

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE AGRONOMIA



**"RENDIMIENTO Y CALIDAD DE AJÍ JALAPEÑO (*Capsicum
annuum*) cv. MITLA EMPLEANDO DIFERENTES
CONCENTRACIONES DE ÁCIDO SALICÍLICO"**

Presentado por:

FERNANDO SOLIS LEYVA

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
INGENIERO AGRÓNOMO**

Lima - Perú

2015

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
FACULTAD DE AGRONOMIA

**"RENDIMIENTO Y CALIDAD DE AJÍ JALAPEÑO (*Capsicum
annuum*) cv. MITLA EMPLEANDO DIFERENTES
CONCENTRACIONES DE ÁCIDO SALICÍLICO"**

Presentado por:

FERNANDO SOLIS LEYVA

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO AGRONOMO**

Sustentada y Aprobada ante el siguiente jurado:

Dr. Julio Toledo Hevia
PRESIDENTE

Ing. M.S. Andrés Casas Díaz
PATROCINADOR

Ing. Saray Siura Céspedes
MIEMBRO

Dr. Raúl Blas Sevillano
MIEMBRO

Lima - Perú
2015

A la mujer que me dio y me cambio la vida,

Que me enseñó a luchar y a seguir

Siempre adelante: Mi madre.

A mi inquieto, travieso y querido

Sobrino, Rafael.

AGRADECIMIENTOS

A mi madre y a mis hermanos por estar a mi lado incentivándome a seguir siempre adelante.

Al ingeniero Andrés Casas por su preocupación, asesoría y ayuda desinteresada durante la realización de la presente tesis.

A los señores miembros de jurado por sus valiosas observaciones y contribuciones en la elaboración de la presente tesis.

Al Sr. Carlos Flores por ayudarme en las evaluaciones realizadas en el laboratorio de horticultura de la UNALM y a todos mis amigos que de alguna u otra manera me apoyaron.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	3
2.1. ASPECTOS GENERALES DEL CULTIVO DE AJÍ	3
2.1.1. Origen y extensión	3
2.1.2. Taxonomía	4
2.1.3. Características botánicas.....	4
2.1.4. Requerimientos edafoclimáticos.....	7
2.1.5. Preparación de la tierra y fertilización	8
2.1.6. Principales plagas y enfermedades	10
2.1.7. Valor nutricional y su importancia en la salud humana	10
2.1.8. Capsaicinoides, el principio picante del ají.....	11
2.1.9. Producción e importancia económica	14
2.2. ASPECTOS GENERALES DEL ÁCIDO SALICÍLICO	14
2.2.1. Ácido salicílico: una hormona vegetal	14
2.2.2. Síntesis y metabolismo del ácido salicílico	16
2.2.3. Rol del ácido salicílico en la productividad de los cultivos.....	18
2.2.4. Rol del ácido salicílico en la respuesta de la planta al estrés abiótico....	21
2.2.5. Rol del ácido salicílico en la resistencia sistémica adquirida de las plantas frente al ataque de patógenos.....	24
III. MATERIALES Y MÉTODOS	27
3.1. Lugar	27
3.2. Características climáticas del valle de Cañete durante el experimento.	27
3.3. Características del agua de riego del fundo “Don Germán”	28
3.4. Características del suelo del fundo “Don Germán”	29
3.5. Características del cultivar empleado	31
3.6. Conducción del cultivo	31
3.7. Preparación de la solución de ácido salicílico.....	32
3.8. Momentos y modo de aplicación del ácido salicílico	32
3.9. Tratamientos evaluados	33
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37
V. CONCLUSIONES	45
VI. RECOMENDACIONES	46
VII. BIBLIOGRAFÍA	47

INDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1: Características de algunos cultivares de ají jalapeño.	7
Cuadro N° 2: Temperatura y humedad relativa en el periodo Noviembre 2014 – Marzo 2015. Cañete.	28
Cuadro N° 3: Análisis de agua empleada en el riego en el ensayo rendimiento y calidad de ají jalapeño (<i>Capsicum annuum</i>) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.	29
Cuadro N° 4: Análisis del suelo empleado en el ensayo rendimiento y calidad de ají jalapeño (<i>Capsicum annuum</i>) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.	30
Cuadro N° 5: Concentraciones de ácido salicílico empleados en la ensayo rendimiento y calidad de ají jalapeño (<i>Capsicum annuum</i>) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.	33
Cuadro N° 6: Características del área del ensayo rendimiento y calidad de ají jalapeño (<i>Capsicum annuum</i>) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.	34
Cuadro N° 7: Peso fresco, peso seco y porcentaje de materia seca del tallo + hojas y del fruto en ají jalapeño (<i>Capsicum annuum</i>) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.	40

INDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura N° 1: Ruta propuesta para la biosíntesis de los capsaicinoides en el género <i>Capsicum</i> .	12
Figura N° 2: Estructura química del ácido salicílico.	16
Figura N° 3: Diagrama esquemático de las rutas de biosíntesis del ácido salicílico.	17
Figura N° 4: Temperatura Máxima, Mínima y Promedio en el periodo Noviembre 2014 – Marzo 2015. Cañete.	28
Figura N° 5: Porcentaje de cuajado de ají jalapeño (<i>Capsicum annuum</i>) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.	38
Figura N° 6: Número de frutos/planta de ají jalapeño (<i>Capsicum annuum</i>) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.	41
Figura N° 7: Longitud (cm) del fruto de ají jalapeño (<i>Capsicum annuum</i>) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.	42
Figura N° 8: Rendimiento (tn/ha) de ají jalapeño (<i>Capsicum annuum</i>) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.	43

INDICE DE ANEXOS

	Pág.
ANEXO 1: CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES DE AJÍ JALAPEÑO (<i>Capsicum annuum</i>) cv. Mitla EN EL INSTITUTO REGIONAL DE DESARROLLO (IRD) - CAÑETE. NOVIEMBRE 2014 – MARZO 2015.	56
ANEXO 2: ESPECIFICACIONES DE CALIDAD DE AJÍ JALAPEÑO CV. MITLA. AGROMANTARO, 2015.	57
ANEXO 3: CROQUIS DEL TERRENO DEL ENSAYO RENDIMIENTO Y CALIDAD DE AJÍ JALAPEÑO (<i>Capsicum annuum</i>) cv. MITLA EMPLEANDO DIFERENTES CONCENTRACIONES DE ÁCIDO SALICÍLICO. 2015.	58
ANEXO 4: ANÁLISIS DE VARIANCIA DE LAS EVALUACIONES EXPERIMENTALES	58

RESUMEN

El ensayo se realizó en el Instituto Regional de Desarrollo (IRD) - Cañete de la Universidad Nacional Agraria - La Molina con la finalidad de evaluar el efecto del ácido salicílico (AS) sobre el rendimiento y calidad de ají jalapeño. Seis concentraciones de AS fueron probados: 0,10 mM, 0,20 mM, 0,40 mM, 0,80 mM, 1,00 mM y un control (0,00 mM). El AS se asperjó en las primeras horas de la mañana vía foliar en cuatro ocasiones y con un intervalo de quince días siendo la primera aplicación dos días después del trasplante. El tratamiento control fue asperjado sólo con agua. Se utilizó un diseño de bloques al azar con seis repeticiones y los datos fueron analizados con la prueba de Duncan a un nivel de confianza del 5%. Los resultados indicaron que ninguno de los tratamientos afectó el rendimiento final ni el número de frutos por planta. Las características del fruto tampoco se vieron afectadas. La dosis de 0,10 mM aumentó el porcentaje de cuajado logrando un 96,67% en comparación con el control que alcanzó un 83,33%.

Palabras claves: Ají jalapeño, ácido salicílico, calidad, Cañete, rendimiento.

SUMMARY

A trial was conducted at the Instituto Regional de Desarrollo (IRD) - Cañete of the Universidad Nacional Agraria - La Molina to evaluate Salicylic Acid (SA) in jalapeño pepper in terms of yield and quality. Six SA concentrations were tested: 0,10 mM, 0,20 mM, 0,40 mM, 0,80 mM, 1,00 mM and a control (0,00 mM). SA was sprayed in early morning hours via foliar spray four times with an interval of fifteen days being the first application two days after transplant. Control treatments were sprayed with water. A randomized block designed with six replications was used. Duncan test was performed at a confidence level of 5%. Results indicated that none of the treatments affected final yield neither number of fruits per plant. Fruit characteristics were not affected, either. Concentration of 0,10 mM increased the percentage of fruit set with a 96,67% compared to the control that showed 83,33 %.

Keywords: Cañete, jalapeño pepper, quality, salicylic acid, yield.

I. INTRODUCCIÓN

El género *Capsicum* pertenece a la familia de las solanáceas y cuenta con un aproximado de 27 especies señaladas hasta el momento y de las cuales 5 de ellas son domesticas: *C. annuum*, *C. baccatum*, *C. chinense*, *C. frutescens* y *C. pubescens*. Este género es originario de las regiones áridas de las montañas andinas, las que hoy en día forman parte de Perú y Bolivia, y luego migraron a las regiones bajas tropicales de las Américas (Bosland y Votava, 2012), donde se han encontrado semillas de formas ancestrales de más de 7000 años (Nuez, 1996). Pickersgil (1969) citado por Russo (2012) sugiere que la domesticación de *Capsicum annuum* puede anteceder a los inicios de la agricultura en las Américas. Se considera que *C. annuum* se originó y domesticó en Mesoamérica, exactamente en México y Guatemala (Pickersgill, 1971; Marcia y Portillo, 2009; Aduino *et al.*, 2014).

El ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitla, cuyo nombre proviene de su tradicional centro de producción (Xalapa, Veracruz, México), es una de las variedades picantes de esta especie, las más cultivada en México y consumida en América (Aduino *et al.*, 2014). En nuestro país el ají jalapeño se ha comenzado a sembrar recientemente y su cultivo empezó en la costa norte llegando luego a la selva central en donde se han obtenido los mayores rendimientos superando las 80 tn/ha. Dentro de los ajíes jalapeños, además del cv. Mitla, tenemos a los cultivares El Rey, Grande, Ixtapa, Manific, Monet y Norteño.

El ají está ganando cada vez mayor importancia a nivel mundial, pues es ingrediente fundamental de la gastronomía nacional e internacional por su agradable sabor y esa exquisita sensación de picor que otorga a los paladares. El ají jalapeño, recientemente introducido en la agricultura peruana, no es ajeno a este “boom” y está cobrando importancia en nuestro país debido a su excelentes características organolépticas y buenos rendimientos especialmente en la selva central; no obstante los rendimientos aún se pueden elevar al mismo tiempo que se reducen los costos de producción. Este cultivo como cualquier otro interacciona con los factores abióticos y bióticos del medio que lo rodea. Estos factores están íntimamente ligados al desempeño de la planta cultivada, motivo por el cual los agricultores y profesionales involucrados en este campo buscan la manera de

darle a los cultivos un manejo adecuado que potencie su capacidad productiva y a la vez mitigue el efecto de factores causantes de estrés que provocan mermas en el rendimiento.

Frente a este problema el uso de reguladores de crecimientos y hormonas vegetales es una práctica bastante extendida en la agricultura de hoy en día, pues estos compuestos ayudan a mejorar considerablemente el desempeño de los cultivos. Las hormonas vegetales modifican el crecimiento y desarrollo de las plantas induciendo cambios en procesos celulares, fisiológicos y morfológicos. Sin embargo, son escasos los estudios realizados con el ácido salicílico sobre los parámetros de calidad y rendimiento de los cultivos en condiciones de campo. Es por eso que el presente trabajo tuvo como objetivo evaluar el rendimiento y calidad de ají jalapeño cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. ASPECTOS GENERALES DEL CULTIVO DE AJÍ

2.1.1. Origen y extensión

El género *Capsicum*, es originario de las regiones áridas de las montañas andinas, las que hoy en día forman parte de Perú y Bolivia, y luego migraron a las regiones bajas tropicales de las Américas (Bosland y Votava, 2012), donde se han encontrado semillas de formas ancestrales de más de 7000 años (Nuez, 1996). Este género incluye más o menos 27 especies de las cuales 5 han sido domesticadas en diferentes regiones geográficas del norte, centro y sur de América. Pickersgil (1969) citado por Russo (2012) sugiere que la domesticación de *Capsicum annuum* puede anteceder a los inicios de la agricultura en las Américas. Se considera que *C. annuum* se originó y domesticó en Mesoamérica, exactamente en México y Guatemala (Pickersgill, 1971; Marcia y Portillo, 2009; Aduino *et al.*, 2014).

Los ajíes eran desconocidos en Europa, Asia y África hasta que Cristóbal Colón llegó a América (Bosland y Votava, 2012). Después de que Colón retornó a Europa con las semillas de *Capsicum*, las extensas rutas comerciales de España y Portugal ayudaron a la expansión del género alrededor del mundo (Bosland y Votava, 2012). El ají se expandió rápidamente junto a la ruta de especias desde Europa a África, India, China, Japón y Corea. Esta nueva especia fue rápidamente introducida en la cocina de Europa, África y Asia y se convirtió en el fruto y especia dominante en la cocina de la India y China.

El jalapeño proviene principalmente de América del Norte y Centro América, sin embargo se ha expandido por todo el mundo, por ejemplo: China, Japón, Corea, Estados Unidos, España entre otros (Casaca, 2005; Vidal, 2006; Aduino *et al.*, 2014). Entre los cultivares más conocidos están: Sayula, Grande, Dulce, Firenze, Tula, Rey, Perfecto, Ixtapa (Codex alimentarius, 2009; Casaca, 2005; Aduino *et al.*, 2014). En nuestro país el cv. Mitla se ha

adaptado tanto a la costa como a la selva donde hay una alta luminosidad, por debajo de los 700 msnm y con temperaturas diurnas que oscilan entre los 24°C y 30°C y nocturnas que oscilan entre los 9°C y 12°C (Adauto *et al.*, 2014).

2.1.2. Taxonomía

Reino: Vegetal

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Solanales

Familia: Solanaceae

Subfamilia: Solanoideae

Tribu: Solaneae

Subtribu: Capsicinae

Género: *Capsicum* (Bosland y Votava, 2012)

2.1.3. Características botánicas

La mayoría de las especies de *Capsicum* son diploides con 24 cromosomas ($2n=2x=24$), y tienen uno o dos pares de cromosomas acrocéntricos con 10 ó 11 pares de cromosomas metacéntricos o submetacéntricos (Russo, 2012).

El ají es una dicotiledónea de germinación epigea (Bosland y Votava, 2012). La planta es de hábito perenne, pero se la cultiva como anual. Tiene un sistema radicular pivotante provisto y reforzado de un número elevado de raíces adventicias (Nuez, 1996), aunque Bosland y Votava (2012) señalan que en ajíes la presencia de raíces adventicias es raro. La mayoría de las raíces están ubicadas cerca de la superficie del suelo. Horizontalmente, el sistema radicular alcanzan una longitud de 30-50 cm y crece de 30-60 cm de profundidad (Bosland y Votava, 2012) siempre y cuando las condiciones de desarrollo sean las adecuadas. Como regla general, el peso de la raíz es aproximadamente el 10% del peso total de la planta, aunque los cultivares modernos, la masa radicular es relativamente pequeña en comparación con el resto de la planta (Bosland y Votava, 2012). Inicialmente en plantas jóvenes la relación raíz-copa es alta, pero esta relación se reduce gradualmente a medida que incrementa el porcentaje de tallo y follaje de la planta.

El tallo es principalmente herbáceo, aunque cuando la planta alcanza cierta edad los tallos se lignifican ligeramente. Es de crecimiento limitado y erecto, con un porte que en término medio puede variar entre 0,5 – 1,5 m (Nuez, 1996). A partir de cierta altura (“cruz”) emite dos ramas y continúa ramificándose de forma dicotómica hasta el final de su ciclo (Adauto *et al.*, 2014). Puede ser glabro, pubescente o presentar una gradación entre enteramente glabro y enteramente pubescente (Bosland y Votava, 2012).

Las hojas son simples, alternas y lanceoladas, con un ápice muy pronunciado (acuminado) y un peciolo largo y poco aparente. El haz es glabro (liso y suave al tacto) y de color verde intenso brillante. La nervadura parte de la base de la hoja, como una prolongación del peciolo, del mismo modo que las nervaduras secundarias que son pronunciadas y llegan así al borde de la hoja (Adauto *et al.*, 2014). Los estomas se forman tempranamente en la hoja en desarrollo y su densidad inicial aumenta con la expansión de las hojas (Fu *et al.*, 2010). La densidad estomática varía de 120-190 mm⁻² en hojas crecidas con plena radiación solar a 35-70 mm⁻² en hojas crecidas en sombra (Schoch, 1972; Bosland y Votava, 2012).

Las flores típicas de los *Capsicum* son pentámeras, hermafroditas e hipóginas (Bosland y Votava, 2012) la corola es de color blanquecina, aparecen solitarias en cada nudo y son de inserción aparentemente axilar. El diámetro de la flor de *Capsicum annuum* es de 10-15 mm, pero los tipos silvestres de *Capsicum* tienen flores más pequeñas (Bosland y Votava, 2012). Su fecundación es claramente autógama, la alogamia no supera el 10%. (Nuez, 1996). La polinización cruzada depende de diferentes factores pero puede variar de 2-90% (Pickersgill, 1997; Bosland y Votava, 2012) y, en muchos lugares, la polinización cruzada es la forma predominante de polinización en los *Capsicum* (Bosland y Votava, 2012). En la mayoría de los cultivares de *Capsicum annuum* la floración comienza con una flor simple en el nudo de la primera bifurcación (pero puede haber excepciones donde hay dos flores por nudo). Luego de la aparición de la primera flor las otras se producirán en cada nudo adicional aumentando en progresión geométrica por lo que para alcanzar buenos rendimientos es fundamental construir una adecuada estructura de la planta. Bosland y Votava (2012) señalan que eventualmente se desarrollan más de 100 flores por planta y que la proporción de cuajado está negativamente correlacionado con el número de flores desarrolladas sobre la planta y además que cuando la planta tiene un alto número de frutos cuajados la producción de flores se reduce.

