas y verduras.

Cuadro 30. Concentración de flavonoides totales por tratamiento de fertilización.

Tratamientos (kg.ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	Flavonoides totales (mg/100 g de fruta fresca)
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	1.8 ^a
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	1.5 ^a
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	1.5 ^a
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	1.4 ^a
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	1.6 ^a
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	1.4 ^a
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	1.2 ^a
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	1.6 ^a
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	1.7 ^a
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	1.6 ^a
T11 ₍₁₆₀₋₇₀₋₂₀₀₎	1.9 ^a
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	1.6 ^a
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	1.9 ^a
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	1.7 ^a
T15 ₍₀₀₋₀₀₋₀₀₎	1.5
C.V.	0.11
Media	1.6
DMS	0.82
Prob. De F.	0.30 ^{ns}

*Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05). C.V.= coeficiente de variación; Desv. Est.=desviación estándar; Prob. De F.= probabilidad de Fisher.

Otro aspecto podría ser que la pulpa de piña cabezona podría tender a oxidarse menos que otros cultivares, y de ahí la baja síntesis de flavonoides que participan en la prevención de la oxidación de los lípidos y proteger las vitaminas y enzimas presentes; y otra posible causa sería bajo niveles de glucosa en la pulpa, molécula precursora de la síntesis de flavonoides (Martínez *et al.*, 2002; Mandalari *et al.*, 2006).

Cuadro 31. Concentración de polifenoles totales reportados por diversos autores.

Autor	Cultivar	Flavonoides totales (mg/100 g de fruta fresca)
Lu <i>et al.</i> (2014)	MD2	27.31
	Comte de Paris	34.5
	Fresh Premiun	17.24
	Pearl	19.64
Hossain <i>et al.</i> (2001)	Piña tropical	51.1
Kuskoski <i>et al.</i> (2004)	-----	21.7±4.5

La Figura 23a muestra el efecto de las dosis de N sobre la concentración de flavonoides, sin embargo, se obtuvo mayor concentración con bajas dosis de N (curva N-110-200) que con dosis altas (curva N-150-250). Este mismo efecto se observó para el fósforo y potasio (Figuras 23b y 23c).

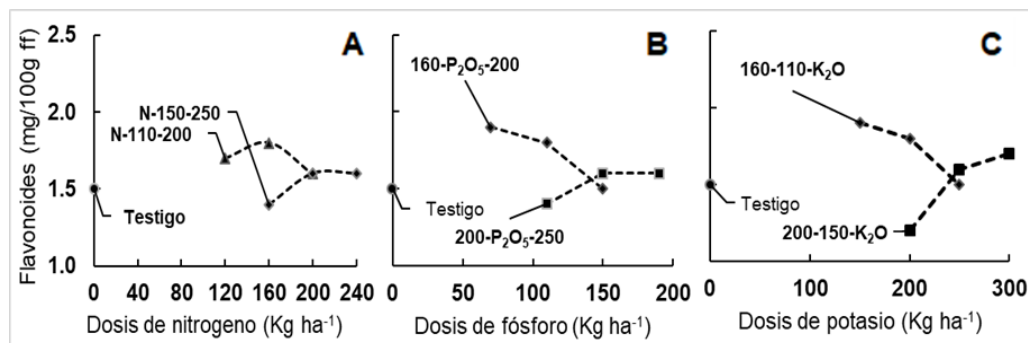


Figura 21. Respuesta de la concentración de flavonoides de piña cabezona a la fertilización NPK.

7.9. Tratamiento óptimo económico de fertilización

El ingreso neto se obtuvo de multiplicar la densidad de plantación de la piña cabezona (26,500 plantas ha⁻¹) por el precio de venta, en los cuales se cotizaba la piña al momento de la cosecha (Extra chica= \$ 2, Chica= \$ 4, Mediana= \$ 8 y Grande= \$12). La mayoría de los tratamientos tuvieron tasas de recuperación del capital variable (TRCV)> 1. En los tratamientos 4, 6 y 8 la TRCV fue de 2.9, y en el T11 de 3.09 lo que indica que por cada peso que se invierta se ganara más de 3 pesos, dejando una ganancia por hectárea de 159,594.00 pesos, siendo este último tratamiento el óptimo económico en (Cuadro 31).

Las mayores TCRV se obtuvieron donde se cosecharon piñas medianas (2 kg de peso) esto explica el por qué a los pequeños productores les interesan cosechar piñas de mayor peso y tamaño, aunque sea de calidad baja ya que obtienen mayores ganancias. Este tipo de producto es destinado al consumo local como fruta para consumo en fresco.

Cuadro 32. Análisis económico de la fertilización NPK en piña cabezona.

Tratamientos (kg.ha ⁻¹ de N, P ₂ O ₅ , K ₂ O)	Peso de fruto (kg)	Clasificación en tamaño	Costos variables CV (\$ ha ⁻¹)	Ingreso neto más costos fijos IN+CF (\$ ha ⁻¹)	Incremento ingreso neto AIN (\$ ha ⁻¹)	TRCV (AIN/CV)
T1 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	1.8	chica	52,317.65	106,396.00	52,802.00	1.00
T2 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	1.9	Chica	53,139.86	106,396.00	53,198.00	1.00
T3 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	1.8	Chica	52,887.53	106,396.00	53,198.00	1.00
T4 ₍₁₆₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	2.0	Mediana	53,909.08	212,792.00	159,594.00	2.96
T5 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	1.7	Chica	53,141.24	106,396.00	53,198.00	1.00
T6 ₍₂₀₀₋₁₁₀₋₂₅₀₎	2.1	Mediana	53,963.65	212,792.00	159,594.00	2.95
T7 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₀₀₎	1.8	Chica	53,972.45	106,396.00	53,198.00	0.98
T8 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	2.1	Mediana	54,732.73	212,792.00	159,594.00	2.91
T9 ₍₁₂₀₋₁₁₀₋₂₀₀₎	1.8	Chica	52,078.00	106,396.00	53,198.00	1.02
T10 ₍₂₄₀₋₁₅₀₋₂₅₀₎	1.9	Chica	55,436.38	106,396.00	53,198.00	0.96
T11 ₍₁₆₀₋₇₀₋₂₀₀₎	2.0	Mediana	51,549.16	212,792.00	159,594.00	3.09*
T12 ₍₂₀₀₋₁₉₀₋₂₅₀₎	1.7	Chica	55,505.71	106,396.00	53,198.00	0.95
T13 ₍₁₆₀₋₁₁₀₋₁₅₀₎	1.9	Chica	51,491.32	106,396.00	53,198.00	1.03
T14 ₍₂₀₀₋₁₅₀₋₃₀₀₎	1.9	Chica	55,554.88	106,396.00	53,198.00	0.95
Testigo (00-00-00)	1.4	Extra chica	40,206.66	53,198.00	—	0.00

*Tratamiento óptimo económico de fertilización

VIII. CONCLUSIONES

- La acumulación de biomasa seca promedio del cultivo de piña cabezona fue de 389.3 g por planta, acumulando en promedio 0.80 ± 0.13 g por día.
- Los diferentes niveles de fertilización NPK no tuvieron efecto sobre el NDVI y IAF en este estudio, todos los tratamientos siguieron la misma tendencia y no se encontró diferencia estadística significativa al final del ciclo de cultivo.
- La fertilización NPK no tuvo efecto sobre el pH y °Brix
- El % de ácido cítrico no se ve afectada por la aplicación de N y K, sin embargo, aumenta a medida que se incrementa las dosis de P_2O_5 alcanzando la máxima concentración a 150 kg ha^{-1} .
- La fertilización NPK no tuvo efecto sobre la concentración de ácido ascórbico.
- La concentración de polifenoles totales no se ve afectada por la aplicación de N y K, sin embargo, aumenta a medida que se incrementas las dosis de P_2O_5 alcanzando la máxima concentración a 150 kg ha^{-1} .
- La fertilización NPK no tuvo efecto sobre la concentración de flavonoides totales.
- La dosis óptima económica de fertilización calculada en este trabajo es de 160-70-200 al tener una TRCV de 3.09.

IX. BIBLIOGRAFÍA

Arnon, I., & Stout, R. (1939). The essentiality of certain elements in minute quantity for plants with special reference to copper. *Plant Physiol.* 14(2):371–375.

Amorin, V. A., Feitosa, De L. C., Herbster, M. C. F., & G. F. E. (2011). Fruit size and quality of pineapples cv. Vitória in response to micronutrient doses and way of application and to soil covers. *Rev. Bras. Frutic.* 33(1): 505-510. <https://doi.org/10.1590/S0100-29452011000500068>.

Balasundram, K. S., Abu, K. F., Vadamalai, G., & Mohd, H. A. H. (2013). Estimation of red tip disease severity in pineapple using a non-contact sensor approach. *Agricultural Sciences* 4(4): 206-208. DOI: 10.4236 / as.2013.44029.

Bartholomew, R., Paul, Y., & Rohrbach K. G. (2018). *The pineapple: Botany, Production and Uses: 1–12*. London, UK: CAB International.

Badui, D. S. (2006). *Química de los alimentos*. Cuarta edición. Ed. Pearson. México D.F.388 p.

Betancourt, P., Montilla, I., Hernández, C., & Gallardo, E. (2005). Fertilización nitrogenada en el cultivo de piña (*Ananas comosus* L. Merr) en el sector Páramo Negro, municipio Iribarren estado Lara. Venezuela. *Fac. Agron* (22):1-10.

Cerrato, I. 2013. Paquete Tecnológico de Piña (*Ananas comosus* var. *comosus*). Honduras: PRONAGRO/SAG (12): 4-8.

Blanco, F. H. A., Vargas, C. T. E., & García, G. E. C (2017). In vitro regeneration of Amazonian pineapple (*Ananas comosus*) plants ecotype Gobernadora. *Rev. Colomb. Biotecnol.* (1): 7-20.

CIMMYT (Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo) (1988). *La Formulación de recomendaciones a partir de datos agronómicos: Un manual metodológico de evaluación económica*. Ed. Revisada. CIMMYT. México. 79 p.

Carratú, B., & Sanzini, E. (2005). Sostanze biologicamente attive presenti negli alimenti di origine vegetale. *Annali dell Istituto Superiore di Sanità*, 41(1): 7-16.

Coppens, G., & Duval, M. F. (2009). The Domestication of Pineapple: Context and Hypotheses. *Pineapple News*, (16):15–27.

- Coppens, G., Sanewski, G. M., Smith, M. K., Duval, M., & Leal, F. (2011). *Ananas*. In C. Kole (Ed.), *Wild Crop Relatives: Genomic and Breeding Resources (Tropical and Subtropical Fruits)*: 21–41. New York: Springer. <http://doi.org/10.1007/978-3-642-21102-7>
- Collins, J. (1949). History, Taxonomy and Culture of the Pineapple. *Economic Botany*, 3(4): 335–359. <http://doi.org/10.1007/BF02859162>
- Collins, J. (1951). Notes on the Origin, History, and Genetic Nature of the Cayenne P
Collins, J. (1933) Morphological and cytological characteristics of triploid pineapples. *Cytologia* 4, 248–256.ineapple. *Rev. Pacific Science*, 5. 3–17.
- Cunha, P., Cabrai, G. A., & Souza, I. F. S. 1999. O Abacaxeiro cultivado, agroindustria e economia. *Rev. Brasilia D.F. Brasil*. 480 p.
- Charles, R. C., Michelly, de C. A., Coppens d'Eeckenbrugge, G., Alves, A., & Picanço, D. (2010) Origin and Domestication of Native Amazonian Crops. *Rev. Diversity*: 72-106.
- Da Silva S, L. F., & Haroldo, R. D. (2007). Pineapple. In A., Johnston (Ed.), *Fertilizing for High Yield and Quality: Tropical Fruits of Brazil*: 179–201. Switzerland: International Potash Institute.
- Da Silva, P. A. L., Silva, P. A., Souza, P. de A., Djail, S., Silva, de M. S., & Silva, B. V. (2012). Resposta do abacaxizeiro 'vitória' a doses de nitrogênio em solos de tabuleiros costeiros da Paraíba. *Rev. Bras. Ciênc. Solo* 36(2): 447-456. https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-06832012000200014
- Da Silva, B. S., De Jesus, F. S., Cesar, D. S. P., Goncalves, O. J., & Santos, C. L. C. (2014). Avaliação da qualidade de frutos de quatro genótipos de abacaxi para consumo in natura. *Rev. Bras. Frutic*, 36(2): 503-508.
- Decker, E. A. (2009). The role of phenolics, conjugated linoleic acid, carnosine, and pyrroloquinoline quinone as nonessential dietary antioxidants. *Nutrition Reviews*, 53(3): 49-58.
- Del Ángel, P. A. L., Rebolledo, M. A., Uriza, A. D. E., Rebolledo, M. L. & Zetina, L. L. (2011). *La piña y su cultivo en México: Cayena Lisa y MD2*. México: Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. 233 p. ISBN 978-607-425-547-8.

- De la Cruz, R. D., Ortiz, G. C. F., Lagunes, E. L. C., & Torres, D. C. M. (2018). Efecto in vitro del extracto metanólico de especies de *Capsicum* sobre *Moniliophthora roreri* y su caracterización química. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco. H. Cárdenas, Tabasco, México: 73-75.
- Dreosti, I. E. (2000). Antioxidant polyphenols in tea, cocoa, and wine. *Nutrition*, 16(7-8): 692-694.
- FAOSTAT. Food and Agriculture Organization of the United Nations (n.d.). consultado el 12 de mayo de 2020 de <http://www.fao.org/faostat/es/#home>
- Ferreira, E. A., Siqueira, H. E., Villasboas, E. V., Hermes, V. S., & Rios, A. D. O. (2016). Bioactive compounds and antioxidant activity of pineapple fruit of different cultivars. *Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal - SP*, 38 (3): e-146.
- Fernández de Oviedo, G. (1959) *Historia general y natural de las Indias*, Madrid, Biblioteca de Autores Españoles, Ediciones Atlas.
- García, M., Salcedo, F., Barrios, R., & Carrera, L. (2006) La piña ‘Pilón’ o cabezona, cultivada en las laderas de los estados Monagas y Sucre. *INIA Divulga* 7, 27–29
- Gardner, P. T., White, T. A. C., McPhail, D. B., & Duthie, G. G. (2000). The relative contribution of vitamin C, carotenoids and phenolics to the antioxidant potential of fruit juices. *Food Chemistry*, 68: 471–474.
- Gentleman, R., & Ihaka, R. (1993) *R Studio (Version 3.5.1.)*. Departamento de Estadística de la Universidad de Auckland.
- Gusmão, S. R., Aguilar, R. A., Silva, A. M., De Oliveira, F., & Rodrigues, M. (2012). Abacaxi ‘turiacu’: cultivar tradicional nativa do maranhão. *Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal - SP*, 34(4): 1270-1276.
- Herrera, W. (2001). Manejo de suelos y fertilización del cultivo de piña. Memoria. Universidad de Costa Rica. 142 p
- Hossain, A. M., & Rahman, M. S. M. (2011). Total, phenolics, flavonoids and antioxidant activity of tropical fruit pineapple. *Food Research International*, 44: 672–676

- Isidrón, M., Rosales, Y., Pifferrer, A., Cisneros, R., & Carvajal, C. (2003). Caracterización del germoplasma de piña colectado en cuba mediante prospección nacional: i. localización, diversidad genética y situación actual. *Cultivos tropicales*, 24 (1):65-71.
- Kuskoski, M. E., Asuero, G. A., Troncoso, M. A., & Mancini, F. J. FETI, R. (2004). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos¹. *Ciênc. Tecnol. Aliment.*, Campinas, 25(4): 726-732.
- Leonardo, P. F. A., Pereira, E. W., Silva, M. S., Araújo, C. R., & Mendonça, N. R. M. (2014). Tamanho ótimo da parcela experimental de abacaxizeiro 'vitória. *Rev. Bras. Frutic.* 36(4): 909-916. <https://doi.org/10.1590/0100-2945-396/13>.
- Leal, F., Coppens, G., Avilán, R., & Medina, E. (2010) La piña de América o ananás. Consejo de Desarrollo Científico y Humanístico. Caracas, Venezuela: Universidad Central de Venezuela.
- Lu, X. H., Sun, D. Q., Wu, Q. S., Liu, S. H., & Sun, G. M. (2014). Physico-Chemical Properties, Antioxidant Activity and Mineral Contents of Pineapple Genotypes Grown in China. *Rev. Molecules*19: 8518-8532.
- Marca, H. C., Borjas, V. R., Rebaza, F. D., Bello, A. S., & Julca, O. A. (2018). Efecto de la fertilización mineral y de un fertilizante biológico en piña [*Ananas comosus* (L.) Merr.] en el cultivar MD2 ("Golden). *Revista colombiana de ciencias hortícolas*, 12(1): 59-68.
- Matos, P. A., Castro, D., Silva, J. R., Souza, F., Sanchez, S. N., & Cordeiro, F. C. J. (2000). Abacaxi fitossanidade. EMBRAPA, Brasilia, D.F. Brasil. 77 p.
- Martínez, F. S., González, G. J., Culebras, J. M., & Tuñon, M. J. (2002). Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes. *Rev. Nutrición Hospitalaria*, 17: 271-278
- Malézieux, E., & Bartholomew, D. P. (2003). Crop Environment, Plant Growth and Physiology. In D. P. Bartholomew, R. Paul, & K. G. Rohrbach (Eds.), *The pineapple: Botany, Production and Uses*. Pp. 69–107.
- Mandalar, I. G., Bennett, R. N., Bisignano, G., Saija, A., Dugo, G., Lo Curto, B. R., Faulds, B. C., & Waldron, W. K. (2006). Characterization of flavonoids and pectins from bergamot (*Citrus bergamia* Risso) peel, a major byproduct of essential oil extraction. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 54:197-203.

- Mengel, K. and Kirkby, E.A. (2000) Principles of Plant Nutrition. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 849 p. <http://dx.doi.org/10.1007/978-94-010-1009->
- Morales, M., Hernández, M. S., Cabezas, M. Barrera, J., & Martínez, O. (2001). Caracterización de la maduración del fruto de piña nativa (*Ananas comosus* L. Merrill) CV. India. Agronomía Colombiana. 18 (1-2): 7-13.
- Montilla, B. I., Fernández, S., Alcalá, De M. D., & Gallardo, M. (1997). El cultivo de la piña en Venezuela Maracay, ven. FONAIAP-CIAEL. IICA/CREA/PROCIANDINO/FRUTHEX 155 p.
- Molina, E. (2013). Manejo y nutrición del cultivo de piña. INTAGRI. Mexico.
- Morton, J. F. (1987). Pineapple. In J. F. Morton (Ed.), Fruits of warm climates:18–28. Miami. Retrieved from <https://hort.purdue.edu/newcrop/morton/pineapple.html>
- Montes, R., San, J. J., & Nikonova, N. (2007). Diurnal patterns of carbon dioxide, water vapour, and energy fluxes in pineapple [*Ananas comosus* (L.) Merr. cv. Red Spanish] field using eddy covariance. PHOTOSYNTHETICA 45 (3): 370-384,
- NMX-FF-028-SCFI-2008 (productos alimenticios no industrializados para consumo humano-fruta fresca-piña). (n.d.). <http://www.economianmx.gob.mx/normasmx/index.nmx>
- NMX-FF-015-1982. Productos alimenticios no industrializados, para uso humano. fruta fresca. determinación de sólidos solubles totales. non industrialized food products for human use. Fresh fruit. determination of total soluble solids. Normas mexicanas. dirección general de normas. Recuperada de <https://www.colpos.mx/bancodenormas/nmexicanas/NMX-FF-015-1982.PDF>
- NOM-021-SEMARNAT-2000. Especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. Diario Oficial, 31 de diciembre de 2002. 85 p.
- Ogata, T., Yamanaka, S., Shoda, M., Urasaki, N., & Yamamoto, T. (2016). Current status of tropical fruit breeding and genetics for three tropical fruit species cultivated in Japan: pineapple, mango, and papaya. Breeding Science, (66): 69–81. <http://doi.org/10.1270/j-sbbs.66.69>.
- Paull, R. E., & Duarte, O. (2011). Pineapple. In Tropical Fruit 1: 327– 365.

- Prior, R. L., & Cao, G. (2000). Antioxidant phytochemicals in fruits and vegetables: diet and health implications. *American Society for Horticultural Science*, 35(4): 588-592.
- Py, C. (1968). *La piña tropical*. Barcelona: Editorial Blume.
- Py, C., Lacoeylhe, J. J., & Teisson, C. (1987). *The pineapple: cultivation and uses*. Paris: Maisonneuve & Larose.
- Rebolledo, M. A., Uriza, A. D., Rebolledo, M. L., Becerril, R. A. E., & Ruiz, P. L. (2002). Fruitone CPA para retardar la maduración en piña Ananas comosus (L.) Merr., cv. Cayena Lisa, cosechada en primavera. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 24(2): 354–358.
- Rebolledo, M. A., Del Ángel, P. A. L., Rebolledo, M. L. A., Becerril, R. A. E. & Uriza, A. D. (2006). Rendimiento y calidad de fruto de cultivares de piña en densidades de plantación. *México: Rev. Fitotec. Mex.*103: 55-62.
- Rebolledo, M. A., Del Ángel P. A. L., Becerril, R. A. E., & Rebolledo M. L. (2005). GROWTH Analysis for three pineapple cultivars grown on plastic mulch and bare soil. *Interciencia*, 30(12): 758-763
- Rebolledo, M., A., Uriza, D. E. Del Ángel, P. A. L., Rebolledo, L., & Zetina, L. R. (2011). *La piña y su cultivo en México: Cayena Lisa y MD2*. México: Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Campo Experimental Papaloapan, Medellín de Bravo, Ver. (27): 20-120.
- Rebolledo, A., Uriza, D., & Rebolledo, L. (1998). Tecnología para la producción de piña en México. Veracruz, M: INIFAP-CIRGOC.Campo Experimental Papaloapan: 140-159.
- Rebolledo, A., Uriza, A., & Aguirre, L. Flowering inhibition in pineapple with diferente rates of Fruitone CPA on two planting densities. *Acta Horticulturae* 425: 347-354.
- Rosas, D. C., González, A. G. A., Ayala, Z. J. F., Mendoza, W. A. M., & Ruiz, C. S. (2011). Contenido de compuestos bioactivos y su contribución a la capacidad antioxidante durante la maduración de piña cv. “Esmeralda”. Tesis de Maestría en Ciencias Alimentarias. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. Hermosillo, Sonora: 42-50.

- Rodríguez, M. D. C., Ortíz, P., Coe, M. D., Diehl, R. A., Houston, S. D., Taube, K. A., & Delgado C., A. (2006). Oldest Writing in the New World. *Science*, 313:1610– 1614. <http://doi.org/10.1126/science.1131492>
- Rohrbach, K. G., Leal, F., & Coppens d'Eeckenbrugge, G. (2003). History, Distribution and World Production. In D. P.
- Ruiz, J. A., Medina, G., González, I. J., Flores, H. E., Ramírez, G., Ortiz, C., & Martínez, R. A. (2013). *Requerimientos agroecológicos de cultivos* (2nd ed.). México: INIFAP.
- Sampaio, C. A., De Fatima, F. T. & Leonel, S. (2011). Crescimento vegetativo e características dos frutos de cinco cultivares de abacaxi na região de bauru-sp. *Rev. Bras. Frutic.* 33(3): 816-822. <https://doi.org/10.1590/S0100-29452011005000101>.
- Samson, J. (1991). *Fruticultura tropical*. Limusa-Noruega. Mexico: 229-258.
- Sánchez, J. V., & Caraveo, F. de J. (1996). *El Sistema-Producto Piña en México: Situación, problemática y alternativas*. México: Universidad Autónoma Chapingo. pp
- Salgado, G. S, Palma, L. D. J., Zavala, C. J., Ortiz, G. C. F., Lagunes, E. L. C., Castelán, E. M., Guerrero, P. A., Ortiz, C. A. I. & Córdova, S. S. (2010). Sistema integrado para recomendar dosis de fertilizantes (sirdf): en la zona piñera del Huimanguillo, Tabasco. Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco. H. Cárdenas, Tabasco, México. 81 p.
- Salgado, G. S, Palma, L. D. J., Zavala, C. J., Ortiz, G. C. F., Lagunes, E. L. C., Castelán, E. M., Guerrero, P. A., Ortiz, C. A. I. & Córdova, S. S. (2017). Integrated system for recommending fertilization rates in pineapple (*Ananas comosus* (L.) Merr.) crop. *Acta Agron.* 66 (4): 566-573
- Salgado, G. S., Palma, L. D. J., Zavala, C. J., Ortiz, G. C. F., Lagunes, E. L. C., Ortiz, C. A. I., Córdova, S. S. & Salgado, V. S. (2017). Los suelos ácidos de la sabana de Huimanguillo, Tabasco, México. *Agroproductividad* 10(12): 16-21.
- Salgado, G. S., Palma, L. D. J., Castelán, E. M., Lagunes, E. L. C., & Ortiz, G. C. F. (2013) *Manual para muestreos de suelos, plantas y agua e interpretación de análisis para la producción sostenible de alimentos*. Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco. H. Cárdenas, Tabasco, México. 58 p.
- Santoyo, J. A., & Martínez, C. Ó. (2011). *Paquete tecnológico para la producción de piña en el sur de Sinaloa*. Fundación Produce Sinaloa, A.C.

- Scott, C. (1992) The effect of two plant growth regulators on the inhibition of precocious fruting in pineapple. *Acta Horticulturae* 334:77-82.
- Siebeneichler, S. C., Monnerat, P. H., Carvalho, A. C., & Da Silva, J. A. 2008. Deficiencia de boro na cultura do abacaxi perola. *Acta Amazonica*. 38(4): 651-656.
- Siebeneichler, S. C., Monnerat, P. H., Carvalho A. C., Da Silva J. A. & Martins. A. O. (2005). Mobilidade do boro em plantas de abacaxi. *Rev. Bras. Frutic.*, Jaboticabal – SP, 27(2): 292-294.
- Siebeneichler, S. C., Monnerat, P. H., Carvalho., A. C., & Da Silva, J. A. (2002). Cpmposicao mineral de folha em abacaxizeiro: efeito de parte de folha analisada. *Rev. Brass. Frutic.*, Jaboticaba- SP, 24 (1): 194-198.
- Swete, D. (1993). Nutritional Disorders. In R. H. Broadley, R. C. Wassman III, y E. Sinclair (Eds.), *Pineapple Pest and Disorders*. pp. 33–42. Brisbane:Departament of Primary Industries- Queensland.
- SIAP. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. (n.d.). consultado el 28 de noviembre de 2019 de <http://www.gob.mx/siap/>
- Stevenson, D. E., & Hurst, R. D. (2007). Polyphenolic phytochemicals—just antioxidants or much more? *Cellular and Molecular Life Sciences*, 64(22). 2900-2916.
- Spejorin, L., Salatier, M. A., & Dos Santos, J. (2011). Produtividade e qualidade de abacaxizeiro cv. Smooth Cayenne, cultivado comaplicação de doses e parcelamentos do nitrogênio, em guaraçá-sp. *Rev. Bras. Frutic.*, Jaboticabal - SP, 33(3):1004-1014.
- Spironello, A., Quaggio, J. A., Teixeira, J. L. A., Furlani, P. R., & Monteiro, S. J. M. (2004). Pineapple yield and fruit quality effected by NPK fertilization in a tropical soil. *Rev. Bras. Frutic.* 26(1):155-159. <https://doi.org/10.1590/S0100-294852004000100041>.
- Taniguchi, G., Sanewski, G. M., Bartholomew, D. P., & Paull, R. E. (2008). Characteristics of the Pineapple Research Institute of Hawaii Hybrids 73-50 and 73-114. *Pineapple News*, (15):27–33.
- Teixeira, J. L. A., Spironello, A., Furlani, P. R. & Sigrist, M. J. M. (2003). Parcelamento da adubação NPK em abacaxizeiro. *Rev. Bras. Frutic.* 24(1): 219-224. <https://doi.org/10.1590/S0100-29452002000100047>.

Torres, R. E., Montes, J., Omar, P. A., & Ricardo, D. A. (2013). Relación del Color y del Estado de Madurez con las Propiedades Fisicoquímicas de Frutas Tropicales. *Tecnol.* 24 (3): 51-56. https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S07180764201300-0300007

Turrent, A. (1985). El método grafico-estadístico para la interpretación económica de experimentos conducidos con la matriz Plan Puebla I. Colegio de Posgraduados Chapingo.

Uriza, D. E., Torres, A. A., Aguilar, A. J., Santoyo, V. H., Zetina, L. R., & Rebolledo, A. A. (2018). La piña mexicana frente al reto de la innovación. *Avances y retos en la gestión de la innovación. Colección Trópico Húmedo.* Chapingo, Estado de México. México: UACH

Uriza, E. D. 2011. Programa Estratégico para el desarrollo Rural Sustentable de la Región Sur-Sureste de México: Trópico Húmedo, 2011. Paquete Tecnológico Piña MD2 (*Ananas comosus* var. *comosus*) Establecimiento y mantenimiento. México: Centro de Investigación Regional Golfo Centro.15 p.

Ulloa, L., Vinicio, S. M., & Castro, J. (2015). Efecto del almacenamiento a diferentes temperaturas sobre el desarrollo de color externo y la calidad de frutos de piña cv. Dorada extra dulce. *Agronomía Costarricense* 39(3): 9-20.

Veloso, C. A., Oeiras, A. E., Carvalho, E. J., & De Souza, F. R. (2001). Resposta do abacaxizeiro à adição de nitrogênio, potássio e calcário em latossolo amarelo do Nordeste Paraense. *Rev. Bras. Frutic.* 23(2): 396-402. <https://doi.org/10.1590/S0100-29452001000200040>.