

UNIVERSIDAD SAN PEDRO  
VICERRECTORADO ACADÉMICO  
ESCUELA DE POSGRADO  
FACULTAD DE INGENIERÍA



**Dos densidades de trampas en monitoreo de  
*Pectinophora gossypiella S.* en algodón, valle  
Santa, 2017**

Tesis para obtener el Grado Académico de Maestro en  
Manejo Integrado de Plagas

**Autor: Pérez Poémape, Juan Francisco**

Asesor: Neciosup Obando, Jorge

Chimbote – Perú

2019

## **1. Palabras Clave**

Plagas, Agricultura, Densidad de trampas, Feromonas.

## **Keywords**

Pests, Farming, Density of Traps, Pheromones

## **Líneas de Investigación:**

**Área:** Ciencias Agrícolas

**Sub área:** Agricultura, Silvicultura y Pesca

**Disciplina:** Agronomía

**Líneas de Investigación:** Producción Agrícola

## **2. Título**

**Dos densidades de trampas en monitoreo de Pectinophora gossypiella S. en algodón, valle Santa, 2017**

Línea de Investigación		
Programa	Maestría en Manejo Integrado de Plagas	
Línea de Investigación	Sanidad Vegetal	
OCDE	Area 1.	Ciencias Naturales
	Sub Area 1.6	Ciencias Biológicas
	Disciplina:	Entomología.
Sub – línea	Entomología Agrícola	

*Fuente:* Resolución N° 049-2018-USP-VIRIN/CI

### **3. Resumen**

En el sector El Castillo, Valle de Santa Lacramarca, se estudió el efecto de dos densidades de trampas empleando feromonas (Gossyplure) en cebos, con el propósito de determinar la densidad más eficiente en el monitoreo de la población del “Gusano Rosado” *Pectinophora gossypiella* Saunders, que en el Valle del Santa, como en el resto del mundo, es una de las plagas más importantes y determinantes del rendimiento en el cultivo del algodón. Para el experimento se usaron trampas tipo Mc Phail en campos instalados de algodón variedad IPA 69, empleando densidades de 20 y 40 trampas x ha. Mediante observaciones periódicas se cuantificó el número de polillas machos capturados en las trampas desde el inicio de floración hasta el inicio de cosecha y se analizaron con T de Students, muestras independientes. Las pruebas de comparación de varianzas indicaron diferencias entre ellas, concluyéndose que la densidad de 40 trampas por hectárea es mejor que la densidad de 20 trampas en igual superficie.

#### **4. Abstract**

In the “El Castillo” sector, Santa Lacramarca Valley, the effect of two trap densities was studied using pheromones (Gossyplure) in baits, with the purpose of determining the most efficient density in the population monitoring of the “Pink Worm of India *Pectinophora gossypiella* Saunders, which in the Santa Valley, as in the rest of the world, is one of the most important pests and determinants of yield in cotton cultivation. For the experiment, Mc Phail type traps were used in installed fields of cotton variety IPA 69, using densities of 20 and 40 traps per ha. Periodic observations the number of male moths captured in the traps from the beginning of flowering to the beginning of harvest was quantified and independent samples were analyzed with Student's T. Variance comparison tests indicated differences between them, concluding that the density of 40 traps per hectare is better than the density of 20 traps on the same surface.

## INDICE

	<u>Pag.</u>
1. Palabras Clave	I
2. Título	II
3. Resumen	IV
4. Abstract	V
5. Índice	VI
I. Introducción	1
II. Metodología	16
III. Resultados	23
IV. Análisis y Discusión	33
V. Conclusiones	36
VI. Recomendaciones	37
VII. Referencia Bibliográfica	38
VIII. Agradecimiento	41
IX. Anexos	42

## Índice de Tablas

Tabla 1.	Países productores de algodón en el mundo (Ton) .....	2
Tabla 2.	Cuadro Conceptualización y Operacionalización de variables.....	14
Tabla 3.	Distribución de parcelas, trampas y tratamientos .....	17
Tabla 4.	Temperatura y humedad relativa (Junio 2017-Febrero 2018) .....	20
Tabla 5.	Fases fenológicas del cultivo de algodón IPA 69 en valle Santa.....	23
Tabla 6.	Capturas de polillas machos por trampa y por mes .....	24
Tabla 7.	Capturas por trampa, por mes y por densidad.....	24
Tabla 8.	Resumen de capturas mensuales y por densidad .....	25
Tabla 9.	Promedio de capturas por densidad y mes .....	26
Tabla 10.	Comparación de frecuencias de capturas .....	27
Tabla 11.	Porcentaje daños de Gusano Rosado por parcela y densidad .....	28
Tabla 12.	Promedio de cápsulas producidas y dañados .....	29
Tabla 13.	Rendimientos en quintales por parcela y por densidad .....	30
Tabla 14.	Producción promedio por densidad y por paña.....	31

