UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

Departamento Académico de Ciencias Agrarias

"EFECTO DE TRES BIOESTIMULANTES ORGÁNICOS, EN EL RENDIMIENTO DEL CULTIVO DE COCONA (*Solanum sessiliflorum* Dunal) EN TINGO MARÍA"

TESIS

Para optar el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

Kelin Ricardo Nación Olivas

Tingo María – Perú

2016

DEDICATORIA

A Dios, porque siempre está conmigo, y me da aliento en momentos de dificultad.

A mi padre Ricardo Nación Inga que es el motivo de mi vida, y a mi madre Ana María Olivas Hilario (Q.E.P.D.), porque desde el cielo, aún sigue velando por mí.

A mis hermanos, Maribel, Rush, y María; y mi sobrina Ashley, por todo el apoyo que me dan.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional Agraria de la Selva, en especial a la Facultad de Agronomía que contribuyó en mi formación profesional.

A la Ing. Luz Elita Balcázar Terrones, mi asesora, por su valiosa colaboración y supervisión en el desarrollo de la presente Tesis.

A los miembros del Jurado de Tesis, Ing. Jaime J. Chávez Matías, Ing. Manuel Viera Huiman e Ing. M. Sc. Fernando Gonzales Huiman, por su activa participación en el presente trabajo.

A mi amigo Percy Cabrera Meza, por brindarme su ayuda en la ejecución de la presente Tesis.

A Nelly Cárdenas Charry, por ofrecerme su comprensión, cariño incondicional y su compañía en momentos de soledad.

ÍNDICE GENERAL

Pág.

I. INTRODUCCIÓN 10

II. REVISIÓN DE LITERATURA 12

2.1. Generalidades del cultivo de cocona 12

2.2. Periodo vegetativo 12

2.3. Producción y cosecha 13

2.4. Rendimiento del cultivo de cocona en Tingo María 14

2.5. Bioestimulantes 14

2.5.1. Diferencia entre bioestimulante y fitohormona 15

2.5.2. Reguladores del crecimiento 15

2.5.3. Efecto de las hormonas sobre la actividad genética 16

2.5.4. Punto de actividad hormonal 16

2.5.5. Las auxinas 18

2.5.6. Giberelinas 20

2.5.7. Citoquininas 20

2.5.8. Propiedades y actividades de las algas marinas 21

2.6. Generalidades de los bioestimulante usados 22

2.6.1. Revite® 22

2.6.2. Orgabiol® 24

2.6.3. Agrispon® 25

2.7. Trabajos realizados con hormonas 28

2.8. Características del ecotipo SRN9 29

III. MATERIALES Y MÉTODOS 30
3.1. Campo experimental 30
3.1.1. Ubicación 30
3.1.2. Análisis de suelo 30
3.1.3. Condiciones climáticas 31
3.2. Componentes en estudio 32
3.3. Diseño experimental 33
3.3.1. Modelo aditivo lineal 33
3.3.2. Tratamientos en estudio 34
3.4. Características del campo experimental 34
3.5. Ejecución del experimento 36
3.6. Características a registrar 39
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 42
V. CONCLUSIONES 79
VI. RECOMENDACIONES 80
VII. RESUMEN 81
VIII. BIBLIOGRAFÍA 83
IX. ANEXO 90

ÍNDICE DE CUADROS

Pág.

1. Rendimiento de seis ecotipos de cocona en Tulumayo 14
2. Recomendaciones de uso del bioestimulante Revite® 23
3. Recomendaciones de uso del bioestimulante Orgabiol® 25
4. Recomendaciones de uso del Agrispon® en aplicaciones foliares 26
5. Tratamientos de plantas estresadas por factores adversos 28
6. Resultados del análisis físico - químico de suelo 31
7. Datos meteorológicos registrados en la época donde se realizó el trabajo de tesis (octubre de 2011 a febrero de 2012) 32
8. Esquema del análisis de variancia 33
9. Descripción de los tratamientos en estudio 34
10. Resumen del análisis de variancia para la altura de planta en la 1ra y 2da evaluación de crecimiento 42
11. Resumen del análisis de variancia para la altura de planta en la 3ra y 4ta evaluación de crecimiento 43
12. Prueba de Duncan (α= 0.05) para la altura de planta de cocona 43
13. Resumen del análisis de variancia para el diámetro de la planta de cocona en la 1ra y 2da evaluación de crecimiento 46
14. Resumen del análisis de variancia para el diámetro de la planta de cocona en la 3ra y 4ta evaluación de crecimiento 46
15. Diámetro de tallo por efecto de tres bioestimulantes y un testigo en el cultivo de cocona en las cuatro evaluaciones de crecimiento 47

16. Análisis de variancia para el distanciamiento de los entrenudos de planta de cocona en la 4ta evaluación de crecimiento 48
17. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 1ra evaluación de la floración (90 ddt) 51
18. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 2da evaluación de la floración (105 ddt)..... 52
19. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 3ra evaluación de la floración (120 ddt)..... 53
20. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 4ta evaluación de la floración (135 ddt)..... 54
21. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 5ta evaluación de la floración (150 ddt)..... 55
22. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 6ta evaluación de la floración (165 ddt)..... 56
23. Prueba de Duncan (α= 0.05) para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 3ra evaluación de floración..... 57
24. Prueba de Duncan (α= 0.05) para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 4ta evaluación de floración..... 57

25. Resumen del análisis de variancia para la longitud de fruto de cocona en la 1ra, 2da y 3ra cosecha 59
26. Resumen del análisis de variancia para la longitud de fruto de cocona en la 4ta, 5ta y 6ta cosecha 60
27. Resumen del análisis de variancia para el diámetro de fruto de cocona en la 1ra, 2da y 3ra cosecha 61
28. Resumen del análisis de variancia para el diámetro de fruto de cocona en la 4ta, 5ta y 6ta cosecha 62
29. Prueba de Duncan (α= 0.05) para la longitud y diámetro promedio de frutos de cocona 63
30. Resumen del análisis de variancia para el grosor de cáscara de fruto de cocona en la 1ra, 2da y 3ra cosecha 65
31. Resumen del análisis de variancia para el grosor de cáscara de fruto de cocona en la 4ta, 5ta y 6ta cosecha 66
32. Resumen del análisis de variancia para los grados Brix y pH del fruto de cocona 68
33. Resumen del análisis de variancia para el peso de fruto de cocona en la 1ra, 2da y 3ra cosecha 71
34. Resumen del análisis de variancia para el peso de fruto de cocona en la 4ta, 5ta y 6ta cosecha. 72
35. Prueba de Duncan (α=0.05) para el peso de fruto de cocona 73
36. Análisis de variancia para el rendimiento (t/ha) de cocona..... 75
37. Prueba de Duncan (α=0.05) para el rendimiento total de cocona..... 76
38. Descripción de los momentos de aplicación de los tratamientos..... 92

ÍNDICE DE FIGURAS

Pág.

1. Curva de crecimiento de la planta de cocona en cuatro evaluaciones 44
2. Curva del diámetro de tallo de la planta de cocona 47
3. Distanciamientos promedio entre nudos de plantas de cocona..... 49
4. Grosor promedio de cáscara de frutos de cocona 67
5. Grados Brix y pH obtenidos de frutos de cocona..... 69
6. Croquis del campo experimental 91
7. Preparación de los bioestimulantes 93
8. Dosificación del bioestimulante Revite® 93
9. Primera aplicación de los bioestimulantes 94
10. Tercera aplicación de los bioestimulantes 94
11. Presentación del bioestimulante Orgabiol® por parte de la Empresa TQC 95
12. Bioestimulante Revite® de la empresa Silcrop SAC 95
13. Bioestimulante Agrispon® de la empresa Silvestre 96

I. INTRODUCCIÓN

En la zona del alto Huallaga se ha demostrado la factibilidad del incremento del cultivo de cocona por las condiciones edafoclimaticas propicias, sin embargo la perspectiva de rentabilidad dentro de un programa de desarrollo alternativo se ve rezagado, debido a la falta de paquetes tecnológicos que orienten y den una visión más clara en lo referente al sistema de manejo orgánico (OCHSE *et al*., 1983; WATSON, 1985; BALCÁZAR *et al*., 2011).

El cultivo de cocona presenta problemas a nivel de floración, tamaño y forma de frutos. La floración es afectada por la caída de las flores, que disminuye el porcentaje de amarre de los frutos y consecuentemente el rendimiento, así mismo muchos frutos producidos son de mala calidad y mal calibre (relación largo/ancho) que no son cotizados en los mercados mayoristas y supermercados. Para tal problema existen alternativas que permiten homogenizar la floración, incrementar el amarre de los frutos y uniformizar forma y tamaño de los frutos con la aplicación de bioestimulantes. Debido a este problema frecuente en el cultivo de cocona, nos vemos obligados a realizar trabajos de investigación para contribuir a la solución de estas dificultades (CARBAJAL y BALCÁZAR, 2004; BALCÁZAR *et al*., 2011).

Una de las formas para solucionar el problema antes mencionado, es el ampliar los conocimientos de los mecanismos de acción y metabolismo de los bioestimulantes orgánicos en la fisiología vegetal, que se utilizan actualmente

en la investigación, para incrementar la productividad y calidad de los frutos de muchos árboles frutales. Por lo antes expuesto, se plantea la hipótesis de que el uso de los bioestimulantes orgánicos contribuirá a la obtención de altos rendimientos y acelerar la producción en el cultivo de cocona, incrementando los ingresos económicos del agricultor. Con ello se reduciría el uso de fertilizantes tradicionales, mejorando las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo; reduciendo los riesgos de contaminación. Esto puede constituir una alternativa dentro del programa orgánico de la cocona.

Para poder probar la hipótesis propuesta, se han planteado los siguientes objetivos:

Objetivo general

Determinar el efecto de tres bioestimulantes orgánicos, en el rendimiento del cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) Tingo María.

Objetivo específico

Establecer cuál es el bioestimulante más conveniente en cuanto a la formación de flores y el rendimiento en el cultivo de cocona.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Generalidades del cultivo de cocona

La cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal), es una especie frutícola nativa de América tropical, en la cuenca amazónica se distribuye entre Brasil, Ecuador, Colombia, Perú y Venezuela, donde se la encuentra en estado semi silvestre. Se la cultiva en los departamentos de Loreto, San Martín, Ucayali, Huánuco, Junín, Pasco y Ayacucho, con un acervo genético potencial de inapreciable valor y con diversas características cualitativas fácilmente observables. Además, presenta una gran diversidad de ecotipos (BARRIGA, 1994; VILLACHICA, 1996; CARBAJAL y BALCÁZAR, 2004; BALCÁZAR *et al*., 2011).

2.2. Periodo vegetativo

La producción se inicia a los seis meses después del trasplante, con producción económica de frutos durante tres meses y producción baja continuada de frutos por un año más, dependiendo del manejo y de la fertilidad del suelo (ADRIAZOLA, 1991). La cocona espontánea, en caso de no recibir ningún tratamiento en el cultivo, produce entre dos y cuatro kilos de frutos por planta, dependiendo del tamaño del fruto. El número de frutos producidos por planta está asociado al tamaño de los frutos. Las plantas de cocona cultivadas con frutos pequeños (25 a 40 g), medios (40 a 60 g), medio-grandes (60 a 140 g) y grandes (141 a 215 g) producen entre 87 y 119, 83 y 95, 41y 55, y 24 y 39 frutos respectivamente. Durante todo su periodo presenta seis etapas y tres

fases fenológicas, la etapa de la siembra a la germinación, de la germinación hasta el aparecimiento de la primera hoja lobulada, de la aparición de la primera hoja lobulada al trasplante, del trasplante al inicio de floración, del inicio de floración a la fructificación y posteriormente a la cosecha (VILLACHICA, 1996; SILVA FILHO, 1998; LEÓN, 2000, GONZALES, 2002).

2.3. Producción y cosecha

La propagación es por semilla botánica. La siembra se realiza en almácigos bajo sombra. La germinación ocurre 15 - 30 días después de la siembra. Cuando las plántulas desarrollan cuatro hojas, están listas para el repique directo a bolsas plásticas de color negro de dos kilos de capacidad. Transcurridos dos a tres meses del repique, las plantas alcanzan 20 - 25 cm de altura y están listas para al trasplante al campo definitivo (VILLACHICA, 1996, SILVA FILHO, 1998).

La fructificación se inicia seis meses después de la plantación. En Iquitos se ha observado parcelas de experimentación con biotipos de frutos grandes, con densidades de 5,000 plantas/ha y rendimiento de 13 t/ha, y con densidades de 6,666 plantas/ha, se obtienen rendimientos de 26 t/ha de frutos. La cosecha es manual, directamente de las ramas, el cambio del color en el fruto es indicativo del inicio de maduración del fruto (GALVIS, 1998).

2.4. Rendimiento del cultivo de cocona en Tingo María

El rendimiento por hectárea está en función al biotipo, la fertilidad del suelo y la densidad de siembra. La respuesta a la fertilización es mayor en los biotipos de frutos grandes, notándose en una mayor longevidad y productividad de las plantas. Se presentan registros de producción de siete variedades en Iquitos, en los que se producen de 62,700 a 187,850 frutos/ha, en monocultivo, que totalizan rendimientos de 6 a 16.7 t/ha, y en variedades silvestres la producción por planta va de 2 a 24 t/ha (GÓMEZ, 1997; CARBAJAL y BALCÁZAR, 2004). Tanto en Tulumayo como en Tingo María los rendimientos de seis ecotipos fueron:

Cuadro 1. Rendimiento de seis ecotipos de cocona en Tulumayo.

Ecotipos	N° frutos/Parcela	kg/Parcela	kg/ha
N_4	859.84	90.01	37 449.58
N_3	996.72	87.89	36 619.67
T_6	443.92	84.26	35 103.16
T_4	778.96	82.02	34 169.92
N_1	1000.08	72.52	31 463.52
R_2	918.40	72.65	30 266.97

Fuente: CARBAJAL y BALCÁZAR (2004).

2.5. Bioestimulantes

Los bioestimulantes son sustancias biológicas que actúan potenciando determinadas expresiones metabólicas y fisiológicas de las plantas. Estos

productos son empleados para incrementar la calidad de los vegetales activando el desarrollo de diferentes órganos, y la reducción de los daños causados por estrés, sean estos fitosanitarios, climáticos, transporte o de otra índole (INDAGRO, 1999).

2.5.1. Diferencia entre bioestimulante y fitohormona

El bioestimulante es un término utilizado para describir sustancias orgánicas, que cuando se aplican en pequeñas cantidades afectan el crecimiento de las plantas y su desarrollo. Los bioestimulantes son principalmente extractos de otros materiales, debido a esto, sus propiedades pueden variar ampliamente. Mientras que las fitohormonas o también llamadas hormonas vegetales son sustancias químicas producidas por algunas células vegetales en sitios estratégicos de la planta y estas hormonas vegetales son capaces de regular de manera predominante los fenómenos fisiológicos de las plantas (Los bioestimulantes pueden incluir fitohormonas, como giberelinas, citoquininas, auxinas, etc.) (SANTIAGO, 2004; ACOSTA, 2014).

2.5.2. Reguladores del crecimiento

Los reguladores o las hormonas de crecimientos son moléculas que se producen en una región de la planta y que se traslapan hasta otra donde actúan sobre algún proceso fisiológico vital, a muy baja dosis. Los estimuladores de crecimiento son básicamente: auxinas giberelinas y citoquininas, etileno y ácido abscísico (ACOSTA, 2014).

2.5.3. Efecto de las hormonas sobre la actividad genética

Hay varios puntos en el flujo de la información genética del ADN a un producto molecular. Uno de ellos, tal vez es más importante, que se presente a nivel de transcripción. Otro punto de control también en el núcleo, concierne el procesamiento del ARNm, ya que la mayoría de las moléculas ARNm se degradan parcialmente y algunos de sus elementos se reordenan antes de dejar el núcleo. Estas etapas del procesamiento son controladas por enzimas cuyas acciones deben regularse, y las hormonas pueden afectar a esa regulación. Tras ello, el ARNm abandona el núcleo y en el citosol puede traducirse en ribosoma o ser degradado por las ribonucleasas. Si se traduce en enzima, la modificación posterior de la enzima se produce por fosforilación, metilación, acetilación, glicosidación, etc. Estos procesos también pueden verse afectados por las hormonas, por la luz o alguna señal ambiental (SALISBURY y ROSS, 2000; ACOSTA, 2014).

2.5.4. Punto de actividad hormonal

El proceso comienza con la unión de la hormona primaria a una proteína receptora en la membrana plasmática (superficie externa) de una célula blanca. A continuación, el complejo hormona - receptora activa una enzima de membrana cercana denominada fosfolipasa (PCL). Esta enzima hidroliza uno de los grupos de fosfolípidos menos abundante de la membrana, llamado fosfoinosítidos. Los fosfoinosítidos son fosfolípidos que contienen inositol, que se encuentran esterificados a uno o dos grupos fosfatos (en el carbono 4). La fosfolipasa hidroliza el 4,5 – bis fosfato de fosfatidilinositol

(PIP_2), entre el glicerol y el fosfato unido al carbono 1 de la porción fosfatasa del inositol, de forma que libera 1, 4, 5 - trifosfato de inositol (IP_3) y diacilglicerol (DAG); el DAG representa el glicerol, esterificado ahora a solo dos ácidos grasos. De acuerdo con MELDRUM *et al.* (1991), existen evidencias concluyentes de que el IP_3 estimula la liberación de Ca^{2+} vacuolar al citosol; así, el lugar donde se le libera puede deferir entre células animales y vegetales, debido a su estructura y funciones.

El DAG no es soluble en agua por lo que realiza su función dentro de la membrana plasmática, donde probablemente tiene gran movilidad. El DAG activa una membrana situada en la membrana que se conoce como proteína cinasa c (PKC). Esta enzima utiliza ATP para fosforilar otras enzimas que regulan diversas fases del metabolismo, la fosoforilación causa la desactivación de algunas enzimas y activación de otras. En todo caso, los distintos tipos de productos metabólicos son transformados por la fosforilación enzimática. Los niveles incrementados de Ca^{2+} en el citosol, ocasionados por el IP_3, también activan ciertas enzimas, incluyendo varias proteínas cinasas RANDALL y THAYER (1992). Algunas de esas cinasas requieren Ca^{2+l} libre para su activación, otras son activadas por Ca - calmodulina. Cuando la concentración de Ca^{2+} empieza a aumentar en el citosol, cuatro Ca^{2+} se combinan formando un quelato o complejo con calmodulina inactiva, generando un complejo Ca - calmodulina activo que, a su vez activa a otras enzimas. Hasta la fecha, entre las enzimas que se sabe son activadas por el complejo Ca - calmodulina en las planta, hay varias proteínas (enzimas) cinasas, NAD^+

cinasa (una enzima que utiliza ATP para fosforilar NAD^+ a $NADP^+$) y una ATPasa de la membranas plasmáticas que extrae de la célula el exceso de Ca^{2+}. Por lo tanto, un estímulo hormonal primario produce finalmente modificaciones en la actividad enzimática, una clase de célula fisiológica y morfológicamente diferente (SALISBURY y ROSS, 2000).

2.5.5. Las auxinas

El término auxina (del griego auxeín, incrementar), fue utilizado por primera vez por Fritz Went, en Holanda en 1927, quien efectuó experimentos que probaron definitivamente la existencia de una sustancia difusible que estimula el alargamiento celular. En la década de 1930 se conoció la estructura y la identidad de la auxina: el ácido indo acético. Las actividades de las auxinas influyen tanto en la estimulación como en la inhibición del crecimiento y la misma célula o estructura puede exhibir respuesta opuesta dependiendo de la concentración (BIDWELL, 1979).

Comprenden una gran familia de sustancias que tienen en común la capacidad de producir un agrandamiento y alargamiento celular, sin embargo se ha encontrado al mismo tiempo que promueven la división celular en el cultivo de tejidos (ROCA y MROGINSKI, 1991). El AIB (ácido índolbutírico), en su forma sintética es considerado como uno de los mejores productos para aumentar el enraizamiento en un gran número de especies; su actividad auxínica es débil y es destruida relativamente lento por los sistemas de enzimas. Resulta muy eficaz como estimulante de las raíces, debido a que se

desplaza muy poco y se retiene cerca del sitio de aplicación; su molécula es más estable y menos soluble, produce un sistema de raíces más fuertes y fibrosas (BEAULIEU, 1973). El AIB ha sido identificado como un producto natural en la cáscara de la papa desde hace 40 años, todavía es referido como una auxina sintética. Este ácido es comúnmente utilizado para promover la iniciación radicular tanto *in vitro* como *ex vitro* (HARTMANN *et al*., 1997).

Todas las formas de crecimiento de la raíz inicial o en longitud, o en la forma de raíces cortas y gruesas, se desarrollan por un tratamiento hormonal apropiado. Muchas especies requieren las auxinas más fuertes como AIB o ANA para estimular la formación de raíces (SERRANO y PIÑOL, 1991). La mezcla de hormonas ha tenido éxito cuando las hormonas empleadas solas han dado poco o ningún resultado; ANA y AIB, no tienen la misma acción sobre la rizo génesis y la causa radica en las prioridades secundarias de su molécula: facilidad de penetración y rapidez de conducción dentro de la planta (BEAULIEU, 1973).

La utilización de auxinas utilizadas en cultivo de tejidos es variable. Por lo general el ANA es utilizado entre 1 - 10 mg/L con un óptimo de 2 mg/L (DELGADO y ROJAS, 1999). Las bases fisiológicas para la iniciación de los primordios radiculares parecen estar correlacionados con el nivel de auxina y otros constituyentes. En algunos casos se ha observado que concentraciones relativamente altas de auxina podrían estar relacionadas con deficiencias en la absorción, trasporte o modo de acumulación de la auxina o

un proceso rápido de cambios metabólicos hacia compuestos no auxínicos (DEVLIN, 1980). La auxina (ANA) causa la inhibición del potencial callogénico de los meristemos a concentraciones altas (TREWARAS, 1991).

2.5.6. Giberelinas

La aplicación de giberelinas incremente notablemente la longitud del tallo de la planta de chícharos enanos (*Pisum sativum* L.), que alcanzan un nivel normal crecimiento, también se demostró que ciertos mutantes enanos de maíz alcanzan una altura normal después de aplicarles giberelinas. Además demostró que GA_3 fomenta la floración de *Hyoscyanus* conocida como “beleño” una planta que requiere noches largas para florecer, aun cuando se le cultive durante un fotoperiodo no inductivo, además las giberelinas afectan el amarre y desarrollo de muchos frutos de muchas especies (INDAGRO, 1999). Las giberelinas puede provocar la floración en muchas especies que requieren temperaturas frías. La aplicación en los tallos produce un incremento pronunciado de la división celular en el meristemo sub apical y provoca el crecimiento rápido de muchas plantas arrocetadas. Ese veloz crecimiento es resultado tanto del número de células formadas como el aumento de las células individuales (LIRA, 1994).

2.5.7. Citoquininas

Son reguladores de crecimiento, probablemente derivados de la adenina, una base nitrogenada de purina. En diferentes literaturas revisadas se les llaman también citoquininas (ROCA y MROGINSKI, 1991). Estas hormonas

se utilizan frecuentemente para estimular el crecimiento y la división celular, sobre todo si se van acompañado de las auxinas. En concentraciones elevadas (1-10 mg/L) pueden producir la formación de vástagos adventicios y axilares, porque disminuyen la dominancia apical (PIERIK, 1990). Existen citoquininas como: la KIN (6-furfuril-aminopurina), la zeatina (ZEA) o 6-(4-hidroxi-e-metil but-trans-2-enilamino) purina), el BAP (bencil amino purina), etc. La KIN ha recibido mucha atención como una sustancia estimuladora de la división celular; no se ha demostrado que esté presente como un compuesto natural y generalmente se reconoce como artefacto. La ZEA se considera generalmente como el prototipo de las adenil citoquininas que ocurren naturalmente; es unas diez veces más potente que la KIN. El BAP, citoquinina sintética, se utiliza actualmente tal vez más que la KIN o la ZEA. Es un compuesto muy activo y se encuentra disponible fácilmente, a un costo más o menos razonable. Cuando se los ensayó en los sistemas de bioensayos de zanahoria y de médula de tabaco, los resultados con estas citoquininas indicaron que la KIN y citocininas sólo tienen actividad en presencia de una auxina (ROCA y MROGINSKI, 1991).

2.5.8. Propiedades y actividades de las algas marinas

Cuando se aplica el extracto de *Ascophyllum nodosum* (L.) Le Jolis (Familia, Fucaceae), en las dosis recomendadas, se obtenían efectos positivos en el rendimiento. Se han llevado a cabo muchos ensayos y experimentos en el pasado, y sus resultados demuestran que los extractos de algas son responsables del incremento en el rendimiento, calidad y vida de diferentes cultivos. Que la utilización de algas marinas como fertilizantes viene desde la antigüedad. En años recientes cuando se comenzó a cuestionar los efectos adversos de la aplicación de muchas sustancias químicas al medio

ambiente, se volvieron a considerar las fuentes naturales de nutrientes entre ellos las algas marinas, la composición química de las algas marinas depende esencialmente de las condiciones del medio ambiente, la temperatura del agua y la cantidad de luz solar, que determinan en gran parte la especie de alga que crecerá en un determinado ambiente. El *A. nodosum*, que se encuentra a lo largo de la costa de Noruega dispone de condiciones especialmente favorables para su crecimiento, conteniendo mucho reguladores de crecimiento, como citoquininas, auxinas y giberelinas (SENN, 1987).

2.6. Generalidades de los bioestimulantes usados

2.6.1. Revite®

Es un fitoregulador de las plantas, de origen natural proveniente de un extracto de cultivos microbianos precursores de citoquininas, auxinas y giberelinas y la composición química del bioestimulante usado es: Nitrógeno total (extracto de cultivos microbianos, mezcla de enzimas, aminoácidos y proteínas hidrolizadas), 5%; estimulantes de crecimiento (citoquininas, auxinas y giberelinas), 0.1%; potasio (K), 1.0%; Zinc (Zn), 0.5; materia orgánica (MO), 15%, densidad 1.01 - 1.11g/ml, pH 5.5 - 7.5 (SILCROP, 2012).

a. Propiedades y beneficios de uso

Mejor crecimiento y desarrollo, favoreciendo todas las etapas de desarrollo del cultivo, ruptura de dominancia apical favoreciendo a los brotes y macollaje, mejor arquitectura de la planta y mayor porcentaje de cuajados, eficiencia de tras locación de nutrientes de las hojas a los frutos, e incremente el rendimiento y calidad del producto cosechado.

b. Instrucciones de uso y manejo

Llenar el tanque con la mitad del agua indicada, luego medir la cantidad del Revite® necesario y añadir, agitando con Adherente-Acidificante. Utilizar Adhercorp®; de 100 a 150 cc/200 L de agua o Pegasil®, misma dosis.

c. Compatibilidad

Revite® es compatible con la mayoría de plaguicidas y fertilizantes foliares normalmente empleados, sin embargo por precaución es recomendable antes de hacer la mezcla, realizar un aprueba de compatibilidad.

d. Recomendaciones de uso

Cuadro 2. Recomendaciones de uso del bioestimulante Revite®

Cultivo	L/ha	L/200 de agua	Época de aplicación
Ajíes y tomate	0.5 - 1	0.2- 0.5	Después del trasplante Inicio de floración
Algodón	0.5 - 1	0.2 - 0.5	Al entresaque, repetir cada 15 días
Arroz	0.5 - 1	0.5	Aplicar al macollaje Aplica en punto de algodón
Maíz	0.5 - 1	0.2 - 0.5	Antes del aporque.
Cítricos	0.5 - 1	0.2 - 0.5	Inicio de brotación En el inicio de fructificacion.
Mango y palto	0.5 - 1	0.2- 0.5	Brote de las hojas. Al estado de prefloración.
Té	0.5 - 1	0.2	Al inicio de brotamiento.
Café	0.5 - 1	0.2	En botón floral Posteriormente repetir cada 15 días.

Fuente: SILCROP (2012)

2.6.2. Orgabiol®

Es un bioestimulante vegetal natural, (aminoácidos totales activos), 2.19%; (carbohidratos totales activos), 3.35%; potasio (K_2O), 2.0%; fósforo (P_2O_5), 1.60%; nitrógeno total, 0.31%; materia orgánica, 6.80%; micro elementos bioquelatados, calcio (Ca), 3.50 g/L; zinc (Zn), 0.52 g/L; hierro (Fe), 0.79 g/L; magnesio (Mg), 7.60 g/L, aminoácidos principales, leucina, 0.30 g/L; metionina, 1.80 g/L; ácido glutámico, 1.50 g/L; cisteína, 0.90 g/L; Glicina, 0.80 g/L; histidina,0.60 g/L; lisina, 0.50 g/L.

Se produce bajo proceso mecánico de explosión celular, evita el uso de calor, productos químicos y congelamiento en el proceso de producción para romper las paredes de la célula y lo distingue como producto orgánico.

a. Beneficios de Orgabiol® en los cultivos

Crecimiento celular (reproducción y tamaño), aporta nitrógeno y carbono orgánico en forma de aminoácidos, absorbidos y utilizados en el proceso de síntesis de enzimas y otras moléculas, protección de los tejidos (vía alginatos y polisacáridos) contra los efectos de los agentes atmosféricos adversos (sequia, heladas, etc.), resistencia al ataque de parásitos debido a la mejor alimentación y mayor resistencia de los tejidos de la planta, mejora la calidad organoléptica de frutas y vegetales, un color más intenso de flores y frutos, floración cosechas tempranas, corrige deficiencias nutricionales, mejora el crecimiento de las plantas, mejora el cuajado de flores y frutos, y fortalece, mejora y ayuda a las plantas a tolerar el estrés ambiental.

Cuadro 3. Recomendaciones de uso del bioestimulante Orgabiol®.

Cultivo	Periodo de aplicación	Dosis L/ha
Manzana, peral, ciruelo, duraznero.	Tratar tres a cuatro veces antes o después de floración y después de la cosecha.	2-3
Té	Después de la cosecha para acelerar el rebrote y peso de las hojas.	0.5
Vid o uva	Tratar durante el crecimiento vegetativo, cuajada de fruta y cambio de color.	3-4
Cítricos	Tratar durante post floración y desarrollo de frutos.	3-4
Fresa	Cuando el fruto está completamente hinchado y formado.	2-3
Plantas tropicales	En momentos de estrés climático y exceso o falta de agua.	3-4
Cereales	Tratar tres veces desde el rebrote durante todo el periodo de elongación del tallo.	4-5
Tabaco, remolacha	Desde la primeras hojas, tres a cuatro tratamientos cada 10 a 20 días.	4-5
Café, cacao	Desde la floración	1-2

2.6.3. Agrispon®

Es un bioestimulante orgánico, de última generación, no hormonal, a base de aminoácidos activos, 2.0%; micro elementos quelatizados, 0.50% ácidos orgánicos y carbohidratos activos, obtenido por procesos biotecnológicos de fermentación enzimática controlada, con sepas de bacterias seleccionadas. Estas sustancias correctamente balanceadas, optimizan las sustancias las rutas metabólicas, bloqueadas por estrés, el cual es ocasionado por alteración de los factores externos (calor, frio, humedad, plagas, suelo,

exceso de agua, sales, sequia, heladas, etc.); regulando en forma natural el equilibrio hormonal y enzimático, constituyéndose en un eficiente formador de hormonas propias (endógenas) de las plantas.

Agrispon® logra una máxima expresión génica de los cultivos, activando todas las rutas metabólicas que tienen que ver principalmente con la construcción de hormonas endógenas, así como otras vías metabólicas (formación de proteínas, carbohidratos, ácidos grasos, vitaminas, pigmentos, sustancias protectoras, etc.) bloqueada por estrés.

a. Recomendaciones de uso

El uso del bioestimulante se detalla en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Recomendaciones de uso del Agrispon® en aplicaciones foliares.

Cultivo	Dosis ml/Cil. 200 L	Momento de aplicación
Papa	250	1ª. 30-40 días después de la siembra. 2ª. 15-20 días después de la 1ª aplicación 3ª. 15-20 días después de la 1ª aplicación 4ª. Aplicación para el llenado de los tubérculos.
Hortalizas: Alcachofa, cebolla, ajo, tomate, brócoli, ají y	250	1ª. 7-15 días después del trasplante, o a las 10 – 15 cm. de altura. 2ª. 7-15 días después de la 1ra. aplicación 3ª. Antes de la floración 4ª. Durante el llenado de los frutos, en el

rocoto.		tomate repetir la aplicación por piso floral.
Leguminosas: Pallar, frejol, vainita, soya, arveja, maní.	250	1ª. A la 3ª o 4ª. Hoja verdadera. 2ª. Aplicación en prefloración (después de 7 – 15 días). 3ª. Durante el cuajado de las vainas.
Cucurbitácea: Sandia, zapallo, melón, pepino.	250	1ª. Aplicación a la 3ra. Hoja verdadera. 2ª. Aplicación durante crecimiento rápido, antes de la aparición de flores femeninas. 3ª. En el cuajado de frutos. 4ª. En el crecimiento de frutos.
Arroz	250	1ª. 15 días después del trasplante. 2ª. Antes los 60 -70 días (punto algodón). 3ª. Al inicio del panojado.
Naranja, palto, manzano, mango.	1 L/ha	1ª. Antes de la floración. 2ª. Durante el cuajado de frutos. 3ª y 4ta. Con intervalos de 20 días.
Vid	250	1ª. 7 días después del brotamiento. 2ª. Cuando aparezcan los primeros botones florales. 3ª. Durante el cuajado de frutos. 4ª. Cuando el fruto este completo
Fresa	250	1ª. 7 – 10 días después de la emergencia. 2ª. 15 días después de la 1ª aplicación. 3ª. Inicio de floración en panojas.

Cuadro 5. Tratamientos de plantas estresadas por factores adversos

Cultivos	Dosis	Momento de aplicación
Todos los cultivos	Ml/cil.200	Después del estrés producido por: heladas, calor, sequia, asfixia radicular, fitotoxicidad, plagas, etc. según el daño aplicar de una a tres veces cada 15 días haciendo una mezcla en cada aplicación con Master Down (0.5 L/200 L) más Energen (0.5 L/200 L).

b. Recomendaciones en el riego tecnificado

Aplicar 1.5 a 2 L/ha según el estado fenológico del cultivo.

c. Compatibilidad

Agrispon® es compatible con la mayoría de plaguicidas y fertilizantes comúnmente usados, con excepción de los de reacción alcalina. Es recomendable, antes de hacer la mezcla, hacer una prueba de compatibilidad

2.7 Trabajos realizados con hormonas

Utilizando reguladores de crecimiento en plántulas de cocona, se le encontró utilización en las plantas adultas aptas de otros cultivos para la producción, con la finalidad de aumentar el rendimiento (SANTIAGO, 2004). COLÓN *et al*. (2012) utilizó la variedad de mango Tommy Atkins y tres bioestimulantes (Omex Bio 20, Albamín y Biofert) aplicados en cuatro dosis (0.5, 1.0, 5.0 y 10.0 cc/L), un abono foliar con macro y micronutrientes (Liquid

feed) y un abono foliar con micro elementos (Poliquel multi). Se llegó a las siguientes conclusiones: Las plántulas de mango Tommy Atkins con la aplicación de reguladores de crecimientos no tuvieron efecto significativo para la longitud y el diámetro del brote, y el número de hojas completamente expandidas. Los reguladores de crecimiento no disminuyeron los días de permanencia de las plántulas de mango injerto Tommy Atkins en el vivero. El uso de los reguladores de crecimiento sobre las plántulas de mango Tommy Atkins injerto en vivero no es justificado puesto que su efecto fue nulo.

2.8 Características del ecotipo SRN9

El ecotipo de cocona SRN9 tiene una altura promedio de 72 cm, peso promedio de fruto de 77.07 g, el fruto tiene forma de tomate, cáscara de color amarillo cuando maduro al igual que la pulpa, con 87% de pulpa, 6.4 grados brix y 3% de azucares totales (IIAP, 2014).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Campo experimental

3.1.1. Ubicación

El presente trabajo de investigación se realizó en el Centro de Investigación y Producción Tulumayo anexo La Divisoria (CIPTALD), situado en el anexo de Santa Lucia, ubicada a 25 Km de la ciudad de Tingo María, distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado, departamento de Huánuco, con coordenadas UTM de 386122 este y 18L 8992437 norte, a una altitud de 640 msnm.

3.1.2. Análisis de suelo

El terreno donde se efectuó el presente trabajo es de topografía plana, de origen aluvial. De acuerdo al análisis de suelo realizado en el laboratorio de suelos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, se presentaron los resultados mostrados en el Cuadro 6, en el cual se observa que se trató de un suelo de textura fina (Franco Arcillosa), de reacción acida, con un contenido de materia orgánica media CIC media y bajo CO_3Ca. Con respecto a los contenidos de nitrógeno, fosforo y potasio, estos mostraron niveles medio y bajo respectivamente. Las relaciones catiónicas de Ca/Mg, Ca/K y Mg/K fueron de 6.7, 14.0 y 2.1 mg/100 g de suelo.

Cuadro 6. Resultados del análisis físico - químico de suelo.

Parámetro	Contenido	Método utilizado
Análisis físico		
Arena (%)	33.80	Hidrómetro (Bouyoucos)
Limo (%)	37.70	Hidrómetro (Bouyoucos)
Arcilla (%)	28.50	Hidrómetro (Bouyoucos)
Clase textural	Franco arcilloso	Triangulo textural
Análisis químico		
pH (1:1) en H_2O	6.40	Potenciómetro
M.O (%)	2.70	Walkley y Black
N total (%)	0.12	% M.O x 0.045
CO_3 Ca (%)	0.62	Gaso - volumétrico
P disponible (ppm)	9.90	Olsen modificado
K disponible (kg K_2O/ha)	110.00	H_2SO_4 6N
Ca (cmol (p+)/kg)	14.00	Acetato de amonio
Mg (cmol (p+)/kg)	2.10	Acetato de amonio
K (cmol (p+)/kg)	1.00	Acetato de amonio
Na (cmol (p+)/kg)	0.20	Acetato de amonio
CIC (cmol (p+)/kg)	17.30	Suma de cationes

Fuente: Laboratorio de suelos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva (2010)

3.1.3. Condiciones climáticas

En el Cuadro 7, se observa que la temperatura media mensual durante el periodo en que se ejecutó el experimento fue de 25.16 °C, valor que se encuentran dentro del rango para el desarrollo óptimo de la cocona,

correspondiendo al mes de diciembre y febrero la temperatura mínima con 25.00 °C, y al mes de octubre la temperatura máxima con 25.60 °C. La precipitación promedio durante el ciclo vegetativo del cultivo fue de 373.76 mm, siendo el mes de febrero el más lluvioso con 535.30 mm.

Cuadro 7. Datos meteorológicos registrados en la época donde se realizó el trabajo de tesis (octubre de 2011 a febrero de 2012).

Meses	Temperatura (ºC)	Humedad (%)	Precipitación (mm)
Octubre	25.60	86.00	169.1
Noviembre	25.10	88.00	377.9
Diciembre	25.00	86.00	311.2
Enero	25.10	89.00	475.3
Febrero	25.00	91.00	535.3
Total	125.80	440.00	1868.8
Promedio	25.16	88.00	373.76

Fuente: SENAMHI (2012)

3.2. Componentes en estudio

En el experimento se usó el ecotipo SRN-9 de cocona y los bioestimulantes Revite®, Orgabiol® y Agrispon®. Aplicados a una dosis 0.25 L. correspondientes para cada momentos de aplicación.

3.3. Diseño experimental

El diseño experimental utilizado fue de bloques completos al azar con cuatro tratamientos y cinco bloques. El análisis de variancia para cada uno de las características evaluadas se presenta en el Cuadro 8, para la comparación de medias se utilizó la prueba de Duncan ($\alpha = 0.05$).

3.3.1. Modelo aditivo lineal

$$Y_{ij} - \mu + T_1 + B_j + E_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = Respuesta del i-ésimo tratamiento en el j-ésimo bloque.

μ = Efecto de la media general.

T_1 = Efecto del i-ésimo tratamiento.

B_j = Efecto del j-ésimo bloque.

E_{ij} = Efecto aleatorio del error experimental obtenido en el j-ésima bloque a la cual se le aplicó la i-ésima dosis de bioestimulante.

Cuadro 8. Esquema del análisis de variancia.

Fuentes de variabilidad	**GL**
Bloques	4
Tratamiento	3
Error experimental	12
Total	19

3.3.2. Tratamientos en estudio

Los tratamientos son los siguientes:

Cuadro 9. Descripción de los tratamientos en estudio.

N°	Tratamientos	Número de aplicaciones (250 ml/ha c/u)	Dosis total
T_1	Testigo	3 momentos	0 ml/ha
T_2	Revite®	3 momentos	750 ml/ha
T_3	Orgabiol®	3 momentos	750 ml/ha
T_4	Agrispon®	3 momentos	750 ml/ha

Los momentos de aplicación son: En el trasplante a razón de 250 ml/ha por tratamiento a excepción del testigo; en la floración y fructificación en las mismas dosis (Anexo: Cuadro 37), esto recomendado por los fabricantes de los productos.

3.4. Características del campo experimental

- **Bloques**

Número de bloque	: 5 bloques
Largo de bloque	: 42.5 m
Ancho de bloques	: 8.0 m
Calle entre bloques	: 2.5 m
Número de calles	: 6 calles

- **Parcelas**

Número total de parcelas	: 20 parcelas
Número de parcelas por bloque	: 4 parcelas
Largo de cada parcela	: 8.0 m
Ancho de cada parcela	: 7.5 m
N° de plantas por parcela	: 20 plantas
N° de plantas por parcela neta	: 4 plantas
Área total de cada parcela	: 60 m^2
Área neta de la parcela	: 18 m^2

- **Hileras**

Número de hileras por parcela	: 4 hileras
Largo de hileras por parcela	: 7.5 m
Distancia entre hileras	: 2.0 m
Distancia entre golpes	: 1.5 m
Número de golpes por hilera	: 5 golpes

- **Dimensión del campo**

Largo del campo	: 55.0 m
Ancho del campo	: 42.5 m
Separación entre parcelas	: 2.5 m
Separación entre bloques	: 2.5 m
Área total del experimento	: 2337.5 m^2

3.5 Ejecución del experimento

3.5.1. Preparación del almácigo

Previo al almacigado se realizaron en coordinaciones con el Instituto de Investigaciones de la Amazonia Peruana (IIAP), con la finalidad de obtener buenas semillas. El tinglado de la cama de almacigo fue construido con bambú y caña brava de la zona, con una altura de techo de 1.7 m, cubierto de hojas de palmera, y otro techo cubierto con plástico a una altura de 1.2 m, con un ancho de cama de almacigo de 1.0 m y 10 m de largo.

Se utilizó suelo de buena calidad y rico en materia orgánica, de textura mediana, teniendo el substrato listo se llenaran en bolsas de polietileno, desinfectándole con Furadan 75% P.M. (Carbofuran: 2,3-dihidro-2,2-dimetilbenzofuran-7-il-metilcarbamato) a la concentración de 0.2% o sea 30 g por mochila de 15 L, colocados ordenadamente en la cama almaciguera.

Para la siembra se utilizaron cinco semillas por bolsa en cada uno de los tratamientos en estudio, colocadas a 0.5 cm de profundidad, cubiertas con el mismo substrato, y ser cuidadas adecuada y oportunamente hasta el momento del trasplante al campo definitivo.

3.5.2. Delimitación y limpieza del terreno

El área experimental se delimito de acuerdo al croquis, dos semanas antes del trasplante, seguido de una limpieza manual de las malezas,

dejándolas incorporadas en el campo experimental. Las parcelas a su vez estuvieron diferenciadas con letreros de madera en cuya superficie se encuentra descrito cada tratamiento, quedando listo para la preparación de los pozos de siembra (poceado) y trasplante.

3.5.3. Muestro de suelo

El muestreo de suelo se realizó en zig - zag que afectó a todos los bloques en tratamientos compuestos de sub-muestras, lo cual se realizó de 0 a 20 cm de profundidad. Las sub muestras fueron homogenizadas y secadas, obteniéndose una muestra de un kg de suelo que fue remitido al laboratorio de análisis de suelo de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.

3.5.4. Trasplante

Fue importante la preparación del campo para el cultivo, mientras se efectuaban los trabajos en los semilleros para producir el material del trasplante, se preparó la tierra del campo para el establecimiento del cultivo.

3.5.5. Control de malezas

Se realizó en forma manual, empleando azadones y machetes, en forma adecuada y en forma oportuna (cada 60 a 75 días).

3.5.6. Control fitosanitario

Con la finalidad de evitar daños de las plagas y enfermedades que incidieran en el rendimiento, se realizó un control preventivo adecuado y

oportuno durante el desarrollo del cultivo, según la plaga o enfermedad que se presentaron en el tiempo en que se realizó el trabajo experimental.

3.5.7. Fertilización

Este cultivo responde de forma excelente a cualquier fuente de abono orgánico. El estiércol de vacuno, porcino y especialmente el de gallina y así como el humus de lombriz. Se hizo un análisis de suelo con un mes de anticipación y se aplicó la cantidad de fertilizantes en base a los resultados obtenidos en el análisis de suelo. Los fertilizantes fueron colocados a 20 cm del tallo en plantas tiernas y a 50 cm del tallo en plantas adultas a una profundidad entre 5 a 10 cm.

De acuerdo con el análisis de suelo (Cuadro 6), se determinó la cantidad de nutrientes existente en el suelo, este se descuenta de la cantidad de nutrientes extraída por la planta que según GALVIS (1998) fue de 110 kg/ha de N, 30 kg/ha de P y 160 kg/ha de K, cuyos resultados son ajustados a la aplicación de coeficientes (coeficiente de absorción, etc.), y se determinó la cantidad de nutrientes necesarios para la realización de la fertilización. La formulación encontrada y la que se empleó fue de 40 - 20 - 60 de N, P_2O_5 y K_2O (redondeando), es decir 120 g de fertilizante. En el mes enero, 25 días después del trasplante se aplicó 1/3 de la dosis, 13.3 g de N, 6.7 g de P y 20 g de K_2O por planta. La segunda aplicación se realizó tres meses después del trasplante, en el mes de abril, aplicándose N, P y K_2O a 2/3 de la dosis, 26.7, 13.3 y 40 g/planta respectivamente.

3.5.8. Cosecha

Esta labor se realizó en forma manual e individual por tratamiento, directamente de las ramas, cuando los frutos alcanzaron la madurez fisiológica comercial, ayudados de una tijera, labor realizada en nueve oportunidades, la primera cosecha se realizó a los 150 días del trasplante, posteriormente cada 15 días, luego se contaron y pesaron los frutos de cocona por parcela, para cada tratamiento y repetición. Cada tratamiento fue embolsado separadamente en un costal de yute.

3.6. Características a registrar

3.6.1. Altura de planta

Las evaluaciones para la altura de planta se realizaron a los 30, 60, 90 y 120 días después del trasplante (ddt) haciendo en total cuatro evaluaciones, en cuatro plantas de la parcela neta desde el momento del trasplante por tratamiento y repetición, las mediciones se realizaron desde la superficie del suelo hasta el ápice del brote inicial mayor del tallo principal.

3.6.2. Grosor del tallo

Las evaluaciones para este parámetro se realizaron al momento del trasplante y cada 30 días después (conjuntamente con la altura de planta) en las cuatro plantas de las parcelas netas, por tratamiento y repetición tomando las evaluaciones sobre el ras del suelo hasta una altura de 10 cm del tallo, el diámetro se determinó con un vernier.

3.6.3. Distanciamientos entre nudos

Las evaluaciones se realizaron en las cuatro plantas de las parcelas netas, cada mes, tomándose una rama primaria del tallo principal para cada planta por tratamiento y repetición.

3.6.4. Número de flores

Las evaluaciones se realizaron en las cuatro plantas de las parcelas netas, cada 15 días, desde antes de la cosecha, es decir a los 90 105, 120, 135, 150 y 160 días después del trasplante (ddt) haciendo un total de seis evaluaciones, en ellas se contaran los botones florales inicialmente, luego de un mes se procederá a contar cuántos de estos botones pasaron a ser flores fecundadas, para luego realizar la cuenta de cuantas de estas flores cuajaron.

Este número de flores cuajadas también fue similar al número de frutos obtenidos en la cosecha. Estas evaluaciones nos ayudaron a determinar cuántos botones y flores se perdieron por acción del medio ambiente, o por los productos utilizados.

3.6.5. Peso de frutos y rendimiento en seis cosechas/parcela neta

Este parámetro fue determinado extrayendo los frutos de todas las plantas de la parcela neta por cada planta en cada cosecha, contabilizando el peso de frutos extraídos en seis cosechas para cada tratamiento en estudio, con este peso se calculó el rendimiento total por tratamiento, las cuales fueron proyectados a toneladas por hectárea (t/ha).

3.6.6. Determinación de las características biométricas de frutos en cada uno de los tratamientos

Se determinó las características biométricas de longitud, diámetro, grosor de cáscara, considerando el promedio de cinco frutos tomados al azar por cosecha de la parcela neta de cada tratamiento y repetición en estudio. También se evaluó el peso promedio de la semilla, que se extrajeron de los frutos, lavados y cortados por la mitad transversalmente, para ser secados bajo sombra por 48 horas y luego ser pesadas.

3.6.7. Determinación de las características físico químicas de los frutos de cada tratamiento

Se determinaron los grados Brix y pH del promedio de cinco frutos tomados al azar por cosecha de la parcela neta de cada tratamiento y repetición en estudio.

3.6.8. Evaluación de cuatro plantas por parcela

En cuanto al número de plantas por parcelas netas, se llegó a evaluar cuatro plantas, para uniformizar las evaluaciones.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Altura de la planta

En los Cuadros 10 y 11 se puede advertir el análisis de variancia, donde se muestra que existe diferencia estadística significativa para los tratamientos a partir de la 2da evaluación de crecimiento (60 ddt), además podemos apreciar que el coeficiente de variabilidad es de 3.442, 2.281, 2.457 y 2.353% respectivamente, indicándonos con esto que hubo buena homogeneidad en los resultados experimentales, debido a que los factores ambientales (humedad, precipitación, temperatura, etc.) no tuvieron influencia.

Cuadro 10. Resumen del análisis de variancia para la altura de planta en la 1ra y 2da evaluación de crecimiento.

F. de variación	GL	Cuadrados medios			
		1ra evaluación (30 ddt)		2da evaluación (60 ddt)	
Bloques	4	0.330	NS	0.319	NS
Tratamientos	3	0.219	NS	42.217	AS
Error experimental	12	0.184		0.800	
CV.		3.442%		2.281%	

N.S. = No existe significación estadística. ddt. = Días después del trasplante.
A.S. = Altamente significativo.

Cuadro 11. Resumen del análisis variancia para la altura de planta en la 3ra y 4ta evaluación de crecimiento.

F. de variación	GL	Cuadrados medios			
		3ra evaluación (90 ddt)		4da evaluación (120 ddt)	
Bloques	4	3.020	NS	98.614	AS
Tratamientos	3	431.318	S	447.584	AS
Error experimental	12	6.302		8.909	
CV.		2.457%		2.353%	

N.S. = No existe significación estadística. ddt. = Días después del trasplante.
S. = Altamente significativo.

En el Cuadro 12 se puede ver la prueba de Duncan (α = 0.05), donde se observa que existe superioridad estadística, siendo el T_4 (Agrispon®) con 114.023 y 140.623 cm y T_3 (Orgabiol®) con 125.470 cm de altura de planta, superiores al resto de los tratamientos tanto en la 3ra como la 4ta evaluaciones de crecimiento.

Cuadro 12. Prueba de Duncan (α= 0.05) para la altura de planta de cocona.

Tratamiento	Bioestimulante	Altura (cm)			
		3ra evaluación (90 ddt)		4da evaluación (120 ddt)	
T_4	Agrispon®	114.023	a	140.623	A
T_3	Orgabiol®	95.070	b	125.470	B
T_2	Revite®	104.853	a	124.453	B
T_1	Testigo	94.377	b	118.377	B

Tratamientos unidos por la misma letra indica que no existe significación estadística.
ddt. = Días después del trasplante.

La curva de crecimiento (Figura 1) muestra que a partir de la 3ra evaluación (90 ddt) el desarrollo de la planta de cocona se va deteniendo.

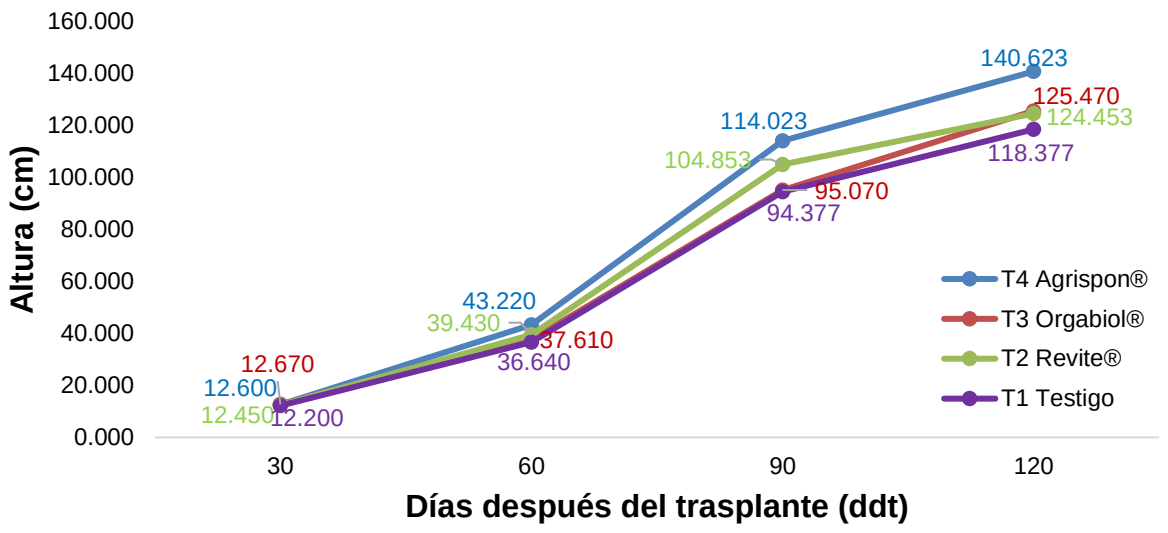

Figura 1. Curva de crecimiento de la planta de cocona en cuatro evaluaciones.

La mayor altura de planta de cocona, que se encontró con el Agrispon® posiblemente fue debido a que este bioestimulante tiene dentro de su composición, compuestos orgánicos de extractos de plantas de las especies: *Opuntia lindheimeri*, *Rhus aromatica*, *Rhizosphora mangle* y *Medicago sativa*, constituido principalmente por la citoquinina, zeatina y triacontanol (alcohol de alto peso molecular), ciertas porfirinas, ácidos nucleicos, vitaminas, glicósidos y muchos elementos trazas (SILVESTRE PERÚ, 2009). Estas hormonas, como en el caso de la citoquinina, estimulan la división celular en tejidos no meristemático, permitiendo un mayor crecimiento de las plantas (ROCA y MROGINSKI, 1991); el triacontanol estimula el crecimiento afectando varios procesos metabólicos, como la fotosíntesis, la captación de los nutrientes y la actividad enzimática. Sin embargo, el sitio inicial de la acción no ha sido aclarado (RAMÍREZ, 2012).

Mientras que el Orgabiol® que estadísticamente tuvo una respuesta similar al bioestimulante Agrispon®**,** alcanzó una altura de planta de 125.47 cm (15.15 cm más bajo), esta inferior tamaño se debe posiblemente a que su ingrediente activo está compuesto por aminoácidos totales activos, carbohidratos totales activos, ácidos orgánicos y micro elementos bioquelatados (TQC, 2010), y no contiene tantos compuestos o estimulantes de crecimiento vegetativos como si lo tiene Agrispon®. En caso del Revite® que es un bioestimulante proveniente de un extracto de cultivos microbianos y que contienen precursores (promotores) de citoquininas, auxinas y giberelinas, además de enzimas y aminoácidos (SILCROP, 2012), tuvo una menor altura (19.99 cm más bajos) debido posiblemente a que este bioestimulante solo promueve la elaboración de estas hormonas en la planta, mientras Agrispon® si posee estas hormonas (principalmente citoquinina) dentro de su composición.

4.2. Diámetro de tallo

En los Cuadros 13 y 14 se observa el resumen del análisis de variancia para el parámetro diámetro de tallo, donde no existe diferencia estadística significativa tanto para bloque como para la evaluación de los tratamientos, lo que indica que ningún tratamiento demostró ser superior a otro. Los coeficientes de variabilidad (4.182, 3.987, 3.839 y 3.941%) demuestran que existe una buena homogeneidad entre la respuesta de los tratamientos, debido a la poca influencia de los factores medioambientales como la temperatura, humedad, precipitación y topografía.

Cuadro 13. Resumen del análisis de variancia para el diámetro de la planta de cocona en la 1ra y 2da evaluación de crecimiento.

F. de variación	GL	Cuadrados medios	
		1ra evaluación (30 ddt)	**2da evaluación (60 ddt)**
Bloques	4	0.300 NS	0.551 NS
Tratamientos	3	0.421 NS	0.975 NS
Error experimental	12	0.252	0.433
CV.		4.182%	3.987%

N.S. = No existe significación estadística. ddt. = días después del trasplante.

Cuadro 14. Resumen del análisis de variancia para el diámetro de la planta de cocona en la 3ra y 4ta evaluación de crecimiento.

F. de variación	GL	Cuadrados medios	
		3ra evaluación (90 ddt)	**4da evaluación (120 ddt)**
Bloques	4	0.850 NS	0.441 NS
Tratamientos	3	0.246 NS	3.244 NS
Error experimental	12	1.399	1.733
CV.		3.839%	3.941%

N.S. = No existe significación estadística. ddt. = días después del trasplante.

En el Cuadro 15 se pueden ver los promedios del diámetro de tallo obtenidos en los tratamientos de bioestimulantes durante las 4 evaluaciones, en la cual fue el T_3 (Orgabiol®) el que demostró una superioridad al resto de los tratamientos al

obtener 34.47 mm de diámetro de tallos, mientras que fue el T_4 (Agrispon®) el que demostró ser el de menor diámetro con tan solo 32.62 mm tal como se ve en la Figura 2. Esta comparación toma más en cuenta los resultados de la última evaluación ya que en ella la plantan de cocona ya alcanzó su mayor diámetro.

Cuadro 15. Diámetro de tallo por efecto de tres bioestimulantes y un testigo en el cultivo de cocona en las cuatro evaluaciones de crecimiento.

Trat.	Bioestimulantes	Diámetro (mm)			
		1ra Eva. (30 ddt)	2da Eva. (60 ddt)	3ra Eva. (90 ddt)	4ta Eva. (120 ddt)
T_1	Testigo	11.597	16.637	30.557	32.957
T_2	Revite®	12.053	16.433	30.853	33.453
T_3	Orgabiol®	12.270	17.010	31.087	34.470
T_4	Agrispon®	12.120	15.951	30.743	32.623

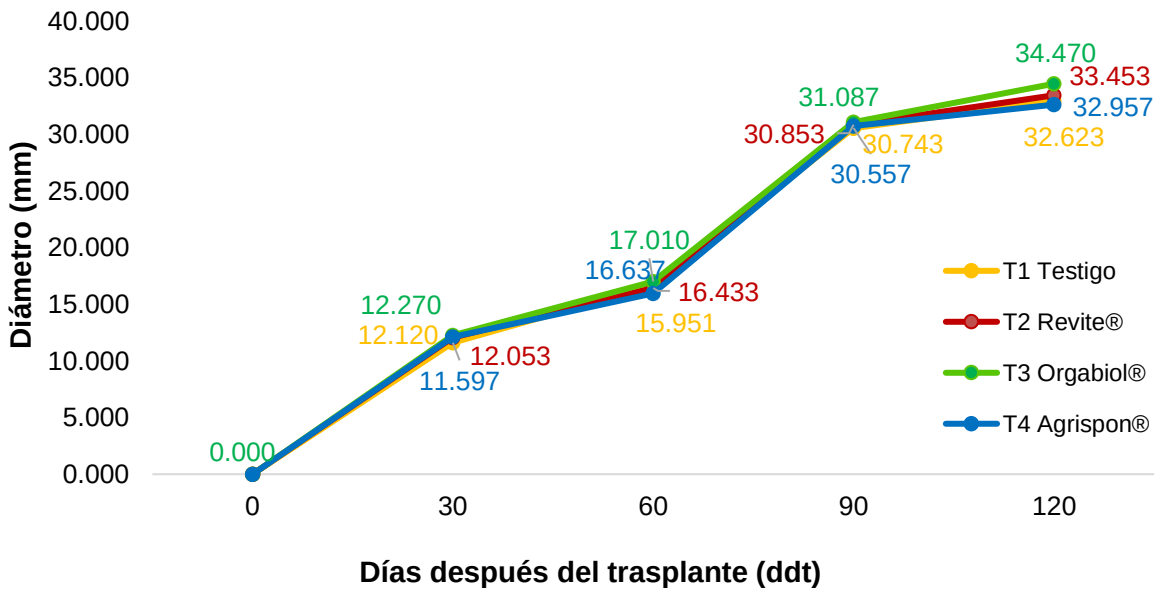

Figura 2. Curva del diámetro de tallo de la planta de cocona.

Para el diámetro de tallo de las planta de cocona, no hubo una diferencia estadística, tal como lo demuestra los análisis de variancia, pero si una diferencia numérica siendo el Orgabiol® el que alcanzó un mayor diámetro (34.47 mm), debido principalmente, a que, como en el caso anterior la composición de este bioestimulante influye en el crecimiento vegetativo de las plantas (GARCÍA *et al.,* 2001), mientras que los otros bioestimulantes tiene un mayor efecto en el rendimiento de este cultivo, tal como se podrá ver más adelante.

4.3. Distanciamientos entre nudos

En el Cuadro 16 se puede observar el análisis de variancia para el parámetro distanciamiento entre nudos, donde no existe diferencia estadística significativa tanto para bloques como para los tratamientos, lo que nos indica que los tratamientos demostraron un comportamiento similar estadísticamente. El coeficiente de variabilidad obtenido fue de 3.54%, demostrándonos una buena homogeneidad entre los tratamientos. En las tres primeras evaluaciones el análisis de variancia también resultó no significativo y, no fue tomado en cuenta.

Cuadro 16. Análisis de variancia para el distanciamiento de los entrenudos de planta de cocona en la 4ta evaluación de crecimiento.

F. de variación	GL	SC	CM	
Bloques	4	2.292	0.573	NS
Tratamientos	3	0.422	0.141	NS
Error experimental	12	2.588	0.216	
Total	19	5.303		
CV.	3.544%			

N.S. = No existe significación estadística.

En la Figura 3 se puede ver el distanciamiento obtenidos entre nudos obtenidos por cada tratamiento de bioestimulantes, en la cual fue el T_1 (Testigo) el que demostró un mayor distanciamiento entre nudos al resto de los tratamientos, al obtener 13.36 cm, mientras que fue el T_3 (Orgabiol®) el que tuvo el menor distanciamiento entre nudos con tan solo 12.96 cm.

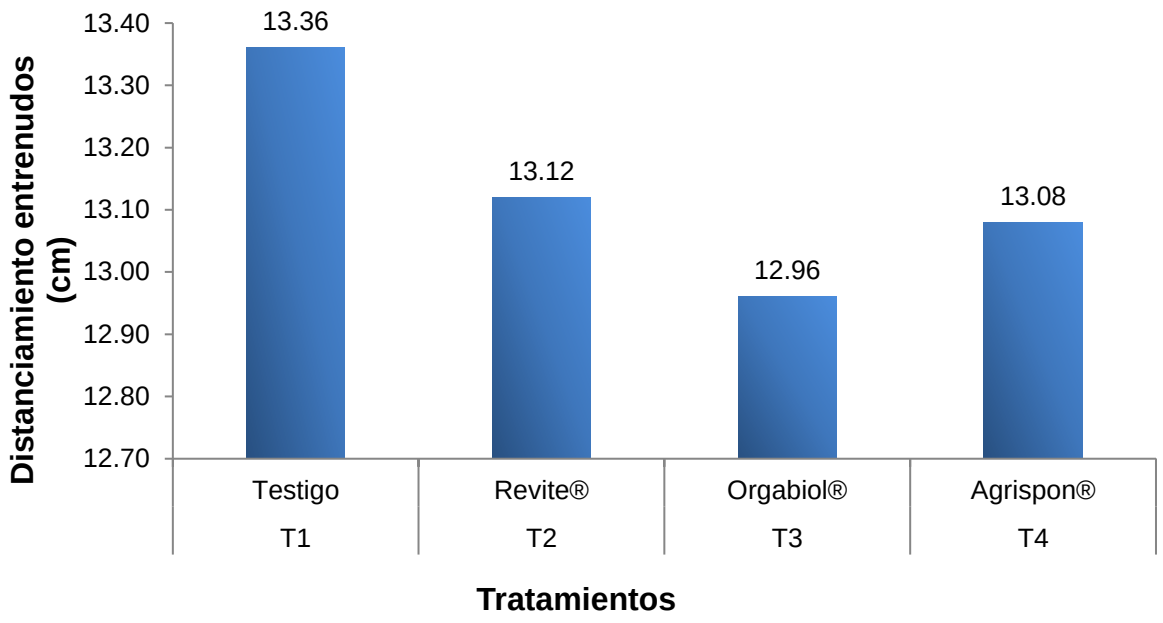

Figura 3. Distanciamientos promedio entre nudos de plantas de cocona.

Los tratamientos de bioestimulantes no mostraron ser superiores estadísticamente al tratamiento testigo en lo concerniente al distanciamiento de nudos, a pesar de que estos tratamientos mostraron una mayor altura de planta (Figura 1), esto posiblemente a que los efectos de los bioestimulantes no promueven el estiramiento de las plantas (entrenudos más largos) sino a la aparición o desarrollo de más entrenudos, idea que no se puede sustentar ya que no se encontró reportes que permitan confirmar lo manifestado.

VELA (2010) en su trabajo de tesis encontró distanciamiento de entre nudos de 10.61 a 12.72 cm, en la descripción de seis ecotipos de cocona, distanciamientos que son similares a 12.96 cm encontrados en el presente trabajo, aunque vale señalar que son ecotipos distintos por lo que solo nos sirve como referencia, y no para hacer una comparación más rigurosa.

4.4. Formación de flores

Los Cuadros 17, 18, 19, 20, 21 y 22 muestran los análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y flores cuajadas en cada una de las evaluaciones de floración previas a la cosecha. En los cuadros respectivos para la 1ra, 2da, 5ta y 6ta evaluación de floración no se halló diferencia estadística, mientras que en los cuadros para la 3ra y 4ta evaluación de floración sí se pudo encontrar diferencia estadística significativa. También podemos advertir que el coeficiente de variabilidad permanece en el rango del 3 al 4.5%, indicando que hubo una excelente homogeneidad en la respuesta en la formación de flores ante el estímulo de los tratamientos, demostrándonos que los factores medioambientales tuvieron poca influencia en estas respuestas.

Cuadro 17. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 1ra evaluación de la floración (90 ddt).

F. de variación	GL	Cuadrados medios		
		Número de botones	Flores fecundadas	Flores cuajadas
Bloques	4	4.452 NS	5.989 NS	10.613 NS
Tratamientos	3	2.766 NS	2.902 NS	3.287 NS
Error experimental	12	2.999	4.535	5.375
CV.		3.109%	3.787%	4.263%

N.S. = No existe significación estadística.

Cuadro 18. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 2da evaluación de la floración (105 ddt).

F. de variación	GL	Cuadrados medios		
		Número de botones	Flores fecundadas	Flores cuajadas
Bloques	4	2.658 NS	4.301 NS	6.254 NS
Tratamientos	3	0.406 NS	1.140 NS	0.034 NS
Error experimental	12	3.432	3.930	5.403
CV.		3.344%	3.582%	4.257%

N.S. = No existe significación estadística.

Cuadro 19. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 3ra evaluación de la floración (120 ddt).

F. de variación	GL	Cuadrados medios					
		Número de botones		Flores fecundadas		Flores cuajadas	
Bloques	4	15.919	NS	2.516	S	3.997	S
Tratamientos	3	188.038	S	291.383	S	293.789	S
Error experimental	12	6.626		6.478		5.071	
CV.		4.279%		4.386%		4.041%	

N.S. = No existe significación estadística.

S. = Existe significación estadística.

Cuadro 20. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 4ta evaluación de la floración (135 ddt).

F. de variación	GL	Cuadrados medios		
		Número de botones	Flores fecundadas	Flores cuajadas
Bloques	4	19.1977 NS	7.225 NS	3.749 NS
Tratamientos	3	614.426 S	769.379 S	659.474 S
Error experimental	12	7.606	8.794	6.769
CV.		4.204%	4.562%	4.110%

N.S. = No existe significación estadística

S. = Altamente significativo.

Cuadro 21. Resumen del análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 5ta evaluación de la floración (150 ddt).

F. de variación	GL	Cuadrados medios		
		Número de botones	Flores fecundadas	Flores cuajadas
Bloques	4	6.925 NS	14.381 NS	16.354 NS
Tratamientos	3	2.746 NS	11.617 NS	18.712 NS
Error experimental	12	5.589	7.505	9.863
CV.		3.197%	3.783%	4.368%

N.S. = No existe significación estadística.

Cuadro 22. Resumen del Análisis de variancia para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 6ta evaluación de la floración (165 ddt).

F. de variación	GL	Cuadrados medios		
		Número de botones	Flores fecundadas	Flores cuajadas
Bloques	4	6.096 NS	5.130 NS	1.697 NS
Tratamientos	3	0.493 NS	1.963 NS	3.521 NS
Error experimental	12	8.925	4.697	4.501
CV.		4.248%	3.084%	3.022%

N.S. = No existe significación estadística.

En los Cuadros 23 y 24 podemos ver la prueba de Duncan (α= 0.05) para el número de botones florales, flores fecundadas y flores cuajadas en la tercer y cuarta evaluación, donde el tratamiento T_3 (Orgabiol®) resulto tener una superioridad numérica al resto de los tratamientos, y solo una superioridad estadística al tratamiento testigo en la 3ra evaluación (120 ddt) y al tratamiento T_4 (Agrispon®) y testigo en la 4ta evaluación (135 ddt).

Cuadro 23. Prueba de Duncan (α= 0.05) para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 3ra evaluación de la floración.

Tratamiento	3ra evaluación de floración (120 ddt)					
	Número de botones		Flores fecundadas		Flores cuajadas	
T_3 (Orgabiol®)	67.977	a	67.577	a	65.577	a
T_2 (Revite®)	60.053	a	59.453	a	57.453	b
T_4 (Agrispon®)	59.270	b	55.270	b	52.470	c
T_1 (Testigo)	53.023	b	49.423	b	47.623	c

Tratamientos unidos por la misma letra nos muestra que no existe significación estadística.

Cuadro 24. Prueba de Duncan (α= 0.05) para el número de botones florales, flores fecundadas y cuajadas en la 4ta evaluación de la floración.

Tratamiento	4ta evaluación de floración (135 ddt)					
	Número de botones		Flores fecundadas		Flores cuajadas	
T_3 (Orgabiol®)	74.577	a	73.177	a	70.577	a
T_2 (Revite®)	73.673	a	73.253	a	71.253	a
T_4 (Agrispon®)	67.470	b	66.870	b	64.470	b
T_1 (Testigo)	50.823	c	47.023	c	46.623	c

Tratamientos unidos por la misma letra nos muestra que no existe significación estadística.

En las evaluaciones donde se encontró diferencia estadística (3ra y 4ta evaluación de floración), vemos que el T_3 (Orgabiol®) fue el que mostró una mayor formación de botones, los cuales pasaron a ser flores fecundadas y luego flores cuajadas, este efecto puede deberse de acuerdo con TQC (2010) que, al ser aplicado a un cultivo, promueve la floración y cosechas tempranas y da protección a los tejidos (vía alginatos y polisacáridos) contra los efectos de los agentes atmosféricos adversos (sequia, heladas, etc.). Por otro lado, CARBAJAL y BALCÁZAR (2004) refieren que las temperaturas medias entre 18 y 30 °C y precipitación pluvial entre 1,500 y 4,500 mm por año, son adecuadas para el desarrollo del cultivo. Tales condiciones se presentaron en la zona donde se realizó el presente trabajo (ver Cuadro 6 de la historia metodológica). Temperaturas menores a 15 °C y menos precipitación por un tiempo prolongado provoca el aborto de flores casi en su totalidad, decoloraciones en el fruto y daños en los brotes (CALZADA, 1990).

4.5. Longitud y diámetro de fruto

En los Cuadros 25, 26, 27 y 28 se muestra el análisis de variancia para los parámetros longitud y diámetro de frutos obtenidos en cada evaluación, donde se encontró diferencia estadística significativa sólo para tratamientos, en la 1er y 2da cosecha para la longitud y 1er, 3ra y 5ta coaecha para el diámetro de fruto, lo que nos indica que al menos un bioestimulante demostró ser superior. El coeficiente de variabilidad en ambos parámetros fluctuó entre los 3.3 a 5.5%, demostrando que existe una buena homogeneidad en la respuesta obtenida, debido a que los factores medioambientales tuvieron poca influencia.

Cuadro 25. Resumen del análisis de variancia para la longitud de fruto de cocona en la 1ra, 2da y 3ra cosecha.

F. de variación	GL	Cuadrados medios		
		1ra cosecha	2da cosecha	3ra cosecha
Bloques	4	2.9340 NS	0.424 NS	4.123 NS
Tratamientos	3	32.017 S	2.600 NS	0.581 NS
Error experimental	12	2.694	2.873	4.022
CV.		3.597%	3.574%	4.183%

N.S. = No existe significación estadística.

S. = Altamente significativo.

Cuadro 26. Resumen del análisis de variancia para la longitud de fruto de cocona en la 4ta, 5ta y 6ta cosecha.

F. de variación	GL	Cuadrados medios		
		4ta cosecha	5ta cosecha	6ta cosecha
Bloques	4	4.271 NS	2.530 NS	0.229 NS
Tratamientos	3	0.265 NS	24.590 S	2.974 NS
Error experimental	12	4.124	2.579	6.225
CV.		4.222%	3.458%	5.489%

N.S. = No existe significación estadística.

S. = Altamente significativo.

Cuadro 27. Resumen del análisis de variancia para el diámetro de fruto de cocona en la 1ra, 2da y 3ra cosecha.

F. de variación	GL	Cuadrados medios					
		1ra cosecha		2da cosecha		3ra cosecha	
Bloques	4	1.218	NS	2.682	NS	3.173	NS
Tratamientos	3	36.884	S	4.701	NS	46.667	S
Error experimental	12	2.292		2.411		5.041	
CV.		3.39%		3.442%		4.087%	

N.S. = No existe significación estadística.

S. = Altamente significativo.

Cuadro 28. Resumen del análisis de variancia para el diámetro de fruto de cocona en la 4ta, 5ta y 6ta cosecha.

F. de variación	GL	Cuadrados medios					
		4ta cosecha		5ta cosecha		6ta cosecha	
Bloques	4	6.901	NS	1.444	NS	10.193	NS
Tratamientos	3	7.067	NS	28.720	S	11.272	NS
Error experimental	12	5.714		4.705		6.585	
CV.		5.343%		4.743%		5.524%	

N.S. = No existe significación estadística.

S. = Altamente significativo.

En el Cuadro 29 se puede ver la prueba de Duncan (α= 0.05) para la longitud y diámetro de frutos, en la cual fue el tratamiento T_2 (Revite®) el que mostró mayor longitud y diámetro que el resto de los tratamientos, pero siendo superior estadísticamente solo a los tratamiento T_1 (Testigo) y T_4 (Agrispon®) en la longitud de frutos para la 1ra y 5ta cosecha (48.57 mm y 49.58 mm) y solo al tratamiento T_1 (Testigo) en el diámetro de fruto para la 3ra y 5ta cosecha (45.78 mm y 46.78 mm).

Cuadro 29. Prueba de Duncan (α= 0.05) para la longitud y diámetro promedio de frutos de cocona.

Tratamiento	**Longitud (cm)**		**Diámetro (cm)**		
	1ra cosecha	**5ta cosecha**	**1ra cosecha**	**3ra cosecha**	**5ta cosecha**
T_2 (Revite®)	48.57 a	49.58 a	44.46 b	45.78 a	46.78 a
T_3 (Orgabiol®)	46.45 a	46.45 a	45.45 a b	50.05 a	47.25 a
T_4 (Agrispon®)	44.73 b	45.17 b	47.53 a	44.77 b	46.97 a
T_1 (Testigo)	42.62 b	44.62 b	41.02 b	42.82 b	42.22 b

Tratamientos unidos por la misma letra en las columnas muestra que no existe significación estadística.

Si bien estadísticamente los tratamientos de bioestimulantes se comportaron de forma similar, superando solo al tratamiento testigo, vemos que fue el bioestimulante Revite® el que tuvo un efecto numéricamente superior a los otros bioestimulantes, alcanzando 48.57 y 49.58 cm de longitud y 44.46, 45.78 y 46.78

cm de diámetro, esta ligera superioridad se puede deber, a que según SILCROP, (2012), este bioestimulante al ser aplicado en bayas o frutos recién cuajados, promueve la división celular y la movilización de compuestos asimilados hacia los racimos o frutos, logrando mayores calibres, en el en caso de otros frutos, racimos más uniformes, debido a que dentro de su composición posee hormonas como la giberelina, que pueden inducir el crecimiento a través de una alteración de la distribución de calcio en los tejidos; y la auxina, que incrementa la plasticidad de la pared celular. Cuando la pared celular se ablanda, la célula se dilata debido a la presión del agua dentro de su vacuola (presión de turgencia). A medida que se reduce la presión del agua, por dilatarse la célula, ésta toma más agua y de este modo continúa agrandándose hasta que la pared opone resistencia (RAVEN *et al.*, 1992).

4.6. Grosor de cáscara

En los Cuadros 30 y 31 se puede observar los análisis de variancia para el parámetro grosor de cáscara de frutos en las seis cosechas realizadas donde no se encontró diferencia estadística significativa, tanto para bloque como para los tratamientos, lo que indica que ningún tratamiento demostró ser superior al otro. El coeficiente de variabilidad oscila entre 3.3 y 5.3% demostrando que existe una buena homogeneidad entre los tratamientos, debido a que los factores edafoclimáticos tuvieron poca influencia sobre este parámetro de evaluación.

Cuadro 30. Resumen del análisis de variancia para el grosor de cáscara de fruto de cocona en la 1ra, 2da y 3ra cosecha.

F. de variación	GL	Cuadrados medios		
		1ra cosecha	2da cosecha	3ra cosecha
Bloques	4	0.072 NS	0.073 NS	0.015 NS
Tratamientos	3	0.114 NS	0.063 NS	0.012 NS
Error experimental	12	0.052	0.051	0.018
CV.		5.344%	5.242%	3.324%

N.S. = No existe significación estadística.

Cuadro 31. Análisis de variancia para el grosor de cáscara de fruto de cocona en la 4ta, 5ta y 6ta cosecha.

F. de variación	GL	Cuadrados medios		
		4ta cosecha	5ta cosecha	6ta cosecha
Bloques	4	0.013 NS	0.013 NS	0.020 NS
Tratamientos	3	0.007 NS	0.006 NS	0.008 NS
Error experimental	12	0.018	0.018	0.024
CV.		3.387%	3.400%	3.872%

N.S. = No existe significación estadística.

En la Figura 4 se puede notar el grosor de la cascara de frutos, obtenidos por cada tratamiento de bioestimulantes, durante la última cosecha en la cual fue el T_2 (Revite®) el que demostró mayor grosor de cascara de fruto que el resto de los tratamientos, al obtener 4.04 mm de grosor, mientras que fue el tratamiento T_1 (Testigo) el que mostró menor grosor de cascara con tan solo 3.96 mm.

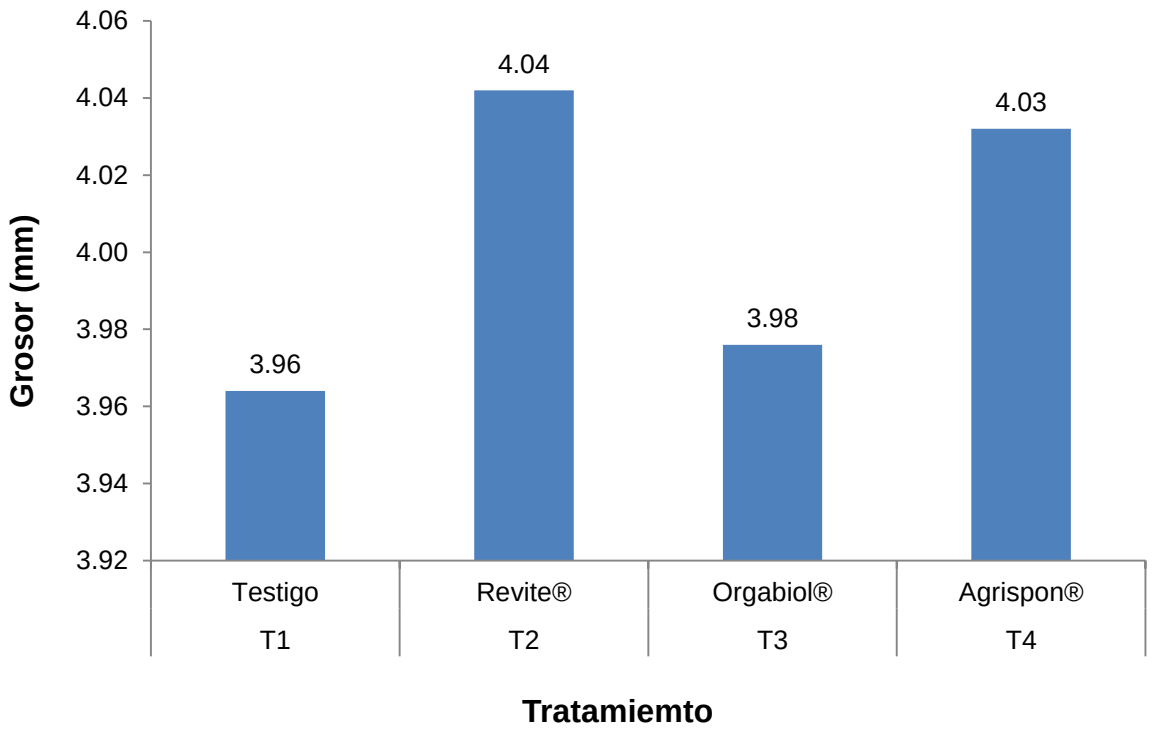

Figura 4. Grosor promedio de cáscara de frutos de cocona.

Sobre este parámetro, los resultados mostraron que no hubo mayores diferencias, posiblemente debido a que este carácter del fruto está programado genéticamente a alcanzar ese rango de medida (4.06 - 4.61) y que no sufra influencia por los bioestimulantes, pero no se encontró reportes que confirme o rechaces esta idea.

4.7. Grados Brix y pH

En el Cuadro 32 se puede observar el análisis de variancia para los grados Brix y pH de frutos, donde se encontró que no existe diferencia estadística significativa tanto para los tratamientos como para los bloques, lo que nos indica que ningún bioestimulante demostró ser superior a otro, estos resultados solo son considerados de la última cosecha, que son similares a la obtenidas en las cosechas anteriores en su análisis de variancia. El coeficiente de variabilidad obtenido para ambos parámetros fue de 6.811 y 8.024% demostrando que existe una buena homogeneidad entre los tratamientos, señalando que los factores medioambientales no tuvieron gran influencia.

Cuadro 32. Resumen del análisis de variancia para los grados Brix y pH del fruto de cocona.

F. de variación	GL	Cuadrados medios	
		Grados Brix	pH
Bloques	4	0.156 NS	0.135 NS
Tratamientos	3	0.150 NS	0.041 NS
Error experimental	12	0.181	0.063
CV.		6.811%	8.024%

N.S. = No existe significación estadística.

En la Figura 5 se puede ver el grado Brix y pH de frutos por tratamiento evaluado, donde fue Agrispon® (T_4) el que demostró mayor grados Brix (6.5) que el resto de los tratamientos, mientras que fue el Revite® (T_2) el que mostró tener el

mayor pH, con 3.2, pero a su vez este tratamiento (T_2) fue el que mostró el menor grados Brix de todo los tratamientos en estudio.

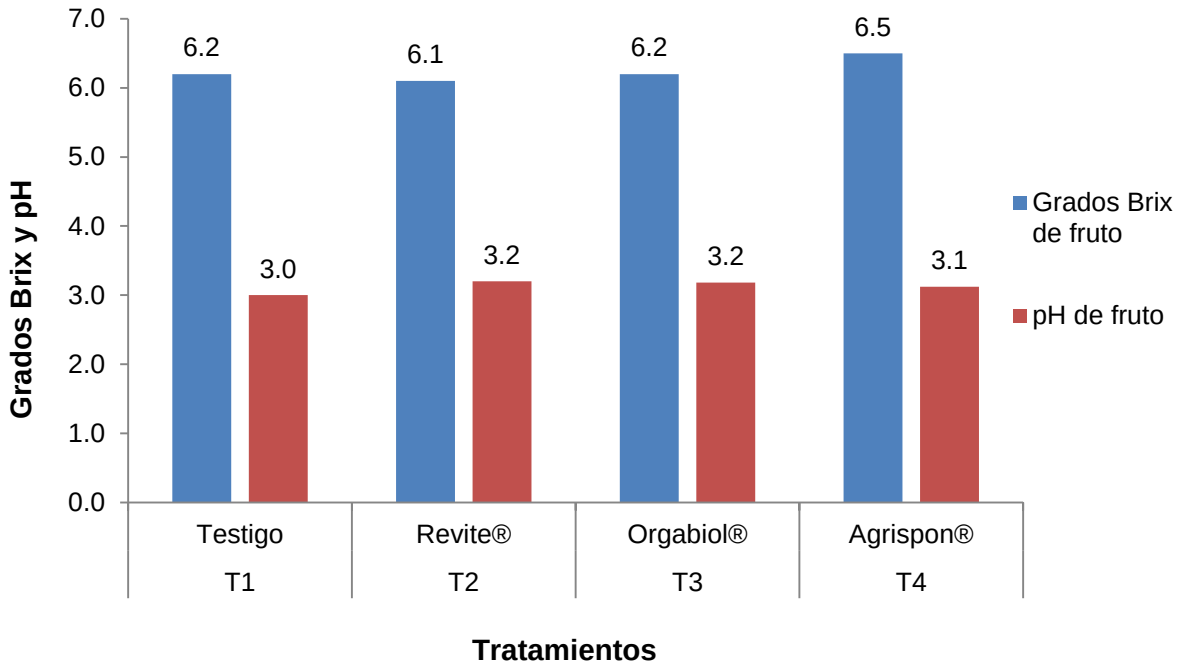

Figura 5. Grados Brix y pH obtenidos de frutos de cocona.

Estos dos parámetros tampoco fueron influenciados por los bioestimulantes, ya que como se puede apreciar en la figura anterior (Figura 5) todos los tratamientos incluido el testigo se mantiene en el rango de 6.1 a 6.5 grados Brix y de 3.0 a 3.2 para el pH, lo que estadísticamente los hacen similares debido a que la liberación de azúcar se da desde el cotiledón y no en la plata adulta. Pero también se puede apreciar la ligera superioridad numérica del tratamiento con Agrispon®, esto debido posiblemente a que según SILVESTRE PERÚ (2009), la liberación de azúcar desde el endospermo (debido al proceso de la germinación) puede ser inducido por el tratamiento con este bioestimulante. GARCÍA *et al.*

(2001) reportan que en caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) el uso de Agrispon® provocó incrementos en la producción de azúcar (dos a tres grados Brix) que permiten recuperar los costos de producción y, además, dejar cierto nivel de ganancias, confirmando el efectos de Agrispon® en el incremento de grados Brix que se encontró en la presente tesis. BRICEÑO (2008), reportó que en el cultivo de vid (*Vitis vinifera*) el uso de Orgabiol® tiene un incremento de 14 a 16 grados Brix, este mismo bioestimulante en la presente trabajo no lo logro ningún incremento, manteniéndose igual a los grados Brix del tratamiento testigo.

4.8. Peso de fruto

En los Cuadros 33 y 34 se puede observar el análisis de variancia para el parámetro peso de fruto de cocona, donde no hubo diferencia estadística significativa para bloque, pero si para los tratamientos, indicándonos que al menos un bioestimulante demostró tener influencia en la obtención de peso de los fruto de cocona en las seis cosechas realizadas durante la ejecución del presente trabajo de investigación. El coeficiente de variabilidad oscila entre 3.1 y 4.1% lo que significa que existe una buena homogeneidad entre la respuestas obtenido de los tratamientos, debido a la poca influencia de factores no controlables del medio ambiente como las lluvias, precipitación y humedad.

Cuadro 33. Resumen del análisis de variancia para el peso de fruto de cocona en la 1ra, 2da y 3ra cosecha.

F. de variación	GL	Cuadrados medios					
		1ra cosecha		2da cosecha		3ra cosecha	
Bloques	4	3.593	NS	1.565	NS	2.266	NS
Tratamientos	3	132.583	S	124.611	S	101.765	S
Error experimental	12	2.868		2.576		1.977	
CV.		3.331%		3.163%		2.682%	

N.S. = No existe significación estadística.

S. = Altamente significativo.

Cuadro 34. Resumen del análisis de variancia para el peso de fruto de cocona en la 4ta, 5ta y 6ta cosecha.

F. de variación	GL	Cuadrados medios					
		4ta cosecha		5ta cosecha		6ta cosecha	
Bloques	4	3.614	NS	4.632	NS	0.112	NS
Tratamientos	3	177.692	S	158.608	S	141.305	S
Error experimental	12	4.986		2.196		3.849	
CV.		4.179%		2.673%		3.841%	

N.S. = No existe significación estadística.

S. = Altamente significativo.

En el Cuadro 35 se puede ver la prueba de Duncan (α=0.05) para el peso de fruto obtenidos por los tratamiento con bioestimulantes, en la cual, fue Revite® (T_2) el que demostró mayor peso de fruto, al obtener 56.59, 54.98, 57.96, 58.88, 61.57 y 57.38 g respectivamente, durante las seis cosechas realizadas, siendo estadísticamente similar a Orgabiol® (T_3) y Agrispon® (T_4), pero superior al T_1 (testigo) que mostró menor peso de fruto con tan solo 44.22, 43.62, 47.22, 45.42, 48.02 y 44.50 g respectivamente.

Cuadro 35. Prueba de Duncan (α=0.05) para el peso de fruto de cocona.

Tratamiento	**Peso de fruto por cosecha (gramos)**					
	1ra	**2da**	**3ra**	**4ta**	**5ta**	**6ta**
T_2 (Revite®)	56.59 a	54.98 a	57.96 a	58.88 a	61.57 a	57.38 a
T_3 (Orgabiol®)	52.45 a	51.85 a	53.43 a	56.86 a	55.05 a	52.25 a
T_4 (Agrispon®)	50.33 ab	52.97 a	50.97 ab	52.37 a	56.97 b	50.37 ab
T_1 (Testigo)	44.22 b	43.62 b	47.22 b	45.42 b	48.02 b	44.50 b

Tratamientos unidos por la misma letra en las columnas muestra que no existe significación estadística.

Los resultados para este parámetro nos muestran que los tratamientos con bioestimulante superaron al tratamiento testigo, siendo el mejor de entre ellos el bioestimulante Revite®, con un peso de 56.59, 54.98, 57.96, 58.88, 61.57 y 57.38 g por fruto. También los resultados nos indican que los tres bioestimulantes influyen en la ganancia de peso del fruto, debido principalmente a la composición química de estos. El Revite®, que es regulador de crecimiento de plantas, de

origen natural proveniente de un extracto de cultivos microbianos, que contienen precursores de citoquininas, auxinas y giberelinas, además de enzimas y aminoácidos (SILCROP, 2012), que aparte de aumente las dimensiones del fruto, también permite aumentar el peso del fruto, gracias a estos precursores, que permite la elaboración o aumento de estas hormonas en la planta, (axina), que en frutos como manzanas o melones, que tienen muchas semillas (se puede incluir a la cocona), promueven la fecundación de varios sacos embrionarios para que la pared del ovario madure y se haga carnosa, aumentado con esto el volumen y el peso de los frutos. En el caso de la giberelina, que Influye en la producción de racimos muy cargados de uvas, con mayor tamaño (RAVEN *et al*., 1992), que incrementan tanto la división como la elongación celular, y a diferencia de las auxinas, que debilita la pared celular para promover el alargamiento celular, debido en parte a la acidificación de la misma, la giberelina pueden inducir el crecimiento a través de una alteración de la distribución de calcio en los tejidos. La combinación de estas dos hormonas (auxinas y giberelina) es lo que hace incrementar el peso de los frutos de cocona.

Mientras que con el bioestimulante Orgabiol® se obtuvo los segundos mejores peso de fruto con 52.45, 51.85, 53.43, 56.86, 55.05 y 52.25 g (en seis cosechas), se manifestó este efecto posiblemente a que este bioestimulante funciona como un biomodulador fisiológico que recupera la actividad metabólica y eficiencia energética de los nutrientes que afectan la producción hormonal, así como los procesos formativos de sustancias para lograr mejor rendimiento como lo refiere TQC (2010).

4.9. Rendimiento

En el Cuadro 36 se puede observar el análisis de variancia para el rendimiento de cocona, donde no se encontró diferencia estadística significativa para bloque, pero si para los tratamientos evaluados, lo que nos indica que al menos un tratamiento de bioestimulantes demostró ser superior al resto. El coeficiente de variabilidad fue de 4.26% demostrando una buena homogeneidad entre las respuesta de los tratamientos, debido principalmente a la poca influencia de factores no controlables.

Cuadro 36. Análisis de variancia para el rendimiento (t/ha) de cocona.

F. de variación	GL	SC	CM	
Bloques	4	9.736	2.434	NS
Tratamientos	3	100.276	33.425	S
Error experimental	12	21.748	1.812	
Total	19	131.760		
CV:	4.26%			

N.S. = No existe significación estadística.

S. = Existen diferencias estadísticas significativas.

En el Cuadro 37 se puede ver la prueba de Duncan (α=0.05) para el rendimiento obtenido por cada tratamiento de bioestimulantes, en la cual fue el Orgabiol® (T_4) el que mostró mayor rendimiento que el resto de los tratamientos al obtener 34.520 t/ha, pero fue estadísticamente superior solo al tratamiento T_1 (Testigo) que tuvo tan solo 28.252 t/ha de rendimiento.

Cuadro 37. Prueba de Duncan (α=0.05) para el rendimiento total de cocona.

Tratamiento	Bioestimulante	Rendimiento (t/ha)		
T_4	Orgabiol®	34.520	a	
T_2	Revite®	32.160	a	
T_3	Agrispon®	31.518	a	
T_1	Testigo	28.252		b

Tratamientos unidos por la misma letra en las columnas muestra que no existe significación estadística.

Si bien es cierto que las características biométricas, tanto de la planta como del fruto de la cocona son importantes; el rendimiento es quizás el principal objetivo de la utilización de bioestimulantes, ya que permitiría a los agricultores tener mayores ganancias. Desde este punto de vista podemos decir que los tratamientos con los bioestimulantes lograron mejores resultados que el tratamiento testigo, tal como se puede ver en el Cuadro 36, siendo el bioestimulante Orgabiol® con 34.520 t/ha la que alcanzó el mayor rendimiento, esto debido principalmente a que como ya se mencionó, logra un máxima expresión génica de los cultivos, activando todas las rutas metabólicas que tiene que ver principalmente con la construcción de hormonas endógenas, así como otras vías metabólicas (formación de proteínas, carbohidratos, ácidos grasos, vitaminas, pigmentos, sustancias protectoras, etc.) bloqueadas por el stress. También recupera la eficiencia energética de los nutrientes, así como los procesos formativos de sustancias útiles para una mayor y mejor cosecha (TQC, 2010). BRICEÑO (2008) obtuvo 14,064 kg/ha en el cultivo de vid *Vitis vinífera* var.

Red Globe comparándolo con el rendimiento testigo de 13,261 kg/ha, logrando un incremento de 803 kg, indicando que este bioestimulante ayuda a alcanzar rendimientos más altos que lo encontrado en parcelas donde no se aplicaron, caso similar se ve en el cultivo de cocona que se evaluó en la presente tesis, donde el incremento fue de 6.268 t/ha.

La diferencia de los resultados posiblemente se deba a que el bioestimulante Orgabiol®, según lo encontrado, permite un aumento en la calidad y el número de frutos de cocona, mientras que el bioestimulante Revite® permite solo una aumento en el peso de los frutos como ya se mencionó anteriormente, pero que no alcanza para superar al primer bioestimulante. Pero lo que si permite tener un rendimiento superior al testigo en 3.908 t/ha. No encontramos reportes que nos permitan verificar el efecto del bioestimulante Revite® en el cultivo de cocona, ni de otros cultivos.

Al comparar el bioestimulante Orgabiol® con el bioestimulante Agrispon® que es un derivado de plantas y extractos minerales, que aumenta la población de microorganismos benéficos que pueden mejorar significativamente la disponibilidad de nutrientes del suelo tal como lo manifiesta SILVESTRE PERÚ (2009), este tiene un mejor efecto, porque tiene micro elementos (quelatizados) como calcio (Ca), zinc (Zn), hierro (Fe), cobre (Cu) y magnesio (Mg) que son importantes para la formación de hormonas, enzimas, vitaminas, para el crecimiento y maduración de los frutos. Es recomendado cuando la planta está estresado, evita el envejecimiento estimulando la recuperación del cultivo. En la

altura de planta y el grosor de tallo (Cuadros 10 y 12), de acuerdo con VILLACHICA (1996), al aplicar el bioestimulante Orgabiol® sobre el follaje y el suelo, mejora el sistema de captura de energía mediante el aumento del DNA celular, estimulando el desarrollo de los microorganismos del suelo como bacterias (nitro fijadoras o no), hongos (especialmente micorrizas), algas y otros debido al mayor crecimiento y exudación radical que liberan nitrógeno, minerales, antibióticos, hormonas y reguladores del crecimiento que, absorbidas por las raíces, estimulan el crecimiento vegetativo de las plantas, además asegura la productividad continuada de la tierra de generación en generación. GARCÍA *et al*. (2001) al utilizar el bioestimulante Agrispon® en caña de azúcar encontró en condiciones de suelo de baja fertilidad un efecto estimulador considerable sobre la producción de caña, lo que significó un aumento del rendimiento agrícola de entre 10.63 y 17.70 t/ha, respecto al testigo; y un ahorro de entre 25 y 33% del nitrógeno mineral recomendado (que no fue evaluado en la presente tesis), ratificando la efectividad del bioestimulante Agrispon® en el aumento y/o desarrollo vegetativo de los cultivos, principalmente del tallo, y no en el rendimiento de fruto, tal como se vio en este trabajo.

VELA (2010), evaluó dos ecotipos (TR y AR 1) encontrando rendimientos de 35.92 y 29.33 t/ha, mientras que GÓMEZ (1997) reporta rendimientos de 18.688 a 37.449 t/ha en ocho ecotipos evaluados en la zona de Tulumayo. Estos rendimientos son similares a los encontrados en el presente trabajo, con la diferencia que son ecotipos distintos, por lo que no es posible realizar una comparación más exacta.

V. CONCLUSIONES

1. El crecimiento vegetativo de la planta de cocona tubo una mayor estimulación por parte del bioestimulante Agrispon®, logrando una altura de planta de 140.62 cm y un diámetro de tallo de 32.98 mm; siendo el tratamiento testigo que obtuvo la menor altura de planta y grosor de tallo (118.38 cm y 32.96 mm respectivamente).

2. El bioestimulante Orgabiol® demostró ser el de mayor influencia en la formación de flores, iniciando con 74.5 botones florales que a la postre se convirtieron en 70.5 flores cuajadas.

3. El bioestimulante Revite® tuvo mayor influencia en el desarrollo del fruto de cocona, logrando ser superior en la longitud (48.57 y 49.58 mm), diámetro (44.46, 45.78 y 46.78 mm), grosor de cascara (4.04 mm) y peso de fruto (61.57 g), seguido por los bioestimulantes Orgabiol® y Agrispon®.

4. Las características químicas no sufrieron mayores cambios permaneciendo en el rango de 6.1 a 6.5 para el grado Brix y de 3.0 a 3.2 para el pH.

5. El mayor rendimiento de cultivo de cocona se logró con el bioestimulante Orgabiol® alcanzando 34.520 t/ha, pero no supero estadísticamente al resto de los tratamientos a excepción del testigo, el cual solo obtuvo un rendimiento de 28.252 t/ha.

VI. RECOMENDACIONES

1. Usar el bioestimulante Orgabiol® para incrementar el rendimiento del cultivo de cocona, principalmente en el ecotipo SRN - 9, ya que demostró tener un mejor efecto en el aumento de la cantidad de frutos y una buena ganancia de peso del mismo.

2. Para incrementar el desarrollo vegetativo de la planta, como la altura de planta, grosor de tallo, se debe usar el bioestimulante Agrispon®, ya que con él se obtienen mejores resultados.

VII. RESUMEN

El presente trabajo se realizó en el centro de investigación y producción Tulumayo Anexo La Divisoria (CIPTALD), en los campos experimentales del convenio Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) con la Universidad Nacional Agraria de la Selva (UNAS), ubicado a 25 km de la ciudad de Tingo María, con el objetivo de determinar el rendimiento de tres bioestimulantes orgánicos en el cultivo de cocona (Solanum sessiliflorum Dunal). Las semillas fueron proporcionadas por el IIAP.

Se evaluaron características biométricas productivas como: peso de frutos, número de frutos, y las características biométricas vegetativas como: altura de planta, diámetro de tallo, distanciamiento entre nudos, formación de flores, número de botones florales, flores fecundadas y flores cuajadas. También se evaluaron características biométricas del fruto como: longitud, diámetro, y grosor de la cáscara.

El diseño experimental empleado fue de bloques completos al azar con 4 tratamientos y 5 repeticiones. Las características evaluadas de cada uno de los tratamientos se sometieron al análisis de variancia y significación estadística que se determinó por la prueba de Duncan en el nivel de significancia 0.05.

En el experimento se usó la variedad SRN - 9 de cocona y los bioestimulantes Revite®, Orgabiol® y Agrispon®, aplicados a una dosis 0.25 L. correspondientes para cada momento de aplicación.

Los resultados muestran en el rendimiento obtenido por cada tratamiento de bioestimulante, donde el Orgabiol® (T_4) fue estadísticamente superior con 34.520 t/ha frente a Revite® (T_2) 32.160 t/ha, Agrispon® (T_3) 31.518 t/ha, pero fue estadísticamente superior solo al tratamiento Testigo (T_1) que tuvo tan solo 28.252 t/ha de rendimiento.

En cuanto a las características biométricas evaluadas en relación al peso de fruto, fue el bioestimulante Revite® (T_2), con el que se obtuvo mayor peso de fruto, siendo estadísticamente similar al bioesimulante Orgabiol® (T_3), y al bioestimulante Agrispon® (T_4), pero superior al testigo (T_1), el que mostró menor peso de fruto. En cuanto al carácter de longitud y diámetro de fruto, fue el tratamiento con Revite® (T_2) con el que se obtuvo mayor longitud y diámetro que el resto de los tratamientos, pero fue superior estadísticamente al tratamiento Testigo (T_1) y Agrispon® (T_4). En cuanto a las características biométricas vegetativas, podemos ver que existe diferencia estadística, siendo el Agrispon® (T_4) y Orgabiol® (T_3), superiores estadísticamente al resto de los tratamientos.

Finalmente concluimos que el bioestimulante Orgabiol® tuvo mayor respuesta positiva en el rendimiento de la cocona, por lo cual recomendamos su uso a los agricultores dedicados a este cultivo, así como para la realización de otros trabajos de investigación en diferentes cultivos.

VIII. BIBLIOGRAFÍA

1. ACOSTA, M. 2014. Los fitorreguladores en la agricultura. Jornada Técnica. Fundación Séneca - Agencia de Ciencia y Tecnología de la Región de Murcia 2011-2014. Murcia, España. Pp.6- 13
2. ADRIAZOLA, J. 1991. Frutales nativos. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Facultad de Agronomía, convenio UNAS-PEAH. Tingo María, Perú. 43 p.
3. BALCÁZAR, L.; CARBAJAL, C.; ANTEPARRA, M. y CABEZAS, O. 2011. El cultivo de la cocona. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Ministerio de Educación. CONCYTEC. 130 p.
4. BARRIGA, R.R. 1994. Plantas útiles de la Amazonía Peruana, características, usos y posibilidades. Trujillo, Perú: CONCYTEC. Ed. Libertad. 261 p.
5. BEAULIEU, R. 1973. Reguladores de crecimiento. Ed. Oikos -Tau S.A. Barcelona, España. 235 p.
6. BIDWELL, R. 1979. Fisiología vegetal. 2ed. A.G.T. Editor S.A. México. 173 p.
7. BRICEÑO, L. 2008. Efecto de Orgabiol® en el rendimiento del cultivo de vid var. Red Globe. [En línea]: http:www.tqc.com.peworksorgabiol-vid.pdf (Consultado el 26 de junio del 2013).
8. CALZADA, J. 1990. 143 Frutales Nativos. Universidad Agraria La Molina, Lima, Perú. 320 p.
9. CARBAJAL, C. y BALCÁZAR, L. 2004. Cultivo de Cocona, Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Programa Biodiversidad. Tingo María, Perú. 54 p.

10. COLÓN, J.; MÉNDEZ, C.; DE LA ROSA, E.; GARCÍA, L.; MANCEBO, J.; MORALES, J.P. y RONDÓN, F. 2012. Aplicación de reguladores de crecimiento y su efecto en plántulas injertas de mango (*Mangifera indica*) y aguacate (*Persea americana*). Esporas. 1 (6): 61 - 66 p.

11. DELGADO, G. y ROJAS, C.1999. Cultivo de Tejidos Vegetales I. Universidad Nacional Pedro Ruíz Gallo. Lambayeque, Perú. Pp. 32, 84.

12. DEVLIN, R.M. 1980. Fisiología Vegetal. Tercera Edición. Traducido por X. Limosa Ediciones Omega, S. A. Barcelona, España. 517 p.

13. GALVIS, J.A. 1998. Índices de cosecha y su relación con la calidad de las frutas: seminario avances en el manejo pos cosecha y transformación de frutales amazónicos. En: Memorias seminario taller en el manejo pos cosecha y trasformación de frutales amazónicos. Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas “SINCHI”. Florencia, Caquetá, Colombia. 156 p.

14. GARCÍA, I.; LLERENA, E.; DÍAZ, J. C.: FUENTES NORDET, J.; SANTANA, O.; FERNÁNDEZ, C.; MARTÍNEZ, J. I. y SÁNCHEZ M. 2001. Uso de bioestimulante natural en el cultivo de la caña de azúcar. Santa Clara, Cuba. 28 (2). 56-60.

15. GÓMEZ, A.R. 1997. Comparativo de rendimiento de ocho cultivares de cocona (*Solanum topiro* H.B.T.) en Tulumayo. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María, Perú. 83 p.

16. GONZALES, W. 2002. Evaluación fenológica de dos ecotipos de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal.) en Tulumayo. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad Nacional Agraria de la Selva. Tingo María, Perú. 98 p.

17. HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E.; DAVIES, J.T. y GENEVE, R.L. 1997. Plant propagation: principles and practices. 6th Edition. Prentice Hall, Uper Saddle River, New Jersey. Pp. 199 – 209.

18. IIAP (Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana), 2014. IV Curso - Taller: posibilidades de biocomercio de la flora amazónica – plantas medicinales. Diapositiva. 64 p. [En línea]: http://www.iiap.org.pe/ Upload/Conferencia/CONF258.pdf (Consultado el 19 de marzo 2016)

19. INDAGRO. 1999. Bioestimulante. Registro de inscripción del producto químico formulado. Ministerio de Agricultura. Lima, Perú. 223 p.

20. LEÓN, J. 2000. Botánica de los cultivos tropicales. 3ra Edición revisada y aumentada. San José, Costa Rica, IICA, Colección: Libros y Materiales Educativos N° 84. XXIII. 552 p.

21. LIRA, S. 1994. Fisiología vegetal. Editorial Trillas. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. México. 237 p.

22. MELDRUM, E.; PARKER. P.J. y CAROZZI, A. 1991. The PtdIns - PLC superfamily and signal transduction. Biochim. Biophys. Acta. 1092 (1): 49 -71.

23. OCHSE, J.J.; SOULE, M.J.; DIJKMAN, M.J. y WEHLBURG, C. 1983. Cultivo y mejoramiento de plantas tropicales y subtropicales. LIMUSA, México. 828 p.

24. PIERIK, R.L.M. 1990. Cultivo in vitro de las plantas superiores. Edic. Mundi-Prensa. Madrid, España. 326 p.

25. RANDALL, R.D. y THAYER, S.A. 1992. Glutamate-induced calcium transient triggers delayed calcium overload and neurotoxicity in rat hipocampal neurons. J. Neurosci. 12, 1882-1895.

26. RAMÍREZ, V.C. 2012. Rain biological products: Efecto-del-triacontanol. 969 p. [En línea]: www.powerpointsgratis.net/EFECTO-DEL-TRIACONTANOL/1/ (Consultado el 04 de junio del 2014).

27. RAVEN, P.H.; EVER, R.F. y EICHHORN, S.E. 1992. Biología de las plantas. Vol. II, Ed. Reverté, Barcelona. 370 p.

28. ROCA, W. y MROGINSKI, L. (Eds.). 1991. Cultivo de tejidos en la agricultura (Fundamentos y Aplicaciones). Editorial XYZ. CIAT. Cali - Colombia. 969 p.

29. SALISBURY, F.B. y ROSS, C.W. 2000. Fisiología de las plantas traducido por José Manuel Alonso. Thompson. Editores, Spain Paraninfo .S.A. Madrid, España. 998 p.

30. SANTIAGO, P. 2004. Efecto de dos fitohormonas y sus mezclas en dos dosis en el amarre y calidad de frutos en el cultivo de cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) variedad "CTR" en Yanajanca - Huánuco. Tesis para optar el Título de Ingeniero Agrónomo en la Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María. 86 p.

31. SENN, T. 1987. Seweed and plant growth, Clemenson University. 67 p.

32. SERRANO, M. y PIÑOL, T. 1991. Biotecnología vegetal. Ed. Síntesis S.A. España. Pp. 50-70.

33. SILCROP. 2012. Ficha técnica REVITE [En línea]: www.sitiope. com/empresa/silcrop-s-a-c_20519451825.html doc. (Consultado el 15 de enero del 2014).

34. SILVA FILHO, D.F. 1998. Cocona (*Solanum sessiliflorum* Dunal) cultivo y utilización. Tratado de Cooperación Amazónica. Secretaría pro tempore, Caracas, Venezuela. 105 p.

35. SILVESTRE PERÚ. 2009. Ficha técnica, Agrispon [En línea]: www.gruposilvestre.com.pe/ArchivosProducto/GS_PV_C_199.pdf (Consultado el 18 de mayo del 2013).

36. TQC (TECNOLOGIA QUÍMICA COMERCIAL). 2010. Ficha técnica. Orgabiol. [En línea]: http://www.tqc.com.pe/product/orgabiol/pdf. (Consultado el 01 de junio del 2013).

37. TREWARAS, A. 1991. How do Plant growth substances work? Plant Cell. North Caroline, Stage College. 106 p.

38. VELA, P.M. 2010. Rendimiento de dos ecotipos de cocona (*Solanum sessiliflorun* Dunal) en dos épocas de producción. Tesis para optar el Título de Ingeniero Agrónomo en la Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María. 88 p.

39. VILLACHICA, H. 1996. Frutales y hortalizas promisorias de la amazonia. Tratado de cooperación Amazónica. Secretaría Pro Tempore. Lima, Perú. 368 p.

40. WATSON, C.E. 1985. Cultivos tropicales adaptados a la selva peruana, particularmente al Alto Huallaga. Banco Agrario. Lima, Perú. 365 p.

IX. ANEXO

X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
X	1	4	X	X	1	4	X	X	1	4	X	X	1	4	X	X	1	4	X
X	2	5	X	X	2	5	X	X	2	5	X	X	2	5	X	X	2	5	X
X	3	6	X	X	3	6	X	X	3	6	X	X	3	6	X	X	3	6	X
X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
	T2				**T3**				**T4**				**T1**				**T3**		
X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
X	1	**4**	X	X	1	4	X	X	1	4	X	X	1	4	X	X	1	4	X
X	2	5	X	X	**2**	**5**	5	X	2	5	X	X	2	5	X	X	**2**	5	X
X	3	**6**	X	X	3	6	X	X	**3**	6	X	X	3	6	X	X	3	**6**	X
X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
	T3				**T1**				**T2**				**T4**				**T2**		
X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
X	1	4	X	X	1	**4**	X	X	1	4	X	X	1	4	X	X	1	4	X
X	2	5	X	X	2	5	X	X	2	**5**	X	X	**2**	5	X	X	2	5	X
X	**3**	6	X	X	3	6	X	X	**3**	6	X	X	3	6	X	X	3	6	X
X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
	T4				**T2**				**T1**				**T3**				T1		
X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
X	1	4	X	X	1	4	X	X	1	4	X	X	1	4	X	X	**1**	**4**	X
X	2	5	X	X	2	5	X	X	2	5	X	X	2	**5**	5	X	**2**	**5**	X
X	3	6	X	X	3	6	X	X	3	6	X	X	3	6	X	X	**3**	**6**	X
X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
	T1				**T4**				**T3**				**T2**				**T4**		
	I				**II**				**III**				**IV**				**V**		

Entrada

Figura 6. Croquis del campo experimental.

Cuadro 38. Descripción de los momentos de aplicación de los tratamientos**.**

Momento de aplicación	Tratamientos	Dosis	Gasto de agua
Trasplante	Testigo	0 ml/ha	0 L/ha
	Revite®	250 ml/ha	200 L/ha
	Orgabiol®	250 ml/ha	200 L/ha
	Agrispon®	250 ml/ha	200 L/ha
Floración	Testigo	0 ml/ha	0 L/ha
	Revite®	250 ml/ha	200 L/ha
	Orgabiol®	250 ml/ha	200 L/ha
	Agrispon®	250 ml/ha	200 L/ha
Fructificación	Testigo	0 ml/ha	0 L/ha
	Revite®	250 ml/ha	200 L/ha
	Orgabiol®	250 ml/ha	200 L/ha
	Agrispon®	250 ml/ha	200 L/ha

Figura 7. Preparación de los bioestimulantes.

Figura 8. Dosificación del bioestimulante Revite®.

Figura 9. Primera aplicación de los bioestimulantes.

Figura 10. Tercera aplicación de los bioestimulantes.

Figura 11. Presentación del bioestimulante Orgabiol® por parte de la Empresa TQC.

Figura 12. Bioestimulante Revite® de la empresa Silcrop.

Figura 13. Bioestimulante Agrispon® de la empresa Silvestre.