El fruto del ají jalapeño es una baya semicartilaginosa alargada de aproximadamente 7,5 cm y su diámetro es de 2,5 cm. El color del fruto define el grado de madurez que tenga, comenzando en verde hasta llegar a rojo en la madurez. Los frutos de las primeras cosechas son usualmente más largos y tienen un color rojo más intenso y mayor contenido de pungencia a la madurez que los frutos de las últimas cosechas (Bosland y Votava, 2012). Los frutos no cuajan cuando la temperatura promedio está por debajo de 13 °C o sobre 35 °C (Bosland y Walker, 2014), dándose así el máximo cuajado cuando tanto la temperatura diurna y nocturna oscila entre 16 y 21 °C. La temperatura también puede afectar indirectamente el desarrollo del fruto, por afectar el crecimiento vegetativo (Bosland y Votava, 2012).

El fruto puede tener dos o más lóculos, cada una dividida por una placenta central en donde se encuentran vesículas especializadas en la producción de oleoresina y capsaicinoides. La curva de crecimiento de los ajíes es una simple del tipo sigmoideal en donde la división celular tiene lugar principalmente en la etapa de la pre-antesis y es en esta misma etapa donde se define la forma del fruto. Mientras que el tamaño es determinado por elongación durante la antesis y post-antesis.

Los frutos de los *Capsicum* son clasificados como no climatéricos (Lownds *et al.*, 1993), es decir si los frutos se dejan en la planta pueden madurar con normalidad, pero si son cosechados en su etapa verde maduro los frutos serán incapaces de madurar con normalidad. Durante el proceso de maduración, el contenido de clorofila disminuye mientras que paralelamente el contenido de carotenoides aumenta. El tipo de carotenoides es controlado por el genotipo de la planta y el ambiente donde este crece (Bosland y Votava, 2012). Estos compuestos son sintetizados en los cromoplastos y sirven como pigmentos fotosintéticos, aunque su principal función es la de fotoprotección, es decir, protege el aparato fotosintético de un exceso de radiación solar que podría dañarlo irreversiblemente debido a la generación de radicales libres de oxígeno que desencadenan un estrés del tipo oxidativo.

Las semillas son redondeadas y ligeramente reniformes, suelen tener 3-5 mm de longitud. Se insertan sobre una placenta cónica de disposición central, y son de un color amarillo pálido. Un gramo puede contener entre 150 y 200 semillas y su poder germinativo es de tres a cuatro años (Nuez, 1996). Una típica semilla de *C. annum* tiene aproximadamente 1

mm de espesor, 5.3 mm de longitud, y 4.3 mm de ancho, con una superficie de 33 mm² (Chen y lott, 1992; Bosland y Votava, 2012).

Cuadro 1: Características de algunos cultivares de ají jalapeño.

Características	El	Grande	Ixtapa	Magnific	Mitla	Monet	Norteño
	Rey						
Altura de planta (m)	0,58	0,63	0,61	0,56	0,59	0,58	0,54
Largo de fruto (cm)	6,8	6,85	6,86	6,45	6,1	6,83	6,54
D. de fruto (cm)	2,66	2,67	2,69	2,56	2,51	2,66	2,64
Peso de fruto (g)	24,88	25,04	25,51	23,71	21,65	25,07	24,88

Adaptado de: Marcia y Portillo, 2009; y tomado de Aduato *et al.*, 2014.

2.1.4. Requerimientos edafoclimáticos

El cultivo prefiere suelos sueltos y profundos, con baja conductividad eléctrica y alto contenido de materia orgánica, bien aireados y sobre todo con buen drenaje. El pH influye en el crecimiento y disponibilidad de nutrientes en el suelo, siendo el pH óptimo 6.5-7.0 (Jones *et al.*, 2000), mientras que Bosland y Votava (2012) señalan un valor de pH ideal de 7.0-8.5. Nuez (1996) señala que los ajíes tienen una excelente respuesta a la incorporación de materia orgánica al suelo (30 tn como mínimo) y además señala la importancia de un subsolado previo (si fuese necesario), para facilitar el drenaje y lavado de sales. La salinidad del suelo es un factor importante para determinar suelos adecuados para los ajíes. Una alta salinidad frecuentemente resulta en un pobre establecimiento, reduciendo el crecimiento y rendimiento de la planta, ya sea por sus efectos osmóticos y/o iónicos. Estudios realizados señalan que los ajíes tienen un 50% de pérdida en su rendimiento a una CE de 5.8 dS m⁻¹, y una adicional de 12,6% en reducción de rendimiento por cada 1 dS m⁻¹ de incremento en la CE. La respuesta y el efecto del estrés sobre las plantas están ligadas a la etapa de desarrollo que éstas se encuentran es así como se demostró que la edad de los ajíes tiene un efecto sobre la susceptibilidad a la salinidad. Cuando la planta es sometida a condiciones salinas a temprana edad éstas presentan una marcada reducción en el rendimiento, en cambio cuando las condiciones salinas son impuestas en etapas más avanzadas de desarrollo el rendimiento disminuye ligeramente.

Las condiciones favorables para el desarrollo del ají son climas tropicales y semitropicales a templados. Un promedio de temperatura cerca de 23,5 °C es ideal para el crecimiento y desarrollo de los ajíes (Jones *et al.*, 2000). Las plantas son altamente susceptibles a las heladas y crecen pobremente a 5°C – 15 °C (Bosland y Votava, 2012). Los mayores rendimientos se presentan cuando la temperatura del aire varía en un rango de 18 °C y 32°C durante el cuajado del fruto. Si durante la etapa de floración –fructificación se presentan temperaturas no adecuadas, se produce pocos frutos por planta y los frutos son de mala calidad, chicos, deformes y con manchas causadas por quemaduras del sol.

Los saltos térmicos, es decir, la diferencia entre la máxima diurna y la mínima nocturna, ocasionan desequilibrios en el crecimiento y desarrollo de la planta. Si se presentan bajas temperaturas (entre 10°C y 15°C) durante el desarrollo del botón floral, dará lugar a flores con pétalos curvados y sin desarrollar, formación de ovarios múltiples que pueden evolucionar a frutos distribuidos alrededor del fruto principal, acortamiento y engrosamiento de estambres y pistilo, y fusión de anteras. Las bajas temperaturas también inducen frutos de menor tamaño (que pueden presentar deformaciones) reducción de la variabilidad del polen y formación de frutos partenocarpicos (Aداuto *et al.*, 2014).

La humedad relativa óptima oscila entre el 50% y 70% (Aداuto *et al.*, 2014). La humedad muy elevada favorece el desarrollo de enfermedades aéreas y el agrietamiento del fruto y dificulta la fecundación, debido a que el polen se compacta, abortando parte de las flores. La baja humedad relativa dificulta la fijación del polen al estigma de la flor (Puertos y Gastelo, 2011). La coincidencia de altas temperaturas y baja humedad relativa pueden ocasionar la caída de las flores, de frutos recién cuajados y una marchitez general (Aداuto *et al.*, 2014).

2.1.5. Preparación de la tierra y fertilización

La preparación del suelo implica el arado, subsolado, gradeo y surcado. Con estas labores culturales se prepara el terreno para darle al cultivo las mejores condiciones de desarrollo posible y hacer el control de algunas plagas y enfermedades. Una inadecuada preparación del terreno puede provocar problemas de drenaje favoreciendo el ataque de *Phytophthora capsici* y otras enfermedades fúngicas.

Una buena rotación de cultivo es esencial para la producción óptima de ají. El ají, así como otros cultivos de la familia solanaceae, no debe de ser plantado en el mismo campo durante tres años (Walker, 2009) para un buen manejo de plagas y enfermedades. Se recomienda hacer una rotación con cultivos monocotiledoneas (maíz, trigo, etc) con la finalidad de reducir la presión de plagas y enfermedades relacionadas con el cultivo de ají (Bosland y Walker, 2014).

Otro aspecto fundamental en la producción de ajíes es la fertilización. Los elementos con funciones específicas y esenciales en el metabolismo de las plantas se clasifican, según su concentración en la planta y conforme a sus requerimientos para el adecuado crecimiento y reproducción, en dos grupos: macronutrientes y micronutrientes (Marschner, 1995; Mengel y Kirkby, 2001; Epstein y Bloom, 2004; Kirkby, 2007). Entre los macronutrientes se encuentran el fósforo, nitrógeno, potasio, magnesio, calcio y el azufre; y entre los micronutrientes se encuentran el boro, cloro, manganeso, zinc, hierro, molibdeno, níquel y cobre. El carbono, hidrógeno y oxígeno están subsumidos dentro de los macronutrientes, pero generalmente estos no se tienen en cuenta dentro de los planes de fertilización debido a que son tomados del aire y del agua.

El ají jalapeño, como todas las demás especies de interés agronómico, requiere de cantidades específicas de agua y nutrientes para alcanzar altos rendimientos (Hall, 1977; Báez *et al.*, 2002). Con relación a sus requerimientos hídricos, Arcos *et al.* (1998) citados por Báez *et al.* (2002) sugirieron que para evitar daños a las plantas durante sus principales etapas fenológicas, es necesario suministrar riego de manera complementaria durante todo su ciclo de vida.

Se considera que la mayor absorción de nutrientes ocurre en las primeras 8 a 14 semanas de crecimiento y después de la primera cosecha. Por ello altos niveles de nitrógeno son requeridos durante el estado inicial de crecimiento de la planta, con aplicaciones suplementarias después del estado inicial de fructificación. Lo mismo ocurre con el potasio, es por ello que el fraccionamiento de estos es adecuado para lograr un abastecimiento constante de estos nutrientes (Ramírez, 2000; Misti (s/f); Aduato *et al.*, 2014). Es importante adicional calcio al cultivo para evitar desordenes fisiológicos como la pudrición apical “Blossom end rot”. La razón por la cual la deficiencia de calcio se manifiesta como una pudrición seca en la porción apical del fruto, es que en esta parte del

fruto se presenta la máxima tasa de crecimiento y división celular y es bien sabido que el calcio cumple un rol vital este proceso. La dosis usada en el ají jalapeño en la costa peruana es: 240 N – 140 P₂O₅ – 260 K₂O – 60 CaO – 40 MgO.

2.1.6. Principales plagas y enfermedades

Sánchez (2006) señala como plagas claves a *Heliothis virescens*, *Prodiplosis longifolia* y *Symmetrischema capsicum*. Los gusanos de tierra y los comedores de follaje pueden cobrar importancia si se dan las condiciones para el establecimiento de estas plagas y si no se toman las medidas necesarias en el momento oportuno para frenarlas. En cuanto a la enfermedad más frecuente Maroto (2002) citado por Zárata (2012) considera a *Phytophthora capsici* y en la selva central se ha reportado a *Xanthomonas campestris* pv. vesicatoria como un problema grave. En lo relacionado a virus, en la actualidad se reporta el Virus Peruano del Tomate (PTV), el Virus Mosaico del Tomate (ToMV) y el Virus Moteado Suave del Ají (PMMoV) como problemas serios de virus (Delgado, 2011; Zárata, 2012). El cultivo de *Capsicum* es susceptible a altas densidades poblacionales del nemátodo *Meloidogyne incognita* (García, 2011; Zárata, 2012).

2.1.7. Valor nutricional y su importancia en la salud humana

Capsicum annum L. es un cultivo vegetal importante, no sólo por su importancia económica, sino también por el valor nutricional de su fruto, la cual es una excelente Fuente de colorantes naturales y compuestos antioxidantes, como vitamina C y carotenoides (Howard *et al.*, , 2000; Russo y Howard, 2002; Navarro *et al.*, , 2006; Elwan y El-Hamahmy, 2009). El consumo de alimentos ricos en vitamina C está asociado con una reducción en el riesgo de diferentes enfermedades crónicas, incluyendo enfermedades cardiovasculares y cáncer (Jacob y Sotoudeh, 2002; Elwan y El-Hamahmy, 2009). Al igual que la vitamina C los carotenoides son potentes antioxidantes. Estos compuestos son los responsables del color rojo, amarillo y naranja de los frutos del ají. El color rojo de los ajíes se debe principalmente a dos carotenoides, capsantina y capsorubina, mientras que el color amarillo naranja es principalmente por el β -caroteno y violaxantina. La capsantina, es el principal carotenoide en los frutos maduros, contribuyendo con más del 60% de total de carotenoides (Bosland y Votava, 2012).

En 100 g de ají jalapeño fresco, el 87% es comestible, tiene 29 calorías, 6,5 g de carbohidratos, 0,91 g de proteínas y 0,37 g de lípidos. El *Capsicum annuum* cv. Mitla tiene un buen aporte nutricional, es por ello que su consumo cada año es mayor. El fruto fresco de jalapeño destaca por sus altos contenidos de vitamina A y C y calcio. Contiene capsaicinoides, alcaloides responsables del sabor picante, y pigmentos carotenoides (Adauto *et al.*, 2014).

2.1.8. Capsaicinoides, el principio picante del ají

Actualmente se conoce más de 20 diferentes capsaicinoides. El capsaicinoide principal de los ajíes es la capsaicina, seguido por la dihidrocapsaicina, nordihidrocapsaicina, homodihidrocapsaicina y homocapsaicina (Reyes *et al.*, 2011). La capsaicina [(E)-N-(4-hidroxi-3-metoxibencil)-8-metil-6-nonenamida] y la dihidrocapsaicina representan más de 90% del contenido total de los capsaicinoides en los ajíes (Vázquez *et al.*, 2007). La estructura química de estos compuestos consiste en un núcleo fenólico unido mediante un enlace amida a un ácido graso. La porción fenólica es la vainillilamina, que se forma a partir de la fenilalanina por medio de la ruta de los fenilpropanoides. El ácido graso se forma a partir de aminoácidos de cadena lateral ramificada, ya sea valina o leucina. Las diferencias estructurales de los diversos capsaicinoides residen precisamente en la naturaleza de la cadena lateral, que puede ser de 9 u 11 carbonos de largo, con un número variable de enlaces dobles colocados en diferentes posiciones (Vázquez *et al.*, 2007). La biosíntesis de la capsaicina está representada en la Figura N° 1 en donde se muestra el paso de la fenilalanina y la valina hasta vainillilamina y 8-Metil-6-noneoil CoA respectivamente, luego por una reacción de condensación catalizada por la enzima capsaicinoide sintasa se forma la capsaicina. La actividad de esta enzima está relacionado directamente con el grado de picor de diferentes ajíes, aunque puede llegar a detectarse aún en extractos proteicos obtenidos de ajíes no picantes (Sutoh *et al.*, 2006; Vázquez *et al.*, 2007).

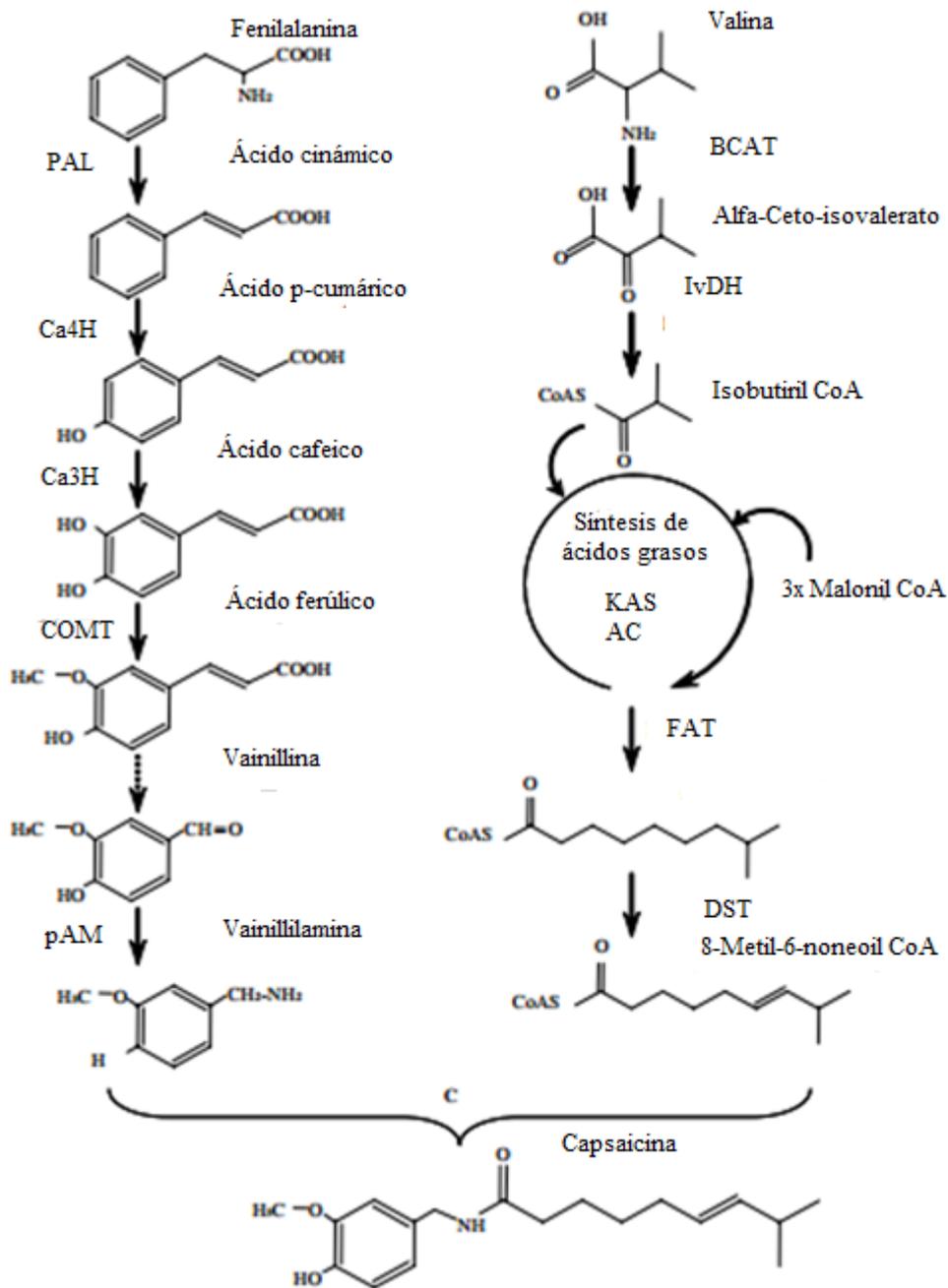


Figura N° 1: Ruta propuesta para la biosíntesis de los capsaicinoides en el género *Capsicum*. PAL, fenilalanina amonio liasa; Ca4H, ácido cinámico 4 hidroxilasa; Ca3H cumarato 3 hidroxilasa; COMT, ácido cafeico O-metiltransferasa; pAMT, presunta aminotransferasa de la vainillina de la vainillina; BCAT, aminotrasferasa de los aminoácidos ramificados, IvDH isovalerato deshidrogenasa; Kas β-cetoacil sintasa; ACL, proteína acarreadora de grupos acilo; FAT, tiosterasa; DST, desaturasa; CS capsaicinoides sintasa. La flecha punteada representa a reacciones por caracterizar. **Tomado de:** Vázquez *et al.* (2007).

Estos compuestos conocidos como capsaicinoides son los causantes del sabor picante de los frutos del ají. Recientes estudios indican que la capsaicina está mayormente localizado en las vesículas de las vacuolas de las células epidermales de la placenta del fruto (Arora *et al.*, 2011). Las semillas no son fuente de picor, sino ellos ocasionalmente absorben capsaicinoides debido a su proximidad a la placenta (Bosland y Votava, 2012). Se asume que debido a la proximidad de las semillas al tejido central de la placenta los capsaicinoides tienen un papel fundamental en la protección química de las semillas frente al ataque de patógenos. Esto significa que los ajíes picantes presentan una ventaja frente a las especies de *Capsicum* que no presentan este picor típico. La mayoría de las plantas solanáceas tienen alcaloides en sus hojas que le sirven de protección frente a los animales mamíferos, pero los ajíes no contienen alcaloides en sus hojas. Debido a la ausencia de estos alcaloides los *Capsicum* han desarrollado una estrategia para hacerle frente al ataque de muchos animales que se podrían alimentar de sus frutos y dañar las semillas cuando éstas pasen por su sistema digestivo. Esta estrategia consiste en acumular compuestos que causan una sensación de dolor o picor en la boca. Por otro lado, las aves son insensibles a estos compuestos ya que no presentan el receptor necesario para experimentar el picor causado por los capsaicinoides lo cual da pie para sugerir que estos animales han permitido la distribución de las semillas silvestres de ají. A diferencia del tracto digestivo de los mamíferos, el paso de las semillas de ají por el estómago de las aves no le quita viabilidad, por lo contrario se ha encontrado que en algunas especies de ají este proceso ayuda a aumentar su poder germinativo.

La acumulación de capsaicinoides está relacionado a la edad del fruto, tamaño y etapa de desarrollo (Estrada *et al.*, 1997; Phimchan *et al.*, 2012). Es también regulado por el ambiente y por la interacción genotipo-ambiente; por lo tanto, altas variaciones en los niveles de pungencia es encontrado entre y dentro genotipos (Harvell y Bosland, 1997; Zewdie y Bosland, 2000; Gurung *et al.*, 2011). Uno de los factores ambientales que tiene mayor efecto sobre el picor es la limitación de agua, aunque este efecto puede no ser el mismo en diferentes genotipos (Vázquez *et al.*, 2007). Ruiz *et al.*, (2011) concluyeron que la acumulación de capsaicina y dihidrocapsaicina en *C. chinense* sometidos a estrés hídrico se vio influenciado por la severidad del estrés y la edad de la planta. La posición del fruto en los tallos también determina el grado de picor en el ají jalapeño, debido a la diferencia en la temporalidad de desarrollo, lo que puede relacionarse con variaciones en el suministro de alguno de los nutrimentos y fotoasimilados necesarios para el crecimiento y

maduración de los frutos (Zewdie y Bosland, 2000; Vásquez *et al.*, 2007). Del mismo modo el estado nutricional y el estado de desarrollo también tienen efectos importantes en la síntesis y acumulación de capsaicinoides.

2.1.9. Producción e importancia económica

El cultivo de ají jalapeño es relativamente nuevo en el país, inicialmente se instaló en la costa norte y posteriormente en la selva central. Su cultivo en el valle de Chanchamayo, empezó el 2006 por iniciativa de Agroindustrias del Mantaro y desde entonces ha generado muchos puestos de trabajos, en especial para las mujeres que no tienen la oportunidad de trabajar en otros rubros.

La producción de jalapeño está liderada por China (10 533 584 tn), seguida por México (1 733 900 tn) y Turquía (1 500 000 tn), países que exportan principalmente a los Estados Unidos (Fintrac, 2001; Aduato *et al.*, 2014). La comercialización y consumo del jalapeño es fresco y procesado, en este último caso puede ser cocido, especias, salsas, salmuera, encurtido y deshidratado (AGRITRADE, 1999; López, 2010; Aduato *et al.*, 2014).

2.2. ASPECTOS GENERALES DEL ÁCIDO SALICÍLICO

2.2.1. Ácido salicílico: una hormona vegetal

Las hormonas vegetales son compuestos orgánicos que son sintetizados en una parte de la planta y traslocados a otra parte donde, en concentraciones muy bajas, producen una respuesta fisiológica. Estos compuestos modifican el crecimiento y desarrollo de las plantas induciendo cambios en procesos celulares, fisiológicos y morfológicos. Las principales hormonas estudiadas son las citoquininas, giberelinas, auxinas, ácido abscísico y etileno, pero Hayat *et al.* (2007) señalan que los brasinosteroides, poliaminas, jasmonatos y el ácido salicílico no pueden ser excluidos de esta lista de hormonas, ya que están implicados en funciones importantes de la planta.

El ácido salicílico (AS, ácido 2-hydroxy benzoico), en un momento del tiempo, fue el fármaco más vendido en el mundo sintetizado en 1898 en Alemania (Raskin, 1992). Sin embargo, fue Jhon Bunchner (1928) quien aisló la Salicina de la madera del árbol de sauce

en Munich y luego fue nombrado por Rafael Piria (1938) como ácido salicílico (Hayat *et al.*, 2007). Este compuesto está ampliamente distribuido en el reino vegetal (Raskin *et al.*, 1990) y es clasificado bajo el grupo de las fitohormonas. El AS está presente en las plantas como un ácido fenólico libre y en su forma conjugada, la cual puede ser originada por glucosilación, metilación o hidroxilación del anillo aromático (Raskin 1992; Lee *et al.*, 1995; Hayat *et al.*, 2007). Los mayores niveles de AS en plantas cultivadas fueron detectados en hojas de tomate (0,27 ug.g⁻¹ peso fresco), frijol (0,86 ug.g⁻¹ peso fresco), cebada (2,13 ug.g⁻¹ peso fresco) y los mayores contenido en arroz, la cual varía desde 5 a 30 ug.g⁻¹ peso fresco, dependiendo del cultivar (Raskin *et al.*, 1990; Yang *et al.*, 2004). El AS químicamente pertenece al diverso grupo de los compuestos fenólicos (Figura N° 2) y consiste de un anillo aromático unido a un grupo hidroxilo o un derivado funcional de éste, la cual es sintetizado por la planta (Hayat *et al.*, 2007). Otrora, los compuestos fenólicos se consideraban no esenciales para procesos críticos en todos los organismos, y fueron relegados a la categoría de metabolitos secundarios (Hadacek *et al.*, 2011; Amick *et al.*, 2011) las cuales eran consideradas sustancias de desecho para el vegetal y carecían de una función fisiológica determinada. Sin embargo, este concepto ha ido quedando de lado, pues se ha demostrado que los compuestos fenólicos están involucrados en diferentes procesos vegetales, las cuales incluyen biosíntesis de lignina, regulación de respuesta al estrés abiótico, alelopatía, y resistencia a enfermedades (Malamy y Klessig, 1992; Raskin, 1992; Métraux y Raskin, 1993; Humphreys y Chapple, 2002; Amick *et al.*, 2011). Así mismo Azcon-Bieto (2008) señalan que en la naturaleza los compuestos fenólicos desempeñan un papel importante en la protección de la planta frente a los depredadores, y como fitoalexinas y sustancias alelopáticas. Los mismos autores indican que los fenoles también actúan como señales químicas en la floración y la polinización de las plantas, y en los procesos de simbiosis vegetal y del parasitismo vegetal.

Las evidencias que el AS es una hormona vegetal inicialmente vino de la demostración que este compuesto regula la termogénesis (producción de calor) en las estructuras reproductivas de cycadas y de las flores de ciertas angiospermas (Raskin, 1992; Vlot *et al.*, 2009; Amick *et al.*, 2011). El AS estimula termogénesis primariamente por inducir la expresión de la alternativa oxidasa, la cual a su vez incrementa la capacidad de la ruta alternativa de la respiración mitocondrial (Amick *et al.*, 2011). El tratamiento con AS también regula la expresión de la alternativa oxidasa y/o respiración alternativa en plantas no termogénicas, incluyendo *Arabidopsis* (Clifton *et al.*, 2005; Amick *et al.*, 2011) y

Nicotiana tabacum (Norman *et al.*, 2004; Amick *et al.*, 2011). Krasavina y Brumistrova (2013) señalan que el AS es una hormona que actúa como una molécula señalizador la cual tiene un impacto directo sobre diversos procesos de crecimiento y desarrollo de la planta y en la transmisión de mensajes a todos los órganos de los cambios ocurridos en alguno de estos. Pál *et al.* (2013) señalan que la aplicación exógena de AS ejerce efectos a diferentes niveles y que los efectos dependen de diversos factores, tal como el modo de aplicación, la concentración, condiciones ambientales, especie vegetal y órganos, etc.

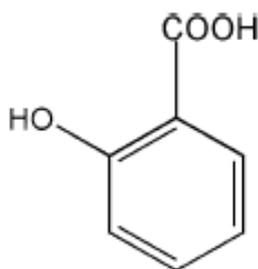


Figura N° 2: Estructura química del ácido salicílico.

2.2.2. Síntesis y metabolismo del ácido salicílico

Los diversos estudios realizados para elucidar el proceso de síntesis del AS han llevado al descubrimiento de dos rutas distintas de síntesis, la ruta del isocorismato y la ruta de la fenilalanina amonioliasa. Ambas rutas se originan del corismato, el producto final de la ruta del ácido shikimico o ruta del shikimato (Figura N° 3). Sin embargo, a pesar de los esfuerzos realizados ninguna de estas rutas ha sido completamente explicada hasta hoy en día.

La ruta del isocorismato está localizada en el cloroplasto y se da en dos reacciones catalizadas por las enzimas isocorismato sintasa e isocorismato piruvato liasa. Esto muestra que el AS sintetizado por la ruta del isocorismato tiene un rol importante en la defensa de las plantas contra la infección de patógenos así como radiación ultravioleta (Ogawa *et al.*, 2005; An y Mou, 2005; Bandurska, 2013).

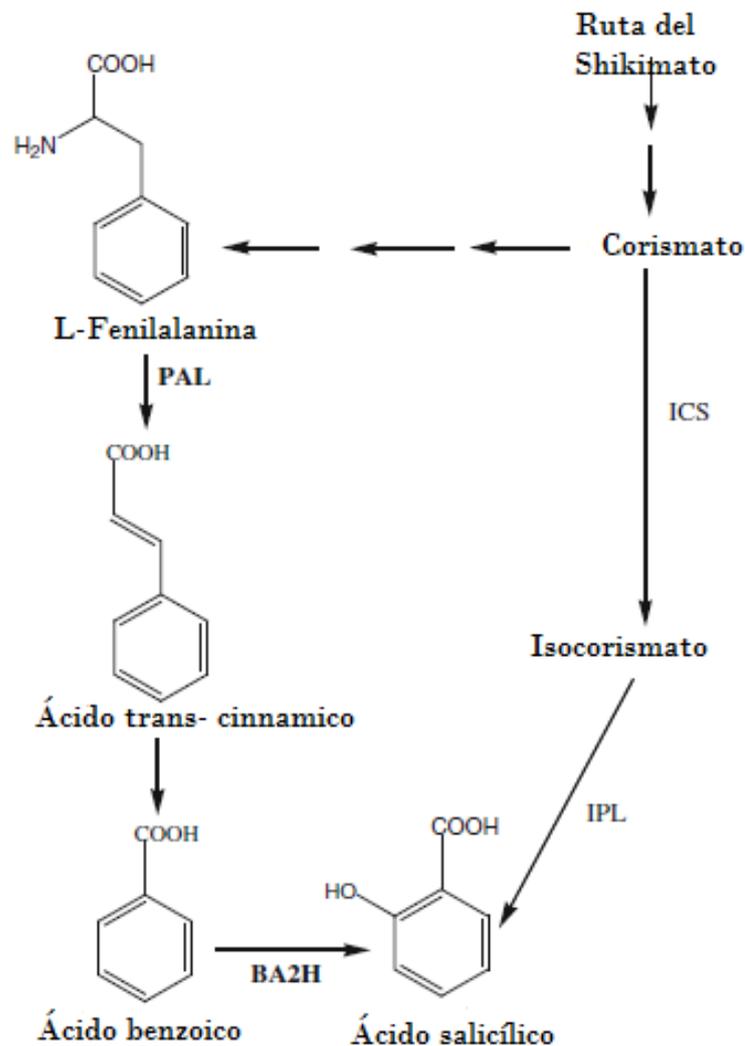


Figura N° 3: Diagrama esquemático de las rutas de biosíntesis del ácido salicílico. Abreviaciones: PAL, fenilalanina amonioliasa; ICS, isocorismato sintasa; IPL, isocorismato piruvato liasa; BA2H, ácido benzoico -2-hidroxilasa. **Adaptado de:** Bandurska (2013).

La ruta alternativa de biosíntesis de AS es la ruta de la fenilalanina localizada en el citoplasma. La fenilalanina derivada del corismato es convertida a ácido trans-cinnámico por la fenilalanina amonioniasa y luego es oxidado a ácido benzoico (Bandurska, 2013). La hidroxilación del anillo aromático del ácido benzoico es catalizada por el ácido benzoico 2-hidroxilasa para formar AS.

Una vez sintetizado, el AS puede sufrir una serie de modificaciones químicas incluyendo glucosilación, metilación y conjugación con aminoácidos. Estas modificaciones rinden AS

inactivo, mientras que al mismo tiempo ellos permiten un ajuste fino de su acumulación, función, y/o movilidad (Amick, 2011). La glucosilación inactiva el AS permitiendo el almacenamiento vacuolar de cantidades relativamente elevadas de este compuesto debido a su reducida toxicidad. La metilación convierte al AS en Metilsalicilato (MeSA) un compuesto volátil, capaz de moverse de un tejido infectado a uno no infectado a través del floema. Este compuesto es un precursor inactivo de AS que puede ser translocado y convertido a AS cuando sea necesario (Sharma, 2014). Además el MeSA juega un rol fundamental como molécula de señalización a largas distancias en la adquisición de resistencia de la planta frente al ataque de patógenos. La conjugación del AS con aminoácidos está menos caracterizado, pero puede estar involucrado en el catabolismo del AS (Amick, 2011).

2.2.3. Rol del ácido salicílico en la productividad de los cultivos

El uso de bioreguladores de crecimiento es una práctica para mejorar el rendimiento y calidad de los cultivos (Latimer, 1992; Sánchez-Chávez *et al.*, 2011). Estos compuestos pueden promover el enraizamiento, la floración, el amarre y crecimiento de frutos, la abscisión de hojas y frutos, la senescencia, la regulación de algunos procesos metabólicos y la resistencia de las plantas a estrés por temperatura y agua (Nickell, 1994).

La aplicación del AS a plantas de importancia económica puede ser una buena opción para incrementar la producción de alimentos (Martín-Mex *et al.*, 2013), ya que el AS presenta las siguientes ventajas: (a) es un producto natural y ecoamigable, (b) se requiere nanocantidades para producir efectos positivos, (c) es fácil de aplicar, y (d) es un producto disponible en casi cualquier lugar (Martín-Mex *et al.*, 2013).

Desde que diversos estudios se han centrado sobre el rol tanto endógeno y exógeno del AS en el crecimiento y desarrollo de la planta se ha probado que esta hormona regula procesos tales como la germinación de semillas, crecimiento vegetativo, absorción y pérdida de agua, absorción de nutrientes, metabolismo de nitrógeno, fotosíntesis, respiración y la actividad de las enzimas involucradas en estos procesos (Pál *et al.*, 2013). Hayat y Ahmand (2007) señalan que el AS incrementa los niveles de clorofila y carotenoides en las hojas, también la eficiencia fotosintética y modifica la actividad de algunas importantes enzimas tal como la Rubisco. Mientras que Sperry *et al.* (2002) citado por Hayat *et al.* (2007)

señalan que el AS afecta el crecimiento de uno de los más importantes órganos determinando la productividad de las plantas, ya que es generalmente aceptado que uno de las principales funciones del sistema radicular es extraer agua y nutriente del suelo y trasportarlos a los órganos subterráneos y aéreos de la planta.

Hoy en día el AS es considerado como un bioregulador de crecimiento. Diversos autores han señalado los efectos del AS en el desarrollo de vegetales; Saxena y Rashid (1980) reportaron inhibición de la germinación o del crecimiento de la raíz y coleoptilo, inducción de la floración e inhibición de la misma; Larqué-Saavedra (1978) mencionan que el AS provoca cierre de estomas y reducción de la transpiración; Saeedi *et al.* (1984) indican que el AS mantiene turgentes los estomas y pulvinilos; Raskin (1992) reporta que el AS altera la permeabilidad de los tilacoides. Además el AS es un compuesto fenólico natural que exhibe un alto potencial en controlar pérdidas postcosecha de cultivos hortícolas (Asghari y Soleimani, 2010). Existe una amplia revisión bibliográfica del AS y su influencia en la síntesis del etileno, respiración, contenido de sólidos solubles, acidez titulable, síntesis de compuestos antioxidantes, etc.

El AS ejerce influencia sobre el crecimiento y desarrollo de la planta, maquinaria fotosintética, floración, permeabilidad de la membrana, y actividad enzimática (Yusuf *et al.*, 2013). En los estudios realizados por Martín-Mex (2009) en *Petunia hybrida* se señala que el tratamiento con 1 μM de AS incrementó el número de flores en un 72%, comparado con el testigo, mientras que los tratamientos de 0,01 μM , 0,1 nM y 1 pM de AS lo hicieron en 58%, 37% y 33%. Así mismo los autores indican que la floración se inició la tercera semana después de la aspersión y para la quinta semana, el tratamiento de 1 μM de AS presentó 20 flores por planta, mientras que el testigo sólo 9. Larqué-Saavedra *et al.* (2010) estudiaron el efecto del AS en el crecimiento de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.); estos autores reportaron un incremento significativo de 43% en comparación con el control en la longitud de la raíz a la concentración de 1 μM , en tanto que a la concentración de 0,01 μM el incremento fue equivalente a 18%. Los mismos autores reportaron un incremento significativo en el perímetro de la raíz, área foliar y un incremento del peso fresco y seco del vástago en un 33,8% a la concentración de 1 μM de AS en comparación con el control. Por otro lado Yildirim *et al.* (2008) citados por Sánchez-Chávez *et al.* (2011) aplicaron al follaje AS en melón bajo estrés por salinidad, y encontraron que el AS atenuó el efecto del estrés por salinidad, resultando las aplicaciones

foliares de AS en una mayor biomasa foliar y en raíz en relación con las plantas que estaban sujetas al estrés por salinidad, lo cual indica que los tratamientos de AS podrían ayudar a aliviar los efectos negativos de la salinidad sobre el crecimiento del melón.

Actualmente se conoce poco de los efectos que tienen las aplicaciones de reguladores de crecimiento en el ají y menos aún de los efectos del AS en este cultivo. Motivados por esto Sánchez-Chávez *et al.* (2011) realizaron estudios sobre el efecto del AS sobre la biomasa, actividad fotosintética, contenido nutricional y productividad de ají jalapeño. En este estudio el AS se aplicó por medio de una solución nutritiva a dosis crecientes de AS: 0,025 mM, 0,05 mM, 0,1 mM, 0,2 mM, 0,4 mM y 0,8 mM más un control sin aplicación. Los resultados que obtuvieron estos autores indican un aumento significativo en la producción de biomasa foliar, en raíz y de frutos, principalmente en las dosis de 0,1 y 0,2 mM. Del mismo modo la actividad fotosintética presentó un comportamiento similar a la acumulación de biomasa, sobresaliendo los tratamientos con 0,1 mM y 0,2 mM de AS con la máxima actividad fotosintética. Martín-Mex *et al.* (2012) señalan los efectos positivos de la aplicación a bajas concentraciones de AS sobre papaya (*Carica papaya*). Estos autores señalan que el AS no estimula la precocidad en la floración de papaya discrepando con lo señalado por Martín-Mex *et al.* (2010) en plantas ornamentales. Sin embargo, el AS estimuló la presencia de plantas hermafroditas de manera significativa, incremento la altura de la planta en comparación con el control y el tratamiento de 0,01 μ M de AS, incremento en cerca de 19,7% el número de frutos; 2% el peso del fruto y 21,9% el rendimiento por hectárea. Villanueva *et al.* (2009) señalan que al tratar al *Chrysanthemum morifolium* con AS y dimetilsulfóxido se obtuvo una mejor absorción de nutrimentos en las plantas, debido a que los tratamientos indujeron un mayor volumen radical y esto conlleva por consecuencia a un mayor acceso nutrimental, por intercepción de las raíces. Del mismo modo las plantas de crisantemo asperjadas con 10^{-8} M y 10^{-10} M de AS estimulan significativamente el desarrollo de la flor. En fresa (*Fragaria anassasa*) bajo condiciones de invernadero el AS a concentraciones bajas estimula el proceso de floración, incrementa la altura de la planta, el número de hojas y frutos (Anchondo-Aguilar, 2011). Sin embargo, el AS es un arma de doble filo, cuando se aplica a altas concentraciones los efectos positivos desaparecen para dar lugar a resultados negativos. Khandaker *et al.* (2011) en sus estudios realizados sobre amaranthus rojo (*Amaranthus tricolor* L.) mostraron que el AS a 10^{-5} M fue el tratamiento más efectivo en incrementar los parámetros de crecimiento, mientras que a 10^{-3} M estos parámetros disminuyeron.

Los resultados de los diversos experimentos señalados sugieren que los tejidos vegetales tienen una alta sensibilidad a las aplicaciones de bajas concentraciones de AS, debido a que este compuesto es capaz de provocar una respuesta en la planta cuando se le aplica a bajas concentraciones. Los resultados obtenidos hasta el momento en las investigaciones realizadas aún no han logrado despejar algunas interrogantes metodológicas por lo que Larqué-Saavedra *et al.* (2010) sugieren conducir experimentos para responder las dudas como el número de aplicaciones que son necesarias para obtener los efectos esperados. Así mismo también es imperiosa la necesidad de responder a otras interrogantes como la dosis, las condiciones, el momento y el modo de aplicación para optimizar los efectos del AS.

2.2.4. Rol del ácido salicílico en la respuesta de la planta al estrés abiótico

Las plantas son organismos sedentarios, es decir, no tienen la capacidad de moverse de un lugar a otro en busca de un ambiente más adecuado para su desarrollo, debido a esta incapacidad no pueden escapar de situaciones de estrés medioambiental. El estrés se identifica como una desviación significativa de las condiciones óptimas para la vida. Estas desviaciones ejercen una influencia negativa sobre el desarrollo óptimo de las plantas desatando una serie de respuestas a nivel funcional de todo el organismo. Desde un punto de vista biológico, el estrés tiene una connotación más amplia, refiriéndose a los cambios ambientales que alteran el estado fisiológico de las plantas (Larcher, 1995). Por lo que se puede considerar al estrés como un estado particular del organismo diferente a lo observado en condiciones óptimas (Basurto, 2008), dicho estado provoca una serie de respuestas a nivel morfológico, bioquímico y fisiológico. La inmovilidad, de hecho, es la causa última de que las plantas hayan adquirido y perfeccionado, a lo largo de miles de años de evolución, mecanismo de autodefensa que les permite vivir en ambientes diversos (Azcon-Bieto, 2008).

Las plantas son organismos bastante evolucionados y cuentan con compuestos químicos, diferentes de los intermedios y de los productos finales del metabolismo primario, llamados metabolitos secundarios. Antiguamente el término “secundario” le restaba importancia a estos compuestos, pero hoy en día se sabe que el metabolismo secundario es tan importante como el primario, ya que de ella se derivan múltiples compuestos que están relacionados en diversos procesos fisiológicos de las plantas. Azcon-Bieto (2008) señala que muchos de estos metabolitos forman parte de mecanismos vitales de protección

inducidos por el ataque de patógenos, el exceso de O₃ y de la radiación UV, las heridas de diversas procedencias, el frío o la falta de nutrientes minerales. Estas situaciones provocan en la planta una acumulación de diversos compuestos y la activación de múltiples genes relacionados al estrés. Uno de los compuestos acumulados es el ácido salicílico. El AS se encuentra ampliamente distribuido en el reino vegetal y los mayores niveles se ha detectado en hojas de tomate (0,27 ug.g⁻¹ peso fresco), frijol (0,86 ug.g⁻¹ peso fresco), cebada (2,13 ug.g⁻¹ peso fresco) y los mayores contenido en arroz, la cual varía desde 5 a 30 ug.g⁻¹ peso fresco, dependiendo del cultivar (Raskin *et al.*, 1990; Yang *et al.*, 2004). Existe una amplia bibliografía que indica que cuando las plantas están sometidas a factores estresantes los niveles endógenos de AS tienden a incrementar. El AS desempeña funciones durante la respuesta de las plantas a diferentes tipos de estrés abióticos tales como toxicidad por metales pesados, altas y bajas temperaturas, sequía, luz UV y estrés osmótico. Pál *et al.* (2013) señalan dos tipos de evidencia que soportan el rol del AS en la respuesta de las plantas al estrés abiótico. Primero, los niveles endógenos de AS incrementan en diferentes especies cuando ellos están expuestos a condiciones de estrés abiótico. Segundo, la aplicación de AS a concentraciones adecuadas induce tolerancia en diferentes especies vegetales. Los mismo autores señalan que el AS ejerce sus efectos a diferentes niveles y que estos efectos también dependen de diferentes factores, tal como el modo de aplicación, la concentración, condiciones ambientales, especie y órgano, etc.

Leshem y Kuiper (1996) citados por Toivonen (2003) indican que los reguladores de crecimiento operan de una manera sintóxica (como agente para hacerle frente al estrés) en consideración para reducir los daños inducidos por el estrés oxidativo. Todos los organismos aeróbicos necesitan del oxígeno para producir la energía necesaria para realizar sus procesos metabólicos, pero a su vez generan especies reactivas de oxígeno (OH⁻, O₂⁻, H₂O₂, entre otros). Blokhina *et al.* (2003) citados por Karuppanapandian *et al.* (2011) estiman que de 1-2% del oxígeno consumido por las plantas es desviado a la producción de especies reactivas de oxígeno (EROs) en los diferentes compartimentos celulares, pero en situaciones de estrés el balance entre la producción y eliminación de estas moléculas se ve interrumpida provocando una acumulación de EROs. Las especies reactivas de oxígeno pueden atacar virtualmente a todas las macromoléculas, lo cual resulta en serios daños a los componentes celulares, lesiones y mutaciones en el ADN, y esto frecuentemente sigue a un interrupción metabólica irreparable y la muerte celular (Karuppanapandian *et al.*, 2011). En plantas expuestas a estrés abiótico (salinidad, sequía, etc) la acumulación de

EROs tal como el radical superóxido (O_2^-), radical hidroxilo (OH^\cdot), y H_2O_2 es inducida (Pál *et al.*, 2013). Kadioglu *et al.* (2011) reportaron que la aplicación exógena de AS induce la actividad de enzimas antioxidantes, al mismo tiempo alivia los daños por estrés hídrico en plantas de *Ctenanthe setosa*. Remojando semillas de tomate y frijol en una solución de AS o ácido acetyl salicílico (la cual puede ser convertido a AS dentro de una solución acuosa) a concentraciones de 0,1 y 0,5 mM incrementa la supervivencia al estrés por sequía (Pal *et al.*, 2013). En experimentos realizados independientemente de las concentraciones de AS (1-3 mM) y el nivel del estrés hídrico, las plantas tratadas con AS generalmente exhiben un mayor contenido de humedad, materia seca, actividad carboxilasa de la Rubisco, actividad de la superoxido dismutasa (SOD) y contenido total de la clorofila comparado a las plántulas sin tratar. Sin embargo, a pesar de las evidencias que el AS participa en las respuestas al estrés abiótico, la tolerancia al estrés otorgada por el AS parece ser dependiente de la dosis, ya que la deficiencia de AS o niveles muy altos de contenidos de AS incrementa la susceptibilidad. Además, los resultados son influenciados por el método de tratamiento y por la etapa de desarrollo de la planta. Por lo tanto el rol del AS puede diferir, dependiendo de la severidad del estrés (Yuan y Lin, 2008). Hara *et al.* (2012) señalan que a concentraciones óptimas (0,1-0,5 mM en la mayoría de las plantas) incrementa la tolerancia al estrés abiótico.

El rol del AS en el proceso de transducción de señales de diferentes tipos de estrés es también soportado por el hecho de que varios factores de estrés abiótico inducen la acumulación AS (Pál *et al.*, 2013). Yang *et al.* (2004) revelaron que plantas transgénicas de arroz deficientes de AS exhibieron un incremento en la susceptibilidad al estrés oxidativo y sugirieron que el AS puede jugar un rol importante en la resistencia de la planta al estrés oxidativo causada por agentes causantes de estrés abiótico y biótico. Sin embargo, altas dosis de AS pueden causar fitotoxicidad, tal como lo señalan Yarpani *et al.* (1992) quienes reportaron que altas concentraciones de AS provocan estrés oxidativo que la planta es incapaz de superar, llegando en ocasiones hasta la muerte, debido a que esta hormona incrementa los niveles de H_2O_2 al inhibir la actividad de la enzima catalasa (CAT), una enzima que participa en la eliminación de esta molécula. Así mismo la aplicación de AS a concentraciones adecuadas induce tolerancia al estrés en diferentes especies vegetales (Pál *et al.*, 2013). Aplicaciones de AS a bajas concentraciones provoca la acumulación temporal de H_2O_2 , la cual induce sistemas antioxidantes de defensa, incluyendo antioxidantes enzimáticos tal como SOD, CAT, ascobarto peroxidasa (APX), y glutatión peroxidasa

(GPX) y antioxidantes no enzimáticos tal como la glutatión, ácido ascórbico, carotenoides y tocoferoles (Ahmad *et al.*, 2010; Gil y Tuteja, 2010; Hara *et al.*, 2012).

Numerosas investigaciones indican que el AS está involucrado en la respuesta de las plantas a diferentes tipos de estrés. La literatura señala la participación del AS en la inducción de resistencia a estrés por metales pesados, por altas y bajas temperaturas, sequía, osmótico, Luz-UV, ozono y contaminantes de origen antrópico. Sin embargo, los resultados obtenidos aún no son del todo claro por lo que se requiere una mayor investigación al respecto para poder dar respuesta a las dudas que aún están en el aire.

2.2.5. Rol del ácido salicílico en la resistencia sistémica adquirida de las plantas frente al ataque de patógenos

La resistencia natural de las plantas a patógenos e insectos herbívoros se basa en efectos combinados de barreras preformadas y mecanismos inducibles (Rangel *et al.*, 2010). Estos mecanismos van desde las barreras físicas hasta las reacciones bioquímicas que alertan a las células entre sí, produciendo sustancias tóxicas que eliminan o inhiben la colonización por parte de la planta (Riveros, 2001). La resistencia inducida puede ser expresada localmente en el sitio de infección, así como sistémicamente (Maksimo y Yarullina, 2007). En el caso particular de las enfermedades que afectan los cultivos, la biología molecular puede proveer instrumentos innovadores para investigar y entender los atributos que permiten a las plantas defenderse y contrarrestar las infecciones producidas por los patógenos (Madriz, 2002). El entendimiento de estos procesos a nivel molecular ha permitido desarrollar alternativas de control basados en los mecanismos naturales que le confieren a la planta resistencia frente a los patógenos. En contraste con la resistencia constitutiva, la resistencia inducida se basa en el reconocimiento del invasor y un evento subsecuente de transducción de señales que conduce a la activación de las defensas (Rangel *et al.*, 2010). Los mecanismos de defensa involucrados incluyen una combinación de cambios físicos, químicos y moleculares, tales como lignificación o la inducción de varias proteínas relacionados con las patogénesis (PR) (Van Loon, 1997). Una de las respuestas más afectivas frente al ataque de patógenos es la resistencia sistémica adquirida (RSA). La RSA inducida biológica y químicamente en las plantas, está asociado con una habilidad para resistir al ataque de patógenos al incrementar los mecanismos de defensa celular (Stricher *et al.*, 1997; Métraux *et al.*, 2002; He, 2005). La RSA implica la

producción por la planta de una o varias señales móviles que están involucradas en la activación de los mecanismos de resistencia en partes no infectadas (Rangel *et al.*, 2010).

Se ha reportado que el AS es un inductor importante de la resistencia sistémica adquirida (RSA), además afecta positivamente varios procesos fisiológicos, resaltan los relacionados con plantas bajo condiciones de estrés, como sequía (Horvarth *et al.*, 2007; Tasgn *et al.*, 2003; Singh y Usha, 2003; Larqué-Saavedra *et al.*, 2010), fitotoxicidad (Metwally *et al.*, 2003) y bajas temperaturas (Janda *et al.*, 1999; Farooq *et al.*, 2008; Larqué-Saavedra *et al.*, 2010). White (1979) reportó por primera vez la participación del AS en la resistencia a enfermedades en experimentos de donde inyectó aspirina (un derivado del ácido salicílico) ó directamente AS, a hojas de tabaco de una línea resistente (*N. tabacum* cv. Xanthi-nc) y observó la producción de proteínas relacionados a la patogénesis, conocidas también como proteínas PR, las cuales son un grupo heterogéneo de proteínas que se inducen en plantas por la infección de un patógeno. Adicionalmente se ha descrito que en algunos casos el efecto del AS dentro del metabolismo de las plantas puede ser de forma indirecta ya que altera la síntesis y/o señalización de otras hormonas que incluyen la vía del ácido jasmónico, etileno y auxinas (Lorenzo y Solano, 2005; Broekaert *et al.*, 2006; Loake y Grant, 2007; Balbi y Devoto, 2008; Rangel *et al.*, 2010). Otro mecanismo de las plantas para hacerle frente a un ataque patogénico es la resistencia sistémica inducida (RSI) motivada por rizobacterias promotoras de crecimiento de la planta (PGPR, por sus siglas en inglés). En plantas la RSI es distinguida de la RSA en que la primera no es dependiente del AS (Mauch-Mani y Métraux, 1998; He y Wolyn, 2005) y no causa la acumulación de proteínas relacionados a la patogénesis ni AS, sino que se utiliza las vías reguladas por el ácido jasmónico y el etileno (Valland y Goodman, 2004; Camarena y de la Torre, 2007). Sin embargo, Riveros (2001) señala que en el 1º Congreso Internacional sobre inducción de resistencia a enfermedades en plantas, celebrado en Corfu, Grecia en mayo del 2000, se discutió esta terminología, aceptando ambos términos como sinónimos.

En la actualidad se ha reportado que en muchas plantas el tratamiento con AS o compuestos afines induce la expresión de genes PR y/o resistencia contra virus, bacterias y hongos patógenos (Vlot *et al.*, 2009). El AS parece jugar un papel esencial en la ruta de transducción de señales que conduce a la activación de genes que codifican no sólo para proteínas PR, sino también para el establecimiento de la respuesta hipersensible, considerada como una muerte celular programada que se desarrolla para delimitar el área

de infección de un patógeno, así como en la resistencia sistémica adquirida (Rangel *et al.*, 2010). La activación de la muerte celular programada durante la respuesta hipersensible resulta de la formación de una zona de células muertas alrededor del sitio infectado (Maksimo y Yarullina, 2007). El AS ha sido mostrado como modulador de la respuesta hipersensible-asociado a la muerte celular, niveles de especies reactivas de oxígeno, activación de la peroxidación de lípidos y generación de radicales libres, todos los cuales pueden influenciar potencialmente en la respuesta de las plantas contra los patógenos (Dempsey *et al.*, 1999; Shah y Klessig, 1999; Chaturvedi y Shah, 2007).

La evidencia más fuerte de la participación del AS como una señal de defensa esencial en plantas ha surgido de estudios en donde los niveles endógenos de AS fueron alterados (Rangel *et al.*, 2010). El primero de estos se realizó utilizando líneas de tabaco transgénicas o de *Arabidopsis* que expresan el gen *nahG* de la bacteria *Pseudomonas putida*, que codifica para una enzima llamada salicilato hidroxilasa la cual metaboliza al AS para convertirlo a catecol, evitando así su acumulación. Después de la infección por patógenos, estas plantas fueron incapaces de acumular altos niveles de AS, y no lograron desarrollar la RSA o expresar genes PR en las hojas. Por el contrario mostraron mayor susceptibilidad a patógenos tanto virulentos como avirulentos (Gaffney *et al.*, 1993; Delaney, 1994). La implicancia del AS en la señalización de defensa ha sido extensivamente caracterizado en plantas dicotiledóneas (Chaturvedi y Shah, 2007). Los estudios realizados por He y Wolyn (2005) demostraron el papel fundamental del ácido salicílico en la inducción de resistencia del espárrago (*Asparagus officinalis*) a *Fusarium oxysporum f.sp. asparagi*. En el caso de los virus, el AS promueve la inhibición de la replicación viral, el movimiento de célula a célula y el movimiento a larga distancia (Singh *et al.*, 2004).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar

El ensayo se realizó en el Fundo “Don Germán” de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM) ubicado en el km. 144,5 de la Carretera Panamericana Sur del departamento de Lima, en la provincia de Cañete, distrito de San Vicente de Cañete. Su ubicación geográfica es la siguiente:

Latitud	13°04'36'' S
Longitud	76°23'04'' O
Altitud	38 m.s.n.m

3.2. Características climáticas del valle de Cañete durante el experimento

La información climática durante el periodo que se desarrolló el ensayo, se obtuvo de la estación meteorológica del Instituto Regional de Desarrollo de Cañete (Fundo “Don Germán”). En el Cuadro N° 2 se presenta el resumen de los datos meteorológicos en forma mensual, donde se observa que la variación que la temperatura oscila desde 20°C hasta los 30°C con un promedio de 25°C durante el desarrollo del cultivo. Estas temperaturas son las adecuadas para un buen desempeño del ají jalapeño. Tanto en el Cuadro N° 2 como en la Figura N° 4 se puede observar que las menores temperaturas se presentaron en la etapa de desarrollo vegetativo y las mayores durante la floración, fructificación y maduración de los frutos. Mientras que la humedad relativa fue baja y constante durante toda la etapa de desarrollo del cultivo alcanzando un valor máximo de 72% y un mínimo de 70%.

Cuadro N° 2: Temperatura y humedad relativa en el periodo Noviembre 2014 – Marzo 2015. Cañete.

Mes	Temperatura (°C)			Humedad relativa (%)
	T min.	T max.	T prom.	
27 al 30 Noviembre	21,2	25	23,11	72
Diciembre	21,8	26,4	24,04	71
Enero	23,8	28,1	25,58	71
Febrero	25,6	29,6	27,42	71
1 al 20 de Marzo	25,8	30,5	27,48	70

Fuente: Estación meteorológica del Fundo Don Germán (Cañete-Lima)

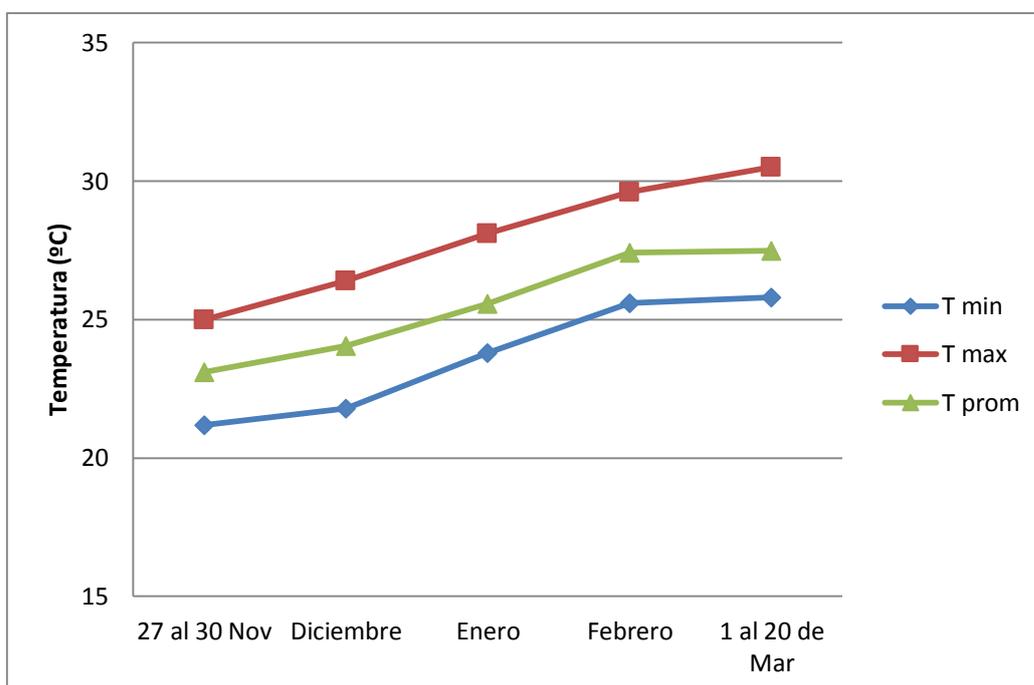


Figura N° 4: Temperatura Máxima, Mínima y Promedio en el periodo Noviembre 2014 – Marzo 2015. Cañete.

Fuente: Estación meteorológica del Fundo “Don Germán” (Cañete-Lima).

3.3. Características del agua de riego del fundo “Don Germán”

El agua de riego que se emplea en el Fundo “Don Germán” proviene del Río Cañete.

En el Cuadro N° 3 se presenta un análisis del agua de riego del fundo realizada por el laboratorio de análisis de suelo y agua de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

Según los resultados el agua analizada se trata de un agua de salinidad media (CE=0.49dS/m), con una bajo contenido de sodio (RAS=1.50), lo que significa que casi no

hay riegos de incorporación de sodio al suelo con el agua de riego. Las características presentadas del agua usada en el riego muestran que su calidad no afecta al ají jalapeño.

Cuadro N° 3: Análisis de agua empleada en el riego en el ensayo rendimiento y calidad de ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.

CARACTERÍSTICAS		
pH		7.36
C.E	dS/m	0.49
Calcio	meq/L	2.55
Magnesio	meq/L	0.55
Potasio	meq/L	0.06
Sodio	meq/L	1.87
SUMA DE CATIONES		5.03
Nitratos	meq/L	0.01
Carbonatos	meq/L	0.00
Bicarbonatos	meq/L	2.52
Sulfatos	meq/L	0.98
Cloruros	meq/L	1.50
SUMA DE ANIONES		5.01
Sodio	%	37.24
RAS		1.50
Boro	ppm	0.61
Clasificación		C2-S1

Fuente: Laboratorio de Análisis de Suelos y Agua de la Universidad Nacional Agraria La Molina. 2015.

3.4. Características del suelo del fundo “Don Germán”

En el Cuadro N° 4 se presenta los resultados del análisis de suelo del fundo “Don Germán” realizada por el laboratorio de análisis de suelo y agua de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

Cuadro N° 4: Análisis del suelo empleado en el ensayo rendimiento y calidad de ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.

pH (1:1)	C.E (1:1) dS/m	CaCO3 (%)	M.O. (%)	P (ppm)	K (ppm)	Análisis Mecánico			Clase Textural	CIC	Cationes Cambiables					Suma de Cationes	Suma de Bases	% Sat. De Bases
						Arena	Limo	Arcilla			Ca ⁺²	Mg ⁺²	K ⁺	Na ⁺	AL ⁺³ + H ⁺			
						%	%	%			meq/100g							
7.85	0.47	0.00	0.70	17.0	153	62	22	16	Fr.A.	12.32	9.95	1.83	0.36	0.17	0.00	12.32	12.32	100

A = Arena; A.Fr. = Arena Franca; Fr. A. = Franco Arenoso; Fr. = Franco; Fr.L = Franco Limoso; L = Limoso; Fr.Ar.A = Franco Arcillo Arenoso; Fr. Ar = Franco Arcilloso; Fr. Ar. L. =Franco Arcilloso Limoso; Ar. A. = Arcillo Arenoso; Ar. L = Arcillo Limoso; Ar. = Arcilloso

Fuente: Laboratorio de Análisis de Suelos y Agua de la Universidad Nacional Agraria La Molina. 2015.

Según los resultados el suelo analizado tiene una salinidad media ($CE=0.50$ dS/m) y un valor de pH de 7.85. El contenido de materia orgánica es de 0,70 % y no se detectó presencia de carbonato de calcio. La clase textural del suelo es franco arenoso presentando un 62 % de arena, 22 % de limo y 16 % de arcilla.

3.5. Características del cultivar empleado

El ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitla, cuyo nombre proviene de su tradicional centro de producción (Xalapa, Veracruz, México), es una de los cultivares más picantes de esta especie, la más cultivada en México y consumida de América. En nuestro país se adapta tanto a la costa como a la selva donde hay alta luminosidad, por debajo de los 700 msnm y con temperaturas diurnas que oscilan entre los 24°C y 30°C y nocturnas que oscilan entre los 9°C y 12°C (Adauto *et al.*, 2014). Este cultivar se consume fresco, verde o maduro y alcanza un índice de pungencia de 2500 a 8000 unidades Scoville. Además es altamente productivo y precoz, aunque sus rendimientos en costa no han logrado alcanzar los logrados en la selva central de nuestro país.

3.6. Conducción del cultivo

Los plantines se adquirieron de la empresa Agrogenesis S.A. con una edad aproximada de 45 días antes de ser llevada a campo definitivo. El terreno se preparó de forma mecanizada y consistió en remover y voltear la capa arable del suelo a una profundidad aproximada de 30 cm para finalmente realizar el surcado. El surcado se realizó con un distanciamiento de 1 m entre surco y surco.

Luego de haber realizado las labores de preparación del terreno y de haber surcado se procedió a dar un riego para posteriormente hacer la aplicación de Pendimethalin, un herbicida pre-emergente.

La siembra se realizó el 27 de noviembre del 2014 con el terreno a capacidad de campo y a una densidad de 30 cm entre planta y planta y de 1 m entre surco y surco haciendo un aproximado de 33, 333 plantas/ hectárea. Los plantines trasplantados presentaban una altura promedio de 15 cm, eran sanas y presentaba una buena conformación general. Antes de realizar el trasplante los plantines recibieron una aplicación foliar con

alto contenido de fósforo, para mejorar en enraizamiento se aplicó un enraizador a base de auxinas y zinc y para proteger las raíces de daños por nematodos se aplicó Oxamil.

El cambio de surco se realizó aproximadamente a los 45 días después del trasplante y se aprovechó para hacer la fertilización del cultivo. Luego de aproximadamente una semana de haber realizado el cambio de surco se dio un riego. La dosis de fertilización empleada fue la recomendada en el cultivo de ají jalapeño para condiciones de costa: 240 N – 140 P₂O₅ – 260 K₂O – 60 CaO – 40 MgO.

Las aplicaciones fitosanitarias se realizaron según la incidencia de las plagas y enfermedades, siendo las más frecuentes *Prodidiplosis longifolia*, *Heliiothis virescens* y *Spodoptera eridania*. El control de malezas se realizó de manera manual y con aplicaciones de Paraquat en forma dirigida directamente al surco haciendo uso de bombas mochila de 20 litros de capacidad y campanas para evitar el contacto del herbicida con el cultivo.

3.7. Preparación de la solución de ácido salicílico

La concentración madre de ácido salicílico de 10⁻² M se preparó partiendo de su peso molecular (138,12 g mol⁻¹), luego por regla de tres se obtuvo el resto de las concentraciones (Gutiérrez *et al.*, 1998). El ácido salicílico se disolvió en etanol (5%), luego se enrazó con agua destilada hasta completar 1L de solución y finalmente se agregó Tween-20 (0,5%) como surfactante (Hayat *et al.*, 2012).

3.8. Momentos y modo de aplicación del ácido salicílico

La primera aplicación de ácido salicílico se realizó 2 días después del trasplante y las otras se realizaron con un intervalo de 15 días haciéndose en total 4 aplicaciones durante la ejecución del presente trabajo de investigación.

El ácido salicílico se asperjó al follaje del ají jalapeño durante las primeras horas del día y se procuró que todas las plantas sean bañadas de manera uniforme. Para realizar esta labor se empleó una bomba de aspersión manual de 20 litros.

3.9. Tratamientos evaluados

En base a los estudios realizados por Sánchez-Chávez *et al.*, (2011) sobre ají jalapeño cv. Chichimeca para fines de este ensayo se tomarán las siguientes concentraciones: **0,00mM, 0,10mM, 0,20mM, 0,4mM, 0,80mM y 1,00mM** de ácido salicílico (Cuadro N° 5).

Cuadro N° 5: Concentraciones de ácido salicílico empleados en la ensayo rendimiento y calidad de ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.

Tratamiento	Dosis de AS (mM)
T0 (control)	0,00
T1	0,10
T2	0,20
T3	0,40
T4	0,80
T5	1,00

En el Cuadro N° 6 se presenta las características del área empleado en el presente trabajo de investigación. Cada tratamiento tiene 6 repeticiones dando un total de 36 unidades experimentales. Cada unidad experimental tiene 4 surco distanciados en 1m uno del otro con 5 metros de largo, haciendo un total de 20 m² por parcela, 120 m² por bloque y un área total de 720 m².

Cuadro N° 6: Características del área del ensayo rendimiento y calidad de ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.

Área de las unidades experimentales (u.e)	
Número total de las u.e.	36
Número de surcos por u.e.	4
Largo del surco	5 m
Distancia entre surco y surco	4 m
Área total por u.e.	20 m ²
Área experimental en los bloques	
Número de tratamientos	6
Área total por tratamientos	120 m ²
Área experimental en los bloques	
Número de bloques	6
Ancho de bloque	24 m
Longitud de bloque	5 m
Área total por bloque	120 m ²
ÁREA NETA EXPERIMENTAL	720 m²

3.10. Diseño experimental

El diseño estadístico utilizado en el presente trabajo de investigación fue el de Bloques Completamente al Azar con 6 tratamientos y 6 repeticiones. La distribución de los tratamientos se realizó aleatoriamente en las unidades experimentales de cada bloque. En cada uno de los experimentos se realizó el análisis estadístico correspondiente. El modelo aditivo lineal de cualquier observación es:

$$Y_{ij} = U + \alpha_i + \beta_j + e_{ijs}$$

Dónde:

- Y_{ij} = Resultado de la i-j-ésima observación.
- U = Media general
- α_i = Efecto del tratamiento i
- β_j = Efecto del bloque j
- e_{ij} = Efecto del error experimental
- i = 1, 2, ... 6
- j = 1, 2, 3, 4, 5, 6

El esquema del análisis de varianza que corresponde es el siguiente:

Fuente de Variación	G.L	C.M esperados
Bloques	$r-1=5$	
Tratamientos	$t-1=5$	$\sigma^2 + r\sum T_i^2/(t-1)$
Error	$(r-1)(t-1)=25$	σ^2
Total	$rt-1=35$	

Dónde:

- r = Número de bloques
- t = Número de tratamientos
- T_i = Efecto del tratamiento i

Los datos obtenidos de la evaluación de variables en los diferentes tratamientos fueron sometidos al análisis de variancia (ANVA). Los promedios fueron comparados mediante la prueba de comparación de Duncan con un nivel de significación de 0.05. El *software* empleado para realizar los análisis fue el SAS versión 8 (1999).

3.11. Variables evaluadas

a) Porcentaje de cuajado: para cuantificar esta variable se marcó 10 flores al azar por unidad experimental al momento en el que el cultivo se encontraba en un 50% de floración. Luego de algunos días se contaron las flores que habían logrado cuajar y por operaciones matemáticas simples se obtuvo el porcentaje de cuaja de cada tratamiento.

b) Peso fresco, peso seco y porcentaje de materia seca del tallo + hojas y del fruto:

para cuantificar estos parámetros, al momento de la primera cosecha se tomaron dos plantas de los dos surcos laterales de cada unidad experimental (se procuró que las plantas tomadas representen de la mejor manera a todas las plantas del surco, es decir, no se tomó ni la planta más grande ni tampoco la más pequeña, sino la de tamaño promedio). Estas plantas inmediatamente después de haber sido colectadas se dividieron en tallo + hojas y en fruto y se pesaron en una balanza digital. Luego el tallo + hojas y el fruto se colocaron individualmente en bolsas de papel debidamente identificadas y se llevaron a una estufa que trabaja con una temperatura de 60°C a 70°C.

c) Número de frutos por planta: para cuantificar esta variable se evaluó la tercera y la cuarta cosecha. Se tomó un kilo de cada unidad experimental y se contó el número de frutos, luego se calculó el promedio de frutos por tratamiento, finalmente se procedió a calcular el número de plantas por tratamiento y se dividió el número de frutos entre el número de plantas por tratamiento.

d) Longitud del fruto: para cuantificar este parámetro se evaluó la tercera y la cuarta cosecha. Se tomó al azar 10 frutos de cada unidad experimental y haciendo uso de una vernier se procedió a medir la longitud del fruto y finalmente se procedió a calcular la longitud promedio del fruto por cada unidad experimental.

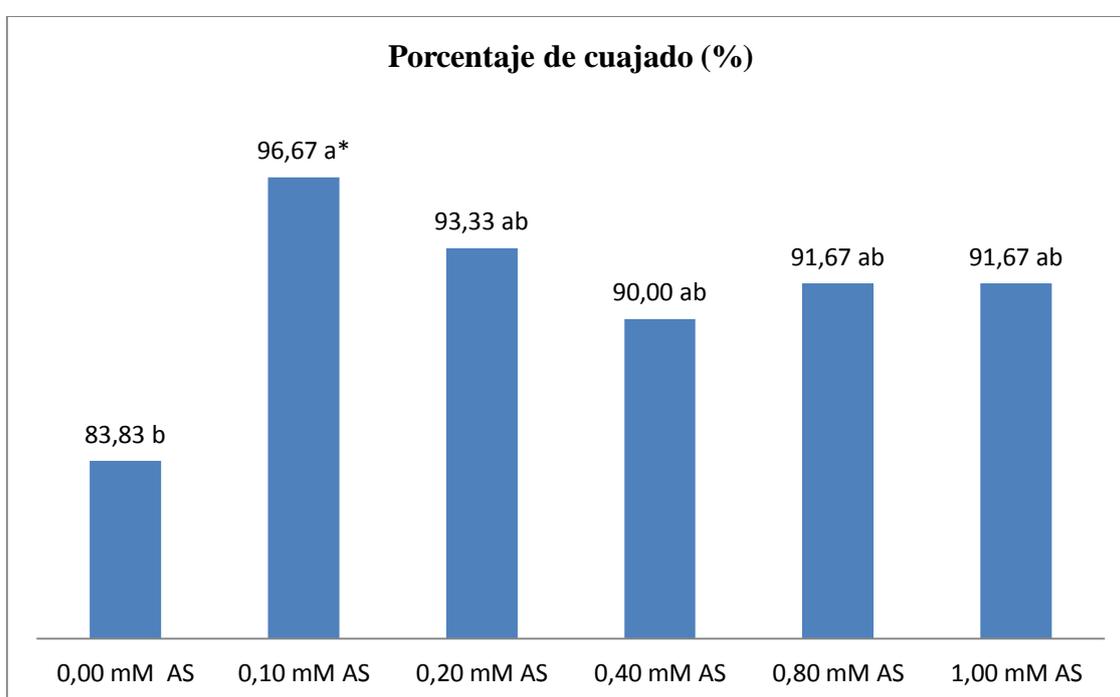
e) Rendimiento: para cuantificar esta variable se cosecharon de manera individual los dos surcos centrales de cada unidad experimental en bolsas plásticas. Estas bolsas fueron llevadas al laboratorio donde fueron pesadas con una balanza digital de la marca “Baltox”. Los rendimientos de cada cosecha se anotaron en un cuaderno de notas y luego al haber finalizado el ensayo se sumaron todas las cosechas de cada tratamiento y por regla de tres se obtuvo el rendimiento por hectárea.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Porcentaje de cuajado: En la Figura N° 5 se presenta los resultados obtenidos en los distintos tratamientos de Ácido Salicílico (AS) sobre el porcentaje de cuajado de frutos. El tratamiento de 0,10 mM de AS alcanzó un 96,67 % de cuajado, mientras que el tratamiento control (0,00 mM de AS) presentó un 83,83 % de cuajado siendo el mínimo valor de todos los tratamientos. Al realizar el análisis estadístico se encontró diferencias significativas entre el tratamiento 0,10 mM y el control; mientras que entre las medias de los otros tratamientos no se observaron diferencias estadísticas significativas según la prueba de Duncan al 5%.

Martin-Mex *et al.* (2010) encontraron que aplicaciones de AS a dosis de 0,0001; 0,01 y 1 μ M incrementaron el número de flores/planta en *Petunia hybrida*. Investigaciones recientes han reportado que bajas concentraciones de AS afectan el proceso de floración en horticultura ornamental (Martín-Mex *et al.*, 2005; Anchondo, 2011) y promueven la floración en naranjo cv. Navelina, bajo condiciones de invernadero (Almaguer *et al.*, 1996; Anchondo, 2011). Estos resultados indican la alta sensibilidad de los tejidos vegetales a la aplicación exógena de AS. Khandaker *et al.* (2011) reportaron el efecto benéfico del AS sobre el contenido de clorofila y otros compuestos bioactivos en plantas de amaranthus (*Amaranthus tricolor*), resultados que concuerda con lo reportado por Wang *et al.* (1995) citado por Villanueva *et al.* (2009) que señalan que compuestos fenólicos como el AS incrementa el contenido de prolina y contenidos de clorofila en las hojas y en ocasiones previene la pérdida de clorofila. El AS fue un compuesto efectivo en incrementar la fotosíntesis en frijol soya y maíz (Khan *et al.*, 2003) y en tomate (Stevens *et al.*, 2006). Pacheco *et al.* (2013) citando a Rivas-San y Plasencia (2011) señalan que el incremento observado en la fotosíntesis en plantas asperjadas con AS puede ser asignado a los cambios metabólicos a nivel de cloroplasto (eficiencia del fotosistema II, actividad de la enzima Rubisco y suministro de ATP y NADPH para el ciclo de reducción del carbono). Hayat y Ahmand (2007) señalan que el AS incrementa los niveles de clorofila y carotenoides en las hojas, también la eficiencia fotosintética y

modifica la actividad de algunas importantes enzimas tal como la Rubisco, mientras que Elwan y El-Hamahmy (2009) señala que hay una interacción entre el AS y la actividad de la invertasa y que el tratamiento con esta hormona promueve las traslocación de azúcares desde las hojas hacia el fruto. El papel de las hojas en el proceso de cuajado es consecuencia de su capacidad para sintetizar y exportar metabolitos al fruto en desarrollo (Agustí, 2008). El aporte de carbohidratos al fruto es de vital importancia para asegurar el cuajado de éste, ya que durante la fase de crecimiento I o exponencial de los frutos, todos sus tejidos aumentan considerablemente su número de células a través del proceso de mitosis la cual demanda una alta cantidad de energía.



* Medias seguidas con letras idénticas son estadísticamente iguales según la prueba de Duncan al 5%.

Figura N° 5: Porcentaje de cuajado de ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.

Aunque el rol de AS en el cuajado de las frutos aún no es evidente esto se puede deber a una mayor cantidad de fotoasimilados traslocados hacia las frutos para promover su cuajado, a lo que se le suma que la aplicación exógena de AS puede incrementar el contenido endógeno de AG bioactivo cambiando el estado hormonal de la planta (Mukherjee y Kumar, 2007; Kim *et al.*, 2009; Pachecho *et al.*, 2013) y promoviendo el cuajado de los frutos. Los tratamientos con AS demostraron un efecto promotor sobre

las hormonas ácidas (IAA y AG₃) y citoquininas endógenas (Zeatina y Zeatina ribósido) (Dawood *et al.*, 2012).

Peso fresco, peso seco y porcentaje de materia seca del tallo + hojas y del fruto: en el Cuadro N° 7 se presentan los resultados obtenidos en los distintos tratamientos de AS sobre el peso fresco, peso seco y porcentaje de materia seca del tallo + hojas y del fruto de ají jalapeño cv. Mitla.

En el peso fresco y seco de la planta entera, así como en el peso fresco y seco del tallo + hojas no se encontraron diferencias significativas en ninguno de los tratamientos, lo cual no coincide con lo reportado por Elwan y El-Hamahmy (2009) quienes reportaron que a bajas concentraciones de AS (10^{-6} M) se incrementó positivamente el peso fresco y seco de las plantas de *Capicum annuum* L. cv. Twingo F1. Pacheco *et al.* (2013) también reportaron que la aplicación de AS resulta en un incremento lineal en la acumulación de biomasa en plantas de marigold (*Calendula officinalis* L.). Por otro lado, en el peso fresco del fruto se observaron diferencias significativas siendo los mejores tratamientos las dosis de 0,80 mM y 1,00 mM de AS en donde ambos alcanzaron un peso promedio de 24,58g/fruto frente al tratamiento con 0,20 mM de AS que presentó el menor peso con 17,92g/fruto. Sin embargo, estos tratamientos fueron estadísticamente similares al grupo control (0,00 mM de AS) que alcanzó un peso promedio de 23,33g/fruto. Los frutos del tratamiento 0,80 mM y 1,00 mM de AS presentaron un mayor peso fresco principalmente porque tuvieron una mayor cantidad de agua, ya que al observar el peso seco del fruto no se encuentra diferencias significativas entre ninguno de los tratamientos, lo que hace suponer que las diferencias halladas en el peso fresco del fruto se debe básicamente al contenido de agua de los frutos del ají jalapeño. Los resultados obtenidos en el peso fresco del fruto se asemejan a los obtenidos por Javaheri *et al.* (2014) quienes reportaron que al tratar plantas de tomate con AS el peso del fruto se vio afectado siendo el grupo control quien presentó frutos con mayor peso, esto se debe principalmente a una relación inversa entre el número de frutos y el tamaño del fruto, es decir, si se incrementó en el número de frutos causó una reducción en el tamaño, peso y diámetro del fruto. Por otro lado, Elwan y El-Hamahmy (2009) reportaron que la aplicación de 10^{-6} M de AS incrementa el peso del fruto de *Capicum annuum* L. cv. Twingo F1, mientras que la aplicación de 10^{-4} no lo hace, lo que indica que la respuesta de la planta a la aplicación exógena de AS está bastante ligada a la dosis que se emplea.

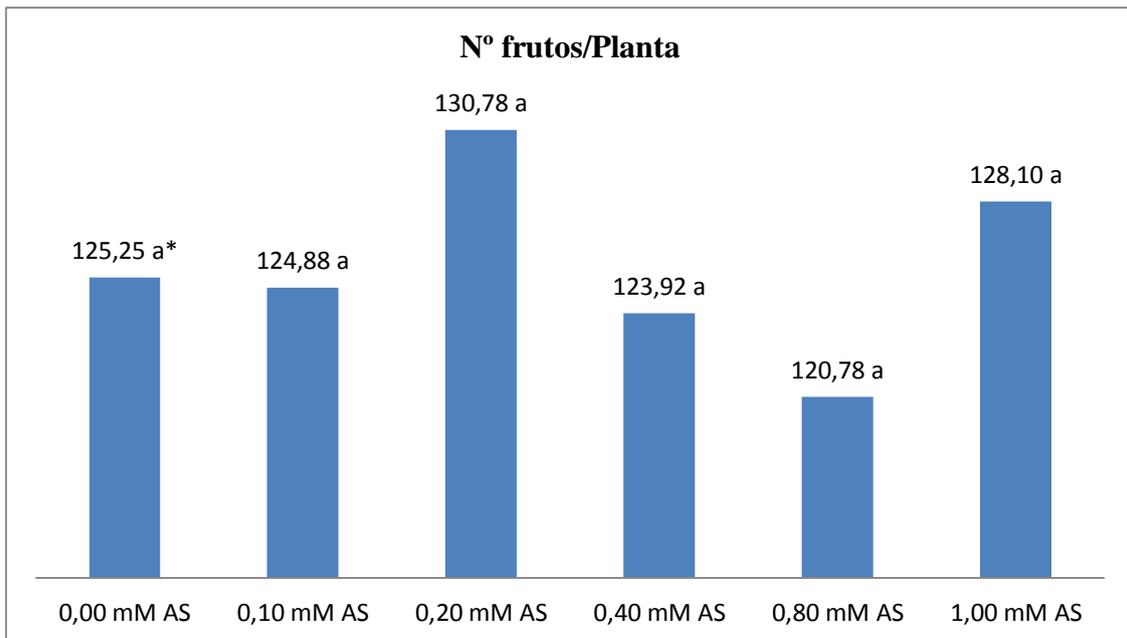
El porcentaje de materia seca del fruto fue estadísticamente similar en todos los tratamientos con un valor promedio de 10%. En el caso del porcentaje de materia seca del tallo + hojas tampoco se observó diferencias significativas entre los tratamientos lo cual indica que el AS aplicado de manera foliar bajo las condiciones en las que se manejó el cultivo no tiene influencia en este parámetro. Estos resultados no concuerdan con lo señalado por Larqué-Saavedra *et al.* (2010) quienes reportaron que el AS (1.0 uM) incrementó el peso fresco y seco del vástago de plántulas de tomate hasta en un 33% en comparación con el control.

Cuadro N° 7: Peso fresco, peso seco y porcentaje de materia seca del tallo + hojas y del fruto en ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.

Dosis de AS	Peso total de un planta entera		Tallo + hojas			Fruto		
	P. fresco (g)	P. seco (g)	P. fresco (g)	P. seco (g)	M. seca (%)	P. fresco prom. (g)	P. seco prom. (g)	M. seca (%)
0,00 mM	65,00 a*	11,03 a	41,67 a	8,78 a	21,49 a	23,33 ab	2,25 a	9,42 a
0,10 mM	66,25 a	10,71 a	43,33 a	8,56 a	19,44 a	22,92 ab	2,15 a	9,29 a
0,20 mM	63,33 a	10,99 a	43,33 a	8,97 a	20,79 a	20,00 b	2,02 a	10,48 a
0,40 mM	59,58 a	10,34 a	39,17 a	8,20 a	21,96 a	20,42 b	2,14 a	10,80 a
0,80 mM	67,08 a	10,92 a	42,50 a	8,40 a	20,00 a	24,58 a	2,53 a	10,10 a
1,00 mM	70,42 a	11,73 a	45,83 a	9,08 a	20,77 a	24,58 a	2,65 a	10,64 a

* Medias seguidas con letras idénticas son estadísticamente iguales según la prueba de Duncan al 5%.

Número de frutos por planta: en el Figura N° 6 se presenta los resultados obtenidos en los distintos tratamientos de AS sobre el número de frutos/planta. El mayor número se presentó en el tratamiento de 0,20 mM de AS alcanzando un promedio de 130,78 frutos/planta y el menor número se presentó en el tratamiento de 0,80 mM de AS con un promedio de 120,78 frutos/planta, mientras que el tratamiento control (0,00 mM de AS) presentó un valor medio (125,25 frutos/planta) entre el mayor y el menor número de frutos/planta. Según la prueba de Duncan al 5% no se observaron diferencias significativas entre las medias de los tratamientos evaluados, lo que indica que bajo las condiciones del presente trabajo de investigación, los resultados de la variable frutos/planta son estadísticamente similares.



* Medias seguidas con letras idénticas son estadísticamente iguales según la prueba de Duncan al 5%.

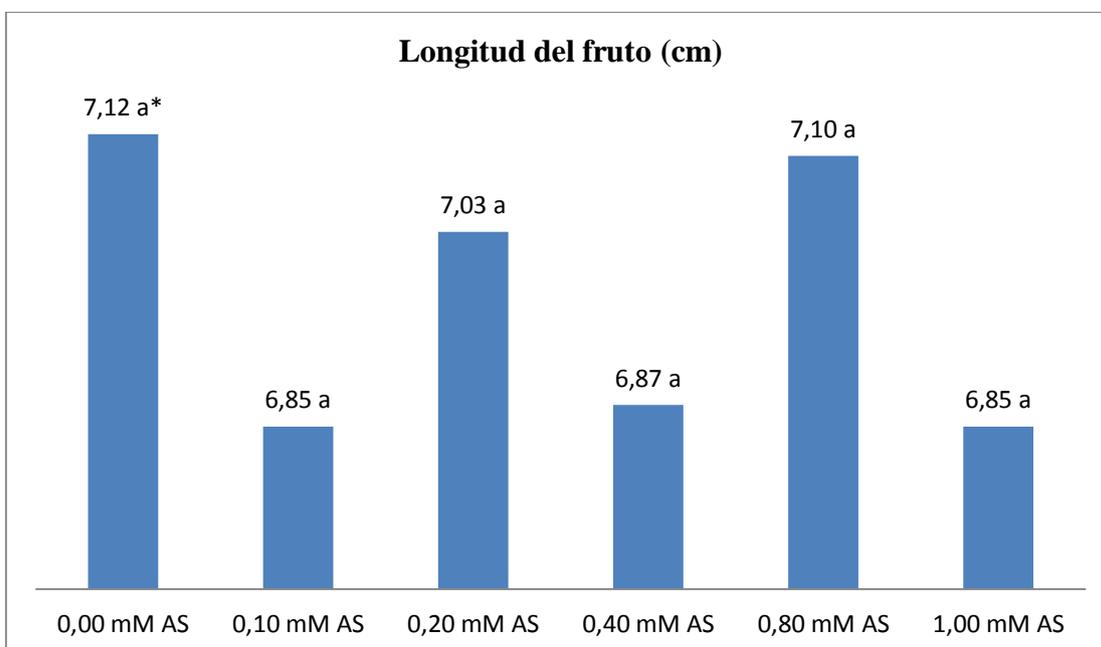
Figura N° 6: Número de frutos/planta de ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.

Los resultados encontrados en este trabajo de investigación no coinciden con los reportados por Anchondo *et al.* (2011) quienes reportaron un incremento en el número de frutos/planta de fresa (*Fragaria ananassa*) cv. Aromosa cuando se le aplicó de manera foliar AS a nivel de micromoles en condiciones de invernadero. Del mismo modo Martin-Mex *et al.* (2012) encontraron efectos significativos de la aplicación foliar a nivel de campo en papaya (*Carica papaya*) reportando un mayor número de frutos/planta en todos los tratamientos con AS comparados con el grupo control. Por otro lado, Elwan y El-Hamahmy (2009) no encontraron diferencias significativas en el número de frutos/planta cuando aplicaron 10^{-4} y 10^{-6} M de AS al follaje de las plantas de *Capsicum annuum* L. cv. Twingo F1 versus el testigo sin aplicación de AS.

Longitud del fruto: en el Figura N° 7 se muestra el efecto de los diferentes tratamientos de AS sobre la longitud del fruto de ají jalapeño y se observa que no existe diferencias significativas entre las medias de los tratamientos evaluados según la prueba de Duncan a un 5 % de confianza.

Los resultados obtenidos no concuerdan con lo reportado por Javaheri *et al.* (2014) quienes indican que el tamaño de los frutos de tomate de las plantas tratadas con AS se

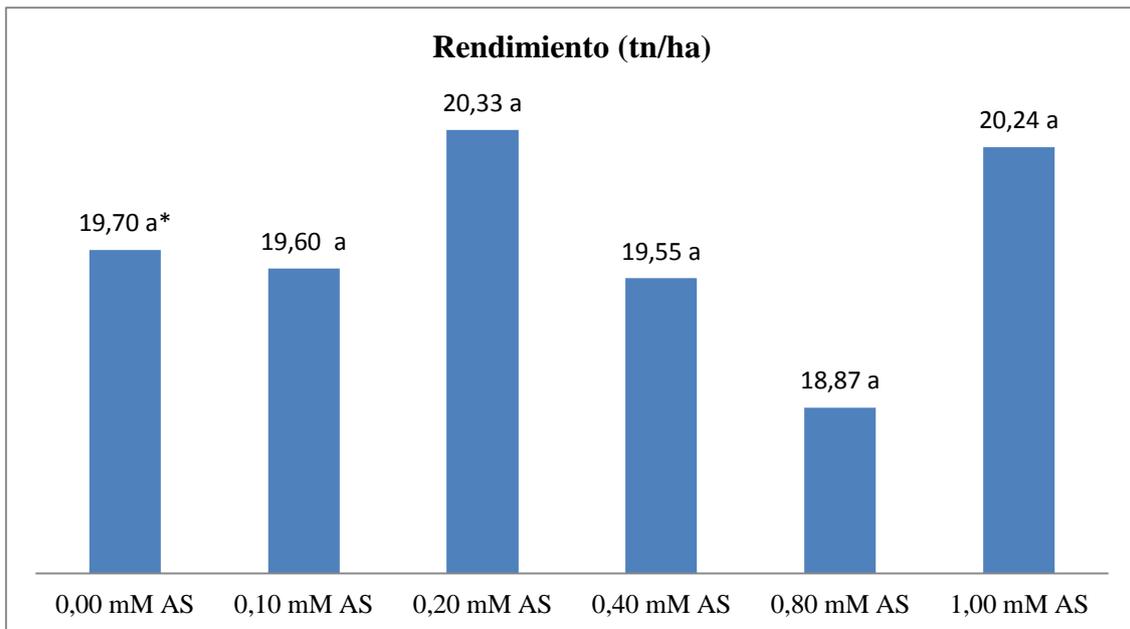
reduce significativamente comparado al grupo control. Los mismos autores señalan que esto se debe básicamente a una relación inversa entre el número de frutos/planta y el tamaño, peso y diámetro del fruto. Todos los tratamientos presentaron frutos de longitud comercial (5,4 – 7,5 cm) según los requisitos generales de la agroindustria.



* Medias seguidas con letras idénticas son estadísticamente iguales según la prueba de Duncan al 5%.

Figura N° 7: Longitud (cm) del fruto de ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitle empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.

Rendimiento: en el Figura N° 8 se presenta los rendimientos obtenidos en cada tratamiento. El menor rendimiento (18,87 tn/ha) se obtuvo en el tratamiento de 0,80 mM de AS y el mayor rendimiento (20,33 tn/ha) se presentó en el tratamiento de 0,02 mM de AS; mientras que el tratamiento control (0,00 mM de AS) alcanzó un rendimiento de 19,70 tn/ha. Según la prueba de Duncan al 5% no se observaron diferencias significativas entre las medias de los tratamientos evaluados, por lo que se deduce que bajo las condiciones del presente trabajo de investigación, los rendimientos son estadísticamente similares entre los tratamientos evaluados.



* Medias seguidas con letras idénticas son estadísticamente iguales según la prueba de Duncan al 5%.

Figura N° 8: Rendimiento (tn/ha) de ají jalapeño (*Capsicum annuum*) cv. Mitla empleando diferentes concentraciones de ácido salicílico. 2015.

Los resultados de la presente investigación no coinciden con los datos obtenidos por Elwan y El-Hamahmy (2009) quienes reportaron un incremento significativo en el rendimiento de *Capsicum annuum* L. cv. Twingo F1 a bajas concentraciones de AS (10^{-6} y 10^{-4} M) tampoco coinciden con los resultados obtenidos por López *et al.* (1998) que a dosis de 10^{-6} molar el AS incrementó el rendimiento agronómico del trigo en un 15,22% con respecto al testigo ni con los resultados obtenidos por Martín-Mex *et al.* (2012) que a nivel de micromoles de AS y en condiciones de campo lograron incrementos significativos en el rendimiento de la papaya (*Carica papaya*). Por otro lado, los resultados obtenidos en el presente ensayo son parecidos a los obtenidos por Javaheri *et al.* (2014) quienes reportaron un incremento en el rendimiento de tomate (*Lycopersicon esculentum*) en las dosis de 10^{-4} , 10^{-6} y 10^{-8} molar, pero estos aumentos no fueron estadísticamente significativos comparados al tratamiento testigo (0,00 M de AS).

La bioproduktividad de las plantas es uno de los principales tópicos de la agricultura y diversos expertos trabajan al respecto (Larqué-Saavedra y Martín-Mex, 2007). En años recientes la aplicación exógena de AS a concentraciones no tóxicas para las plantas han mostrado ser efectivo en regular un número de procesos (Ananieva *et al.*, 2004; Eraslan

et al., 2007; Janda *et al.*, 2007; Xu y Tian, 2008; Elwan y El-Hamahmy, 2009) e incrementar el rendimiento. La ausencia de diferencias estadísticas en el rendimiento posiblemente se deba a que las condiciones en las que se desarrolló el cultivo no permitieron una óptima absorción del AS por el follaje y/o a que el número de aplicaciones fueron insuficientes. En la bibliografía revisada, los estudios del efecto del AS se han hecho básicamente en condiciones controladas (bajo invernadero) por lo que se puede inferir que el factor ambiental podría estar jugando un rol importante en la capacidad del AS en provocar una respuesta favorable en el rendimiento del ají jalapeño, así mismo diversos autores señalan la necesidad de conducir experimentos que ayuden a determinar la dosis, el momento, la forma y el número de aplicaciones.

V. CONCLUSIONES

1. Ninguno de los tratamientos de ácido salicílico aplicados bajo las condiciones señaladas y vía foliar afectaron significativamente el rendimiento y la calidad del fruto del ají jalapeño cv. Mitla.
2. Con la aplicación foliar de ácido salicílico a una dosis de 0,10 mM se logró un 96,67 % de cuajado mientras que con el grupo control (0,00 mM) se alcanzó un 83,33%.
3. El número de frutos/planta del ají jalapeño cv. Mitla no se vio afectado significativamente por la aplicación foliar de ácido salicílico.
4. La aplicación foliar de ácido salicílico no afectó significativamente el peso fresco, el peso seco y el porcentaje de materia seca del ají jalapeño cv. Mitla.

VI. RECOMENDACIONES

1. Ensayar diferentes modos, dosis, momentos y números de aplicaciones de ácido salicílico en el ají jalapeño y otros cultivos.
2. Evaluar el efecto de la aplicación foliar de ácido salicílico usando un adherente comercial para mejorar su fijación y absorción por las hojas.
3. Evaluar el efecto del ácido salicílico sobre la acumulación de capsaicinoides en diferentes especies del género *Capsicum*.
4. Evaluar el efecto de la aplicación pre y postcosecha del ácido salicílico en diferentes cultivos hortícolas en condiciones de campo e invernadero.

VII. BIBLIOGRAFÍA

1. ADAUTO, R.; BORJAS, R.; HUANUQUEÑO, H.; LADERA, Y.; BELLO, S.; JULCA, A. (2014) Cultivo de ají jalapeño (*Capsicum annuum* L.) cv. Mitla en la selva central del Perú. Universidad Nacional Agraria La Molina.
2. AGUSTÍ, M. (2008). Crecimiento y maduración del fruto. En: Azcón-Bieto, J.; Talom, M. (Eds). Fundamentos de fisiología vegetal. Segunda edición. McGraw-Hill. Interamericana de España, S. A. U.
3. AMICK, D., VLOT, A., WILDERMUTH, M., KLESSIG, D. (2011) Salicylic acid biosynthesis and metabolism. American Society of Plant Biologist.
4. ANCHONDO, A., NUÑEZ, A., RUIZ, T., MARTINEZ, J., VERGARA, S., LARQUE-SAAVEDRA, A. (2011) Efecto del ácido salicílico en la bioproductividad de la fresa (*Fragaria ananassa*) cv Aromosa. Ciencias Agrícolas. 2 (2): 293-298.
5. ARORA, R.; GILL, N.; CHAUHAN, G.; RANA, A. (2011). An overview about versatile molecule capsaicin. International Journal of Pharmaceutical Sciences and Drug research. 3 (4): 280-286.
6. ASGHARI, M.; SOLEIMANI, M. (2010). Impact of salicylic acid on post-harvest physiology of horticultural crops. Trends in Food Science and Technology 21: 502-509.
7. AZCÓN-BIETO, J.; TALON, M. (2008) Fundamentos de fisiología vegetal. Segunda edición. McGraw-Hill. Interamericana de España, S. A. U.
8. BAEZ, M.; TIJERINA, C.; SANCHEZ, P.; ACEVES, L.; ESCALANTE, A.; MARTINEZ, A. (2002) Producción de chile jalapeño con fertirriego como función de la tensión de humedad del suelo, nutrición nitrogenada y potásica. Terra Latinoamericana. 20(2): 209-215.
9. BANDURSKA, H. (2013) Salicylic acid: an update on biosynthesis and action in plant response to water deficit and performance under drought. In: Hayat, S.; Ahmad, A.; Nasser, M. (Eds). Salicylic Acid Plant Growth and Development. Springer, Dordrecht, Netherlands.

10. BASURTO, M.; NUÑEZ, A.; PEREZ, R.; HERNANDEZ, A. (2008) Fisiología del estrés ambiental en plantas. Universidad autónoma de Chihuahua.
11. BAYAT, H.; ALIREZA, H.; NEAMATI, H. (2012) Impact of exogenous salicylic acid on growth and ornamental characteristics of calendula (*Calendula officinalis* L.) under salinity stress. Journal of stress physiology and biochemistry 8 (1):258-267.
12. BOSLAND, P.; VOTAVA, E. (2012) Peppers, vegetables and spice capsicums. Segunda edición. CABI.
13. BOSLAND, P.; WALKER, S. (2014) Growing Chiles in New Mexico. College of Agricultural, Consumer and Environmental Sciences. Guide H-230.
14. CAMARENA, G.; DE LA TORRE, R. (2007) Resistencia sistémica adquirida en plantas: estado actual. Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente 13 (2): 157-162.
15. CHATUVERDI, R.; JYOTI, S. (2007) Salicylic acid in plant disease resistance. In: Hayat, S.; Ahmad, A. (Eds). Salicylic Acid, A Plant Hormone. Springer, Dordrecht, Netherlands.
16. DAWOOD, M.; SADAK, M.; HOZAYEN, M. (2012) Physiological of salicylic acid in improving performance, yield and some biochemical aspects of sunflower plant grown under newly reclaimed sandy soil. Australian Journal of basic and applied sciences 6(4): 82-89.
17. ELWAN, M.; EI-HAMAHMY, M. (2009) Improved productivity and quality associated with salicylic acid application in greenhouse pepper. Scientia Horticulture 122: 521-526.
18. FU, Q.S.; ZHAO, B.; WANG, Y.J.; REN, S.; GUO, Y.D. (2010) Stomatal development and associated photosynthetic performance of *Capsicum* in response to differential light availabilities. *Photosynthetica*. 48:189-198.
19. GONZALES, T., LOPEZ, Y., ISORA, F. (S/F). Efecto del ácido acetil salicílico sobre la germinación y el crecimiento de la plántula de arroz (*Oryza sativa* L.). Departamento de agrofisiología. Instituto de investigación del arroz. La Habana-Cuba.
20. GURUNG, T.; TECHAWONGSTIEN, S.; SURIHARN, B.; TECHAWONGSTIEN, S. (2011) Impact of environments on the accumulation of capsaicinoids in *Capsicum* spp. HortScience 46 (12): 1576-1581.

21. GUZMAN, A., BORGES, L., PINZON, L., RUIZ, E., ZUÑIGA, J. (2012) Efecto del ácido salicílico y la nutrición mineral sobre la calidad de plántulas de chile Habanero. *Agronomía Mesoamericana* 23 (2):247-257.
22. HARA, M.; FURUKAWA, J.; SATO, A.; MIZOGUCHI, T.; MIURA, K. (2012) Abiotic stress and role of salicylic acid in plants. In: Ahmad, P.; Prasad, M. (Eds.) *Abiotic stress responses in plants, metabolism, productivity and sustainability*. Springer. Dordrecht, Netherlands.
23. HAYAT, Q.; HAYAT, S.; ALYEMENI, M.; AHMAD, A. (2012) Salicylic acid mediated changes in growth, photosynthesis, nitrogen metabolism and antioxidant defense system in *Cicer arietinum* L. *Plant Soil Environ.* 58 (9): 417-423.
24. HAYAT, S.; ALI, B.; AHMAD, A. (2007) Salicylic acid: Biosynthesis, metabolism and physiological role in plants. In: Hayat, S.; Ahmad, A. (Eds). *Salicylic Acid, A Plant Hormone*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
25. HE, C.; WOLYN, D. (2005) Potential role for salicylic acid in induced resistance of asparagus roots to *Fusarium oxysporum* f.sp. asparagi. *Plant Pathology* 54: 227-232.
26. HOLUIGUE, L.; SALINAS, P.; BLANCO, F.; GARRETON, V. (2007) Salicylic acid and reactive oxygen species in the activation of stress defense genes. In: Hayat, S.; Ahmad, A. (Eds). *Salicylic Acid, A Plant Hormone*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
27. HUANG, R.; XIA, R.; LU, Y.; HU, L.; XU, Y. (2008) Effect of pre-harvest salicylic acid spray treatment on post-harvest antioxidant in the pulp and peel of 'Cara cara' navel orange (*Citrus sinensis* L. osbeck). *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 88:229-236.
28. JANDA, T.; HORVATH, G.; SZALAI, G.; PALDI, E. (2007) Role of salicylic acid in the induction of abiotic stress tolerance. In: Hayat, S.; Ahmad, A. (Eds). *Salicylic Acid, A Plant Hormone*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
29. JAVAHERI, M.; DADAR, A.; BABAEIAN, M. (2014) Effect of salicylic acid spray in seedling stage on yield and yield components of tomato. *Journal of applied science and agriculture*. 9 (3): 924-928.
30. JONES, T.; BESSIN, R.; STRANG, J.; ROWELL, B.; SPALDING, D. (2000) *Kentucky pepper integrated crop management*. Cooperative extension service. University of Kentucky. College of agriculture.

31. KADIOGLU, A.; SARUHAN, N.; SAGLAM, A.; TERZI, R.; ACET, T. (2011) Exogenous salicylic acid alleviates effects of long term drought stress and delays leaf rolling by inducing antioxidant system. *Plant Growth Regulation*.64:27-37.
32. KAWANO, T.; HIRAMATSU, T.; BOUTEAU, F. (2013) Signaling role of salicylic acid in abiotic stress responses in plants. In: Hayat, S.; Ahmad, A.; Nasser, M. (Eds). *Salicylic Acid Plant Growth and Development*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
33. KHAN, W.; PRITHIVIRAJ, B.; SMITH, D. L. (2003) Photosynthetic responses of corn and soybean to foliar application of salicylates. *J. Plant Physiol*. 160: 485-492.
34. KHANDAKER, L.; MASUM, A.; OBA, S. (2011) Foliar application of salicylic acid improved the growth, yield and leaf's bioactive compounds in red amaranth (*Amaranthus tricolor* L.). *Vegetable crops research bulletin* 24 (74): 77-86.
35. KIRBY, E.A. and V. ROMHELD. (2007). Micronutrients in plant physiology: function, uptake and mobility. *Proceedings* 543, The International Fertilizer Society, United Kingdom.
36. KRASAVINA, M. (2007) Effect of salicylic acid on solute transport in plants. In: Hayat, S.; Ahmad, A. (Eds). *Salicylic Acid, A Plant Hormone*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
37. KRASAVINA, M., BURMISTROVA, N. (2013) Impact of salicylic acid on the transport and distribution of sugar in plants. In: Hayat, S.; Ahmad, A.; Nasser, M. (Eds)., *Salicylic Acid Plant Growth and Development*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
38. LARCHER, W. (1995) *Physiological plant ecology*.Berlin, Heidelberg. Springer-Verlang: 506.
39. LARQUE-SAAVEDRA, A.; MARTIN-MEX, R. (2007) Effects of salicylic acid on the bioproductivity of plants. In: Hayat, S.; Ahmad, A. (Eds). *Salicylic Acid, A Plant Hormone*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
40. LARQUE-SAAVEDRA, A.; MARTIN-MEX, R.; NEXTICAPAN, A.; VERGARA, S.; GUTIERREZ, M. (2010). Efecto del ácido salicílico en el crecimiento de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 16(3):183-187.

41. LATIMER, J. G. (1992). Drought, paclobutrazol, abscisic acid, and gibberellic acid as alternatives to daminozide in tomato transplant production. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 117: 243-247.
42. LOPEZ, H. (2010) Desarrollo y evaluación de chile jalapeño (*Capsicum annuum*) en Salmuera y su diseño de planta. Zamorano, Honduras.
43. LOPEZ, R.; CAMACHO, V.; GUTIERREZ, M. (1998) Aplicación de ácido salicílico para incrementar el rendimiento agronómico en tres variedades de trigo. *Terra* vol. 16 Núm. 1:43-47.
44. LOWNDS, N.; BANARAS, M.; BOSLAND, P. (1993) Relationship between postharvest water loss and physical properties of pepper fruit (*Capsicum annuum* L.). *HortScience*. 28: 1182-1184.
45. LOWNDS, N.; BANARAS, M.; BOSLAND, P. (1994) Postharvest water loss and storage quality of nine pepper *Capsicum* cultivars. *HortScience*. 29: 191-193.
46. MADRIZ, K. (2002) Mecanismos de defensa en las interacciones planta-patógeno. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)* 63: 22-32.
47. MAKSIMOV, I.; YARULLINA, L. (2007) Salicylic acid and local resistance to pathogens. In: Hayat, S.; Ahmad, A. (Eds). *Salicylic Acid, A Plant Hormone*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
48. MARTIN-MEX, R.; NEXTICAPAN, A.; LARQUE-SAAVEDRA, A. (2013) Potential benefits of salicylic acid in food production. In: Hayat, S.; Ahmad, A.; Nasser, M. (Eds). *Salicylic Acid Plant Growth and Development*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
49. MARTIN-MEX, R.; NEXTICAPAN, A.; HERRERA, R.; VERGARA, S.; LARQUE-SAAVEDRA, A. (2012) Efecto positivo de aplicaciones de ácido salicílico en la productividad de papaya (*Carica papaya*). *Revista Mexicana de Ciencia Agrícolas*. 3(8): 1637-1643.
50. MARTIN-MEX, R.; VERGARA, S.; NEXTICAPAN, A.; LARQUE-SAAVEDRA, A. (2010) Bajas concentraciones de ácido salicílico incrementa el número de flores en *Petunia hybrida*. *Agrociencia* 44:773-778.
51. NICKELL, L. (1994) *Plant growth regulators in agriculture and horticulture*. American Chemical Society: Washington, DC.
52. NUEZ, F. (1996). *El cultivo de pimientos, chiles y ajíes*. Edt. Mundi-Prensa. España. 535 pp.

53. PACHECO, A.; DA SILVA, C.; DA SILVA, E.; CABRAL, C. (2013) Salicylic acid-induced changes to growth, flowering and flavonoids production in marigold plants. *Journal of Medicinal Plant Research*. 7 (42): 3158-3163.
54. PAL, M., SZALAI, G., KOVACS, V., GONDOR, K., JANDA, T. (2013) Salicylic acid-mediated abiotic stress tolerance. In: Hayat, S.; Ahmad, A.; Nasser, M. (Eds). *Salicylic Acid Plant Growth and Development*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
55. PPHIMCHAN, P.; TECHAWONGSTIEN, S.; CHANTHAI, S., BOSLAND. (2012) Impact of drought stress on the accumulation of capsaicinoids in capsicum cultivars with different initial capsaicinoid levels. *HortScience* 47 (9): 1204-1209.
56. POPOVA, L. (2013) Recent advances and future prospects on practical use of salicylic acid. In: Hayat, S.; Ahmad, A.; Nasser, M. (Eds). *Salicylic Acid Plant Growth and Development*. Springer, Dordrecht, Netherlands.
57. PUERTOS, B.; SAID, E. (2011). Evaluación de diferentes dosis de fertilizantes compuestos (N, P, K) en el cultivo de chile jalapeño J-7 (*Capsicum annum* L.) en la región de Amatlán de los Reyes, Ver. Universidad Veracruzana.
58. RAM, M.; PAL, V.; KUMAR, M.; KUMAR, M. (2012) Response of different spacing and salicylic acid levels on growth and flowering of gladiolus (*Gladiolus grandiflora* L.). *HortFlora Resear Spectrum* 1 (3): 270-273.
59. RANGEL, G.; CASTRO, E.; BELTRAN, E.; REYES, H.; GARCIA, E. (2010) El ácido salicílico y su participación en la resistencia a patógenos en plantas. *Revista de la DES Ciencias Biológico Agropecuarias, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo* 12 (2): 90-95.
60. RASKIN, I. (1992). Role of salicylic acid in plants. *Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 43: 439-463.
61. RASKIN, I. (1992). Salicylate, a new plant hormone. *Plant Physiol.* 99: 799-803.
62. RASKIN, I.; SKUBATZ, H.; TANG, W.; and MEEUSE, B. (1990). Salicylic acid levels in thermogenic and nonthermogenic plants. *Ann. Bot.* 66: 376-383.
63. RASKIN, I; TURMER, I.; and MELANDER, W. (1989). Regulation of heat production in the inflorescences of an Arum lily by endogenous salicylic acid. *Proc. Natl. Sci. USA.* 86:2214-2218.

64. REYES, M.; GONZALES, E.; VAZQUEZ, E. (2011) Chemical and pharmacological aspects of capsaicin. *Molecules*. 16: 1253-1270.
65. RIVAS, M.; PLASENCIA, J. (2011) Salicylic acid beyond defence: its role in plant growth and development. *Journal of Experimental Botany*: 1-18.
66. RUSSO, V. M. (2012). Peppers: botany, production and uses. CABI.
67. SAEEDI, S.; GAILLOCHET, J.; BONMORT, J.; ROBLIN, G. (1984). Effect of salicylic and acetyl salicylic acids on the scotonastic and photonastic leaflet movements of *Cassia fasciculata*. *Plant Physiol*. 76: 851-853.
68. SANDOVAL-YEPIZ, M. R. (2004). Reguladores de crecimiento XXIII: Efecto del ácido salicílico en la biomasa de cempazúchitl (*Tagetes erecta*). Tesis de Licenciatura. Instituto tecnológico Agropecuario, Conkal, Yucatán, México.
69. SANCHEZ, G. A. (2006). Manejo integrado de plagas en el Perú. Universidad Nacional Agraria La Molina.
70. SANCHEZ, E., BARRERA, R., MUÑOZ, E., LEOPOLDINA, D., ANCHONDO, A. (2011) Efecto del ácido salicílico sobre biomasa, actividad fotosintética, contenido nutricional y productividad del chile Jalapeño. *Chapingo Serie Horticultura* 17 (especial 1): 63-68.
71. SAXENA, P. K.; RASHID, A. (1980). Differentiation of budcells on the protonema of the moss *Anoectanquium fhomsonii*. Effect of aspirin and salicylic acid. *Z. Pflanzenphysiology* 99: 187-189.
72. SHARMA, P. (2014). Salicylic acid: A novel plant growth regulator role in physiological and abiotic stresses under changing environments. In: Tuteja, N.; Sarvajeet, G. (Eds). *Climate change and plant abiotic stress tolerance*. Wiley-VCH Verlag GmbH and Co. KGaA.
73. SINGH, D.; MOORE, C.; GILLILAND, A.; CARR, J. (2004) Activation of multiple antiviral defense mechanisms by salicylic acid. *Mol. Plant Pathol*. 5:57-63.
74. STELLA, A. (2001) Moléculas activadoras de la inducción de resistencia, incorporadas en programas de agricultura sostenible. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)* 61: 4-11.
75. STEVENS, J.; SENARATNA, T.; SIVASITHAMPARAM, K. (2006) Salicylic acid induces salinity tolerance in tomato (*Lycopersicon esculentum*) cv. Roma: associated changes in gas Exchange, water relations and membrane stabilization. *Plant Growth Regul*. 49: 77-83.

76. SUPAPVANICH, S.; PROMYOU, S. (2013) Efficiency of salicylic acid application on postharvest perishable crops. In: Hayat, S.; Ahmad, A.; Nasser, M. (Eds). Salicylic Acid Plant Growth and Development. Springer, Dordrecht, Netherlands.
77. TOIVONEN, P. (2003) Postharvest treatments to control oxidative stress in fruits and vegetables. In: Hodges, D (Ed.). Postharvest oxidative stress in horticultural crops. Food Product Press, Binghamton, NY.
78. TOUNEKTI, T.; HERNANDEZ, I.; MUNNE, S. (2013) Salicylic acid biosynthesis and role in modulating terpenoid and flavonoid metabolism in plant responses to abiotic stress. In: Hayat, S.; Ahmad, A.; Nasser, M. (Eds). Salicylic Acid Plant Growth and Development. Springer, Dordrecht, Netherlands.
79. VAN LOON, L.C. (1997). Induced resistance in plants and the role of pathogenesis related proteins. European Journal of Plant Pathology. 103: 753-765
80. VAZQUEZ, F.; MIRANDA, M.; MONFORTE, M.; GUTIERREZ; G.; VELAZQUEZ, C.; NIETO, Y. (2007) La biosíntesis de capsaicinoides, el principio picante del chile. Rev. Fitotec. Mex. Vol. 30 (4): 353-360.
81. VILLANUEVA, E.; ALCANTARA, G.; SANCHEZ, P.; SORIA, M.; LARQUE-SAAVEDRA, A. (2009) Efecto del ácido salicílico y dimetilsulfóxido en la floración de (*Chrysanthemum morifolium* (Ramat) Kitamura) en Yucatan Revista Chapingo Serie Horticultura 15 (2): 25-31.
82. VLOT, A.; AMICK, D.; KLESSIG, D. (2009) Salicylic acid, a multifaceted hormone to combat disease. Revi. Phytopathol. 47: 177-206.
83. WALKER, S. J. (2009) Red Chile and Paprika Production in New Mexico. College of Agricultural, Consumer and Environmental Sciences. Guide H-257.
84. YUAN, S.; LIN, H. (2008) Role of salicylic acid in plant abiotic stress. Zeitschrift fur Naturforschung C. 63: 313-320.
85. YUSUF, M., HAYAT, S., NASSER, M., FARIDUDDIN, Q., AHMAD, A. (2013) Salicylic acid: physiological roles in plants. In: Hayat, S.; Ahmad, A.; Nasser, M. (Eds). Salicylic Acid Plant Growth and Development. Springer, Dordrecht, Netherlands.
86. ZARATE, P. K. (2012). Efecto de la densidad de siembra en la producción y calidad en ají escabeche (*Capsicum baccatum* L.) var pendulum (willd) Eshbaugh) en el valle de Casma. Universidad Nacional Agraria La Molina.

87. ZWEDIE, Y.; BOSLAND, P. (2000) Pungency of chile (*Capsicum annuum* L.) fruit is affected by node position. HortScience 35:1174.

ANEXO 1: CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES DE AJÍ JALAPEÑO
(*Capsicum annuum*) cv. Mitla EN EL INSTITUTO REGIONAL DE
DESARROLLO (IRD) - CAÑETE. NOVIEMBRE 2014 – MARZO 2015.

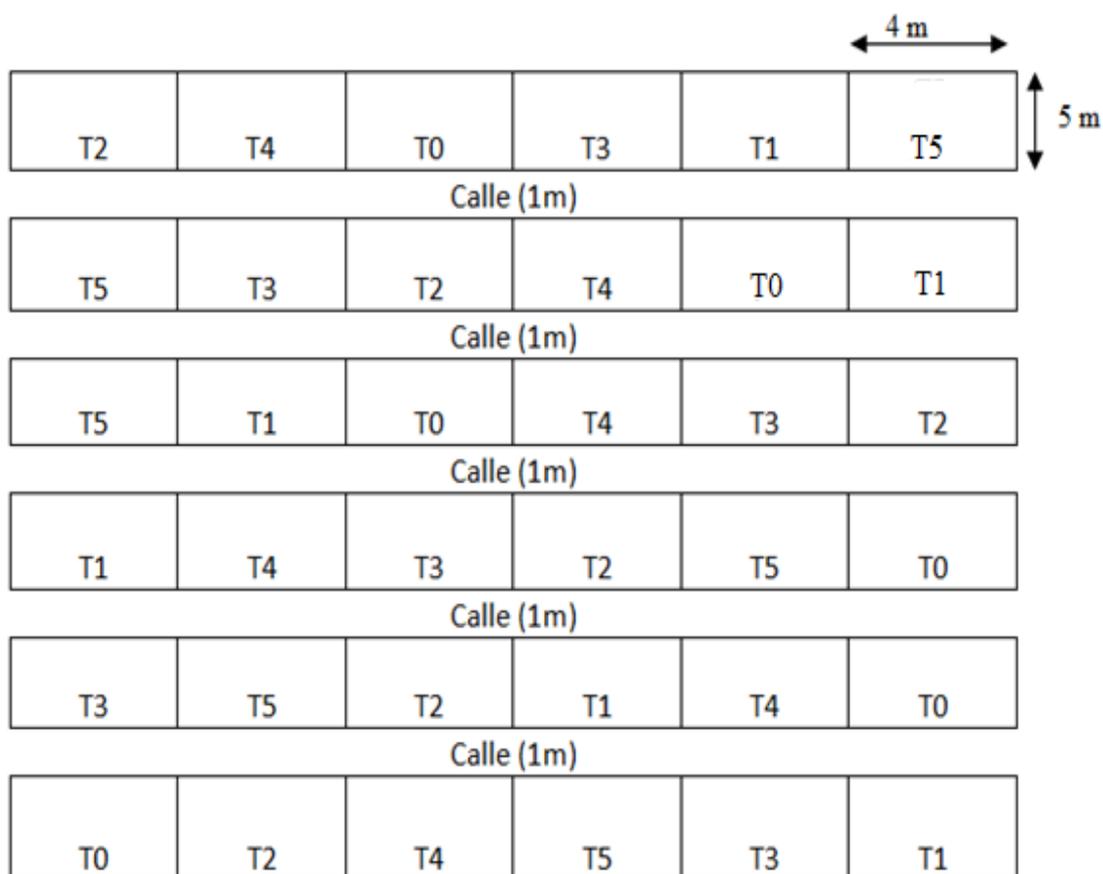
FECHA	DDT	LABORES	OBSERVACIONES
13/11/2014	-14	Riego de machaco	
21/11/2014	-6	Arado	
21/11/2014	-6	Gradeo	
22/11/2014	-5	Surcado	
24/11/2014	-3	Riego de enseño	
26/11/2014	-1	Aplicación de herbicida	DK-PROL
26/11/2014	-1	Desinfección de plantines	Powergizer, Benomilo, Vydate y Root – Hor
26/11/2014	-1	Marcado de parcelas	
27/11/2014	0	Riego ligero	
27/11/2014	0	Trasplante	Plantines de ají jalapeño cv. Mitla
29/11/2014	2	1ª aplicación de ácido salicílico	
01/12/2014	4	Riego	
03/12/2014	6	Aplicación sanitaria	Cipermex, Confidor, Triple A
07/12/2014	10	Deshierbo	
08/12/2014	11	Riego	
10/12/2014	13	Aplicación sanitaria	Skyrla, Condidor, Triple A
13/12/2014	15	2ª aplicación de ácido salicílico	
17/12/2014	20	Riego	
19/12/2014	22	Aplicación sanitaria y de fertilizante foliar	Movento, Promet Ca, Fetrilon Combi 1, Triple A
26/12/2014	29	Riego	
28/12/2014	30	3ª aplicación de ácido salicílico	
29/12/2014	31	Deshierbo	
02/01/2015	35	Aplicación sanitaria	Confidor, Mancozeb, Triple A
09/01/2015	42	Riego	
12/01/2015	45	4ª aplicación de ácido salicílico	
13/01/2015	46	Abonamiento	Urea, Nitrato de potasio, Superfosfato de calcio, Sulfato de magnesio.
13/01/2015	46	Aporque	

17/01/2015	50	Aplicación sanitaria	Regent, CiperMex, Triple A
23/01/2015	56	Riego	
26/01/2015	59	Aplicación de herbicida	Gramoxone
30/01/2015	63	1ª cosecha	
02/02/2015	66	Aplicación sanitaria	Movento, Skyrla, Amistar, Triple A
06/02/2015	70	Riego	
12/02/2015	76	2ª cosecha	
17/02/2015	81	Aplicación sanitaria	Confidor, Skyrla, Triple A
20/02/2015	84	Riego	
23/02/2015	87	Deshierbo	
25/02/2015	89	3ª cosecha	
28/02/2015	92	Aplicación sanitaria	Movento, CiperMex, Triple A
03/03/2015	95	Riego	
05/03/2015	97	4ª cosecha	
12/03/2015	104	Aplicación sanitaria	Regent, CiperMex, Triple A
18/03/2015	110	Riego	
20/03/2015	112	5ª cosecha/Fin de investigación	

ANEXO 2: ESPECIFICACIONES DE CALIDAD DE AJÍ JALAPEÑO CV. MITLA. AGROMANTARO, 2015.

CLASIFICACIÓN	CARACTERÍSTICAS
CATEGORÍA I	<p>La longitud del jalapeño en campo es de 54 - 75 mm., sin considerar el pedúnculo.</p> <p>El calibre del jalapeño debe ser entre 22 – 28 mm.</p> <p>Los jalapeños deben presentar un color verde, de sabor picante y olor característico, de consistencia firme, texturas lisas y brillantes.</p> <p>El nivel de estrías, fisuras y deformidad debe ser comparado en el álbum de defectos de jalapeño.</p> <p>No se admiten frutos golpeados, rotos, deshidratados o atacados por insectos.</p>
DESCARTE	Frutos que no califiquen en las categorías anteriores.

ANEXO 3: CROQUIS DEL TERRENO DEL ENSAYO RENDIMIENTO Y CALIDAD DE AJÍ JALAPEÑO (*Capsicum annuum*) cv. MITLA EMPLEANDO DIFERENTES CONCENTRACIONES DE ÁCIDO SALICÍLICO. 2015.



ANEXO 4: ANÁLISIS DE VARIANCIA DE LAS EVALUACIONES EXPERIMENTALES

PORCENTAJE DE CUAJADO

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	588,889	117,778	1,66	0,182	n.s
BLOQ	5	188,889	37,776	0,53	0,751	n.s
ERROR	25	1777,778	71,111			
TOTAL	35	2555,556				

R² = 0,304 CV = 9,255

PESO FRESCO TOTAL DE LA PLANTA

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	401,389	80,278	0,60	0,70	n.s
BLOQ	5	636,806	127,361	0,38	0,86	n.s
ERROR	25	5271,528	210,861			
TOTAL	35	6309,722				

R²= 0,165 CV= 22,245

PESO SECO TOTAL DE LA PLANTA

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	6,260	1,252	0,15	0,97	n.s
BLOQ	5	19,413	3,883	0,47	0,79	n.s
ERROR	25	208,316	8,333			
TOTAL	35	233,989				

R²= 0,110 CV= 26,354

PESO FRESCO DEL TALLO + HOJAS

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	145,139	29,028	0,16	0,974	n.s
BLOQ	5	553,472	110,694	0,63	0,682	n.s
ERROR	25	4425,694	177,028			
TOTAL	35	5124,306				

R²= 0,136 CV= 31,204

PESO SECO DEL TALLO + HOJAS

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	3,456	0,691	0,11	0,988	n.s
BLOQ	5	17,243	3,449	0,56	0,732	n.s
ERROR	25	155,066	6,203			
TOTAL	35	175,765				

R²= 0,494 CV=14,847

PORCENTAJE DE MATERIA SECA DE TALLO + HOJA

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	5,147	5,147	0,68	0,643	n.s
BLOQ	5	23,089	23,089	3,04	0,027	*
ERROR	25	189,654	7,586			
TOTAL	35	330,833				

$R^2 = 0,426$ $CV = 13,278$

PESO FRESCO DEL FRUTO

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	120,139	24,028	3,02	0,028	*
BLOQ	5	18,056	3,611	0,45	0,806	n.s
ERROR	25	198,611	7,944			
TOTAL	35	336,806				

$R^2 = 0,410$ $CV = 12,450$

PESO SECO DEL FRUTO

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	1,820	0,364	0,41	0,836	n.s
BLOQ	5	2,614	0,523	0,59	0,707	n.s
ERROR	25	22,115	0,885			
TOTAL	35	26,548				

$R^2 = 0,167$ $CV = 41,091$

PORCENTAJE DE MATERIA SECA DEL FRUTO

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	12,252	2,450	0,16	0,975	n.s
BLOQ	5	69,162	13,832	0,89	0,504	n.s
ERROR	25	389,857	15,594			
TOTAL	35	471,271				

$R^2 = 0,173$ $CV = 39,012$

NUMERO DE FRUTOS POR PLANTA

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	2,201	0,440	1,48	0,019	*
BLOQ	5	4,951	0,990	3,33	0,231	n.s
ERROR	25	7,424	0,297			
TOTAL	35	14,576				

R²= 0,491 CV= 1,538

LONGITUD DEL FRUTO

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	0,491	0,098	0,67	0,646	n.s
BLOQ	5	0,385	0,077	0,53	0,753	n.s
ERROR	25	3,640	0,146			
TOTAL	35	4,516				

R²= 0,194 CV=5,516

RENDIMIENTO TOTAL

F.V	G.L	SC	CM	Fcal	P	Sig
TRAT	5	8,461	1,692	0,77	0,58	n.s
BLOQ	5	28,307	5,661	0,23	0,95	n.s
ERROR	25	182,840	7,314			
TOTAL	35	219,609				

R²= 0,167 CV= 13,718

n.s: No significativo

*: Significativo al 5%