## Índice de Figuras

Fig 1. Curvas de temperaturas máxima y mínimas en el periodo estudiado .....	20
Fig. 2 Curva de la humedad relativa en el periodo de estudio .....	21
Fig. 3. Diagrama de barras de la fenología de algodón IPA 69.....	23
Fig. 4 Histograma de machos capturados por trampa y meses .....	26
Fig. 5 Curvas de captura mensual y por densidad .....	26
Fig. 6. Promedio de captura por densidad y mes.....	28
Fig. 7. Histogramas de cápsulas producidas y dañadas.....	29
Fig. 8. Histograma de rendimientos por densidad.....	30
Fig. 9. Histograma de estimado o proyección de cosecha a una hectárea .....	31
Fig. 10 Histogramas de rendimientos promedio de la cosecha por paña .....	32

## Anexos

Anexo 1.	Requerimientos climáticos del Algodón .....	44
Anexo 2.	Distribución de tratamientos, parcelas y trampas .....	45
Anexo 3.	Fotografía de larva de <u>Pectinophora gossypiella</u> S. ....	46
Anexo 4.	Fotografía de larva de <u>Pectinophora gossypiella</u> S. ....	46
Anexo 5.	Fotografía de adulto de <u>Pectinophora gossypiella</u> S. ....	47
Anexo 6.	Fotografía del cultivo de algodón .....	47
Anexo 7.	Fotografía de revisión de una de las trampas .....	48
Anexo 8.	Fotografía de cambio de cebo en trampas .....	48
Anexo 9.	Modelo de Trampa Mc Phail usado en el experimento .....	49

## I. Introducción

### 1.1. Del Cultivo de Algodón

El algodón (del árabe al qutn), es la fibra natural más importante del mundo, del cual se conocen 4 especies: dos de América tropical, Gossypium hirsutum y Gossypium barbadense, y dos de los trópicos de África y Asia, a saber las especies Gossypium arboreum y Gossypium herbaceum. (Torres, 2017, p.4)

Basurto (2000) indica que la especie Gossypium barbadense L. cuyo origen es el macizo andino, es el que se expandió rápidamente hasta Norte América y a Brasil.

En la actualidad, en el Perú se tienen cultivares que como el Pima, el Tangüis y otros que adaptándose bien en los valles peruanos producen algodón de fibra larga y color blanco, atributos muy deseables en la industria textil. Los siglos IX y XX fueron periodos de auge para el algodón peruano y mundial. En nuestro país llegó a considerársele el “oro blanco” por la significativa incidencia en la economía nacional hasta 280,000 toneladas de fibra en la década del 80. (Torres, 2017, p 1)

La clasificación taxonómica del algodón es la siguiente:

Clase: Angiospermas

Sub Clase: Dicotiledóneas

Orden: Malvales

Familia: Malvaceae.

Género: Gossypium.

Nombre científico:

Gossypium herbaceum (algodón indio),

Gossypium barbadense (algodón egipcio),

Gossypium hirsutum (algodón americano).

Tabla 1.  
Países Productores de Algodón en el Mundo (Toneladas)

Orden	País	2016	2017	2018
1	China	5'970,000	6'588,950	6'840,000
2	India	5'683,000	5'984,000	5'321,000
3	USA	3'941,000	3'412,550	3'598,000
4	Pakistán	1'869,000	2'312,000	2'215,000
5	Brasil	973,449	1'673,337	1'638,103
6	Australia	1'136,120	983,400	1'052,000
7	Uzbekistán	816,705	954,600	851,000
8	Turquía	386,800	843,572	973,497
9	Argentina	230,000	295,000	210,000
10	Turkmenistán	225,000	195,000	198,000
	Total	22'714,154	24'9414,738	25'955,096

Fuente: FAO (2019).

Basurto (2000) menciona las siguientes variedades de algodón y zonas de producción en Perú:

**Algodón Pima:** Se siembra en el Departamento de Piura entre los meses de Diciembre a Febrero y se cosechan entre Julio a Octubre. La fibra producida es extralarga (38 – 45 mm) de color blanco cremoso. Rinde ente 2,500 – 3000 Kg de algodón en rama.

**Algodón del Cerro.** Se cultiva exclusivamente en el Departamento de Lambayeque. Se siembra entre setiembre a noviembre y la cosecha entre marzo a junio. La fibra es similar al Pima.

**Algodón Tangüis:** Se siembra en los valles costeros de los departamentos de Ancash, Lima, e Ica en diferentes meses de acuerdo a una reglamentación. Para el caso del Valle de Santa Lacramarca se siembra entre los meses de Junio a agosto. La longitud de la fibra es de 32 mm y rendimientos que van desde los 1,600 a 4,000 kg/ha

Aspero de la Selva: Se siembra en el departamento de San Martín. La longitud de fibra es de 25 – 28 mm. (p. 5,6)

La fibra es lo principal del algodón para la industria textil, la semilla es fuente de aceite para consumo humano y cosmetología. La torta o pasta se emplea para alimento de ganado vacuno y avícola (Torres, 2017).

En cuanto a su morfología la planta de algodón está compuesta por la raíz principal que es axonomorfa o pivotante. Las raíces secundarias siguen una dirección más o menos horizontal. En suelos profundos y de buen drenaje, las raíces pueden llegar hasta los dos metros de profundidad. En los suelos poco profundos o de pobre drenaje apenas alcanzan los 50 cm. El algodón textil es una planta con raíces penetrantes de gran actividad nutricional. El tallo principal es erguido, y los tallos secundarios, que parten del principal, tienen un desarrollo más o menos horizontal. Existen dos tipos de ramas, las vegetativas y las fructíferas. Las flores son dialipétalas, con 4 brácteas y estambres numerosos que envuelven al pistilo: es planta autógama, aunque algunas flores abren antes de la fecundación, produciéndose semillas híbridas. El fruto es una cápsula con tres a cinco carpelos, que tiene seis a diez semillas cada uno. Las células epidérmicas de las semillas constituyen la fibra llamada algodón. Es de color verde durante su desarrollo y oscuro en el proceso de maduración. La longitud de la fibra varía entre 20 y 45 cm, y el calibre, entre 15 y 25 micras con un peso de 4 a 10 gramos. Después de la maduración del fruto se produce la dehiscencia, abriéndose la cápsula. Debido a que la floración del algodonoero es escalonada, la cosecha (“Paña”) también lo es.

El algodonoero tiene tres fases diferenciadas de desarrollo y crecimiento:

Fase Vegetativa.- entre la siembra y la aparición del primer botón floral (50 días aproximadamente), donde la planta establece el sistema radicular y el tipo de ramificación.

Fase de Fructificación.- desde la aparición del primer botón floral hasta la apertura de la primera cápsula ( a los 150 – 160 días). Este periodo dura unas 12 semanas.

Fase de Maduración. - empieza a los 150 – 160 días edad y continúa hasta la apertura final de la cápsula, es decir unos 240 – 260 días después de la siembra.

El algodón es una planta de origen tropical. Se le cultiva en América latitudes de 37° en el norte (Carolina del Norte en USA) y por el sur hasta 35° de latitud sur (norte argentino). Asimismo, en Europa y Asia se le cultiva 42° latitud norte en Azerbaiyán y por el sur a 35° en Sudáfrica y Australia. En la zona ecuatorial se comporta como planta perenne, pero a medida que se aleja del Ecuador se comporta como planta anual (Basurto, 2000). La planta es exigente en unidades de calor, la temperatura crítica (“temperatura cero”) es 15 °C y en algunos casos 12.8°C, bajo las cuales la planta no prospera. Su temperatura óptima está entre 22 – 28°C. Si la temperatura sigue subiendo, la actividad reproductiva empieza a restringirse, hasta que sobre los 36°C deja de producir (Basurto, 2000). La luz es un factor importante, pues en zonas nubladas se produce caída de pequeñas bellotas (caída fisiológica), a excepción de la variedad Tangüis. En cuanto a sus requerimientos hídricos, el algodón es cultivado en condiciones de secano o bajo riego y en suelos ácidos o suelos salinos. Su requerimiento de agua fluctúa entre 8,500 a 12,000 m<sup>3</sup>, siendo su mayor necesidad entre la floración y el llenado de las bellotas (Basurto, 2000).

El algodonoero tiene numerosas plagas (insectiles) y enfermedades que la atacan y detallamos a continuación:

Gusanos de tierra: *Agrotis ypsilon* (Rott), *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith)  
*Prodenia Eridania* (Cramer).

Pulgones (*Aphis gossypi*) el cual se puede controlar con liberaciones de controladores naturales: coccinélidos, *Scymus*, *Chrisopas*, *Syrphidos*, *Aphidius* o aplicaciones de *Entomophtora virulenta*.

Mosca Blanca (*Bemisia tabaco B. Argentifolii*) el cual se puede controlar con trampas amarillas, aplicaciones de detergentes y aceites agrícola, o de hongos entomopatógenos (*Paecilomyces farinosus*; *Verticillium lecanii*, y *Entomophtora virulenta*. También puede liberarse *Crisopas* (20,000 huevos/ha).

Perforador Grande (*Heliothis virescens*), se puede controlar liberando *Trichogramma* (50 pulg<sup>2</sup>/ha).

Picudo peruano (*Anthonomus vestitus*) el cual se controla mediante recojo manual y quemado de botones dañados, y en el caso de fuerte infestación aplicaciones de arseniato de plomo.

Gusano Rosado de la India (*Pectinophora gossypiella*) para cuyo control se libera *Trichogrammatoidea bactrae* (50 – 60 pulg<sup>2</sup>/ha) que parasita posturas. También se puede usar feromonas gossyplure en líquido aplicando en bandas o cobertura total.

Gorgojo de la Chupadera (*Eutinobothrus gossypii* Pierce) que es plaga estratégica en la costa central del Perú. Para reducir la población de la plaga se eliminan y queman las plantas afectadas, con el fin de interrumpir el ciclo biológico. También se debe evitar sembrar algodón en campos infestados con el gorgojo.

Debido a que la formación de los frutos del algodón se produce en forma escalonada, la maduración y apertura de bellotas se presentan también en forma escalonada. En países como USA, Argentina, la cosecha es mecanizada. Pero en el Perú se realizan hasta tres y aún cuatro “pañás” en forma manual y utilizando materiales confeccionados en algodón, pues los materiales sintéticos son inapropiados por ser contaminantes.

## **1.2. De la Plaga Pectinophora gossypiella Saunders**

El antecedente más antiguo de la plaga “Gusano Rosado de la India” (GRI) data desde 1,843 en la que fue descrita por Saunders y vinculada a material proveniente de algodones de la India, siendo la semilla de algodón infestado la principal fuente de diseminación. Desde entonces y a la fecha la dispersión de la plaga alcanza a los campos de algodón de todo el mundo, presumiéndose que a nuestro país ingresó a partir de 1983 desde Ecuador (Korytkowski, 1984).

Korytkowski (1984) citando a Falcon y Smith (1974) indica que desde el punto de vista internacional, se considera a Pectinophora gossypiella como la especie más

destructora en el cultivo del algodón por su amplia distribución mundial. Los daños, en algunos casos ha llegado hasta el 70% de las cosechas (Brasil 1949-1950).

Nombre científico: Pectinophora gossypiella Saunders

Nombre Común: Gusano Rosado de la India, Gusano Rosado Asiático, Pinkbollworm (inglés)

La clasificación taxonómica del Gusano Rosado de la India es la siguiente:

Phylum	:	Artrópoda
Subphylum	:	Hexápoda
Clase	:	Insecta
Subclase	:	Pterygota
Orden	:	Lepidóptera
Familia	:	Gelechiidae
Sub familia	:	Pexicopiinae
Género	:	Pectinophora
Especie	:	gossypiella

El adulto de GRI es un microlepidóptero de 15 a 19 mm de expansión alar. Las alas se muestran plegadas en forma casi plana sobre el dorso del cuerpo, de color pardo-grisáceo (semejante al tono de las brácteas secas de botones y bellotas), con una banda oscura pre-apical y una mancha más o menos elíptica central de color negruzco. Tienen en sus bordes superiores un fleco de color claro. Los palpos labiales son curvados hacia arriba. La característica externa más peculiares se encuentran en las patas. Los segmentos tarsales de las patas anteriores son casi completamente negro, con un estrecho anillo claro en el ápice (Korytkoski, 1984). Las pupas son relativamente pequeñas, de 6 – 10 mm de longitud. Recién formadas son marrón claro oscureciéndose gradualmente conforme avanza su desarrollo, hasta llegar a marrón oscuro en su fase final (Korytkoski, 1984). Es característico la vestimenta densa y uniforme de pelos cortos y erectos (Palemón, 2013). En cambio, las larvas de GRI en el primer instar (estadio) son de color claro o blanco cremoso, de 1-2 mm de longitud (Anexo 3). En el tercer instar cambian a una coloración rosada (Anexo 4) y en el

cuarto instar adquieren un color rosa intenso y 12-15 mm longitud. La cabeza es color café oscuro y posee un escudo protorácico dividido longitudinalmente en dos. Las larvas no diapáusicas elaboran un pupario o cocón alargado, suave y apropiado para empupar. En cambio, las diapáusicas tejen un cocón esférico y apretado para pupar (Pacheco1994). Los huevos recién depositados son de color blanco aperlado, posteriormente se tornan de color rojizo-naranja; de forma alargada, ovalados, de 0.4-0.6 mm de longitud y 0.2-0.3 mm de ancho. Por lo general son depositados en forma individual o en grupos de 5-10. Los huevos de la primera generación en primavera son a menudo depositados en las estructuras vegetativas de la planta de algodón. La segunda y subsecuentes generaciones los huevos son colocados debajo del cáliz del botón floral mayor de 15 días (Venette et al., 2000).

Cuando las larvas recién emergidas se encuentran en las flores, unen los pétalos con seda para protegerse formando la llamada “flor rosetada” la cual no abre adecuadamente, siendo esto de gran utilidad para detectar infestaciones de campo. Cuando en el campo no hay bellotas más desarrolladas, o éstas son aún escasas, o cuando la población de adultos es demasiado elevada en relación a las bellotas, ataca a los botones florales menores de 10 días de edad, induciendo a la caída de éstas, ocasionando que las larvas no sobrevivan. La larva recién nacida penetra a la bellota casi de inmediato por la parte media del fruto o por el ápice en menor grado en un lapso de 20 a 30 minutos. El pequeño orificio de entrada no es visible en un principio desde el exterior, pero en la parte interna de la pared de la bellota se desarrolla un callo o verruga o a veces una mina característica, que puede ser evidencia del daño de gusano rosado. La larva se alimenta de la fibra para llegar a la semilla ya como larva de segundo instar. Dichos daños provocan manchado de la fibra, afectan su longitud y resistencia, bajando por tanto su calidad y el precio de venta. También ocasionan pérdidas en la viabilidad, peso de la semilla y calidad del aceite. En promedio, una larva puede destruir de dos a cinco semillas durante su desarrollo y puede afectar por completo el lóculo de la bellota. Una vez que la larva completa su período de alimentación, deja la bellota mediante un característico orificio de salida en el carpelo de la pared (Pacheco, 1994; Ramírez y Nava, 2000). Generalmente, se encuentran de 1 a 3 larvas por bellota afectada; sin embargo, bajo condiciones de infestación

extremadamente severa, se han encontrado hasta 29 larvas en una bellota. (Korytkoski, 1984).

El muestreo del gusano rosado debe iniciarse a partir de la segunda semana de floración, cuando se observen las primeras bellotas susceptibles (15 a 30 días de edad) y consiste en coleccionar 25 bellotas susceptibles al azar en cada uno de los cuadrantes del predio de una área no mayor de 40 hectáreas. Si la superficie es mayor de 40 hectáreas, se deben colocar en una bolsa de papel o de tela para su revisión posteriormente, las bellotas se abren (se separan los carpelos de la parte fibrosa) para determinar la presencia de minas (o una especie de verrugas) y larvas de primero y segundo instares. Sin embargo, solo se contabilizan las bellotas con larvas presentes. El umbral de acción para tomar decisiones de control mediante insecticidas es de 10 a 12 % de bellotas infestadas por larvas de primero y segundo instares (Ramirez y Nava, 2000).

Algunas estrategias de Control Integrado de Plagas son:

Control legal, exigiendo a los productores de algodón a cumplir las fechas de siembra, los tiempos de campo limpio y destrucción de residuos de cosecha, según el Reglamento establecido para tal fin.

El Control cultural se refiere a preparación de suelos profundos, riegos de machaco, densidades de siembra y labores oportunas para no retrasar el periodo vegetativo del cultivo, riegos suficientes y mesurados, también se pueden eliminar fructificaciones tardías mediante la aplicación de defoliantes. Las labores fitosanitarias deben efectuarse antes de que la mayor parte de la población de larvas de gusano rosado entren en diapausa, y la práctica de rotación de cultivos para romper el ciclo biológico de la plaga.

Control Etológico, que sustenta el uso de feromonas aquí estudiado.

El Control Genético, actualmente existen en el mercado variedades transgénicas de algodón con niveles altos de resistencia a gusano rosado, gusano bellotero, y otros, las cuales contienen uno o dos genes que producen las toxinas cry1Ac y cry2AB del *Bacillus thuringiensis*. Estas variedades proporcionan un excelente control del gusano

rosado, y otros lepidópteros, pero no controlan eficientemente insectos chupadores, defoliadores, ni picudo. Las principales ventajas de estas variedades son la reducción en el uso de insecticidas y su compatibilidad con el control biológico.

El Control Biológico, pues existe un gran número de enemigos naturales de *P. gossypiella* (Palemón,2010), algunos de los cuales se indican a continuación:

Parasitoides: *Apanteles angaleti* , *A. taragamae* , *Bracon brevicornis* , *B. quadratus*, *B. gelechiae*, *B. greeni*, *B. kirkpatricki* , *Habrocytus*, *Microchelonus blackburni* , *Parasierola* , *Pyemotes kirkpatricki*, *Microchelonus blackburni*, *Parasierola*, *Pyemotes herfsi*, *P. ventricosus* , *Scambus lineipes*, *S. striatus* , *Theronia lineata*, *Trichogram herfsi*, *Trichogramma achaeae* , *T. brasiliense*, *T. pretiosum* , *Trichogrammatoidea bactrae*.

Depredadores: *Chrysopa pallens*, *Chrysoperla carnea*, *Collops vittatus*, *Hippodamia convergens*, *Mischocyttarus socialis*, *Nabis alternatus*, *Orius tristicolor*, *Pardosa milvina* , *Polybia ignobilis*, *Sinea confusa*. En Perú tenemos *Rhinacloa*, *Ceratocapsus*, *Orius*, *Geocoris*, *Chrysoperla* y *Hemerobius*.

Patógenos: *Bacillus thuringiensis* , *B. thuringiensis aizawai*, *B. thuringiensis dendrolimus*, *thuringiensis dendrolimus*. *B. thuringiensis entomocidus*, *B. thuringiensis finitimus*, *B. thuringiensis galleriae*, *B. thuringiensis galleriae*, *B. thuringiensis kurstaki*, *B. thuringiensis sotto*, *B. thuringiensis subtoxicus*, *B. thuringiensis thompsoni*, *B. thuringiensis tolworthi*. Además, una buena opción de control biológico que requiere evaluación es el nemátodo *Steinernema riobravis*.

No obstante, Gonzales (1996) manifiesta que a pesar de la larga lista de enemigos naturales del gusano rosado, especialmente parasitoides, ninguno es considerado como eficiente regulador de sus poblaciones.

El Control Químico es la última opción a emplear por sus efectos nefastos sobre la población benéfica, se emplean insecticidas orgánicos de amplio espectro, lo más tardíamente posible y en base a una evaluación tanto de la plaga como de la fauna benéfica. Los productos a usar son piretroides (alfacipermetrina, deltametrina,

ciflutrin), aminocarb, clorpirihos, fenvalerato, endosulfan, metomilo, carbaryl (Del Cañizo, et al. 1990).

### **1.3. De las Feromónas**

Richards, (1984) define “Las feromonas son sustancias que segregan o emiten los insectos (y otros animales) que influyen sobre el comportamiento de los individuos de la misma especie y distinto sexo”. Por otro lado, Cisneros, (1995) indica que existen feromonas que producen agregamientos o concentraciones de insectos de la misma especie (feromonas de agregamiento), para señalar el camino que deben seguir otros individuos, o para provocar alarma y dispersión entre la población. Las feromonas sexuales sirven para atraer individuos del sexo opuesto y son emitidas por las hembras y los machos son capaces de percibir las a distancias muy grandes, lo cual las hace ubicarlas a decenas o centenas de metros.

Dale (citado en Lizarraga y Iannacone,1996) indica algunas características biológicas de las feromonas:

Son efectivas en muy pequeña cantidades.

Son muy selectivas en su acción, actuando sólo en una especie de insecto.

No contaminan el ambiente, luego de actuar se descomponen con los factores del clima.

No son tóxicas para el hombre.

No provocan el fenómeno de adaptación (similar al fenómeno de resistencia de los insectos a los insecticidas convencionales).

Asimismo, el autor antes citado, indica que las feromonas sexuales se usan de cuatro modos: En primer lugar, en trampas, para evaluar la densidad poblacional y su área de dispersión. También se usan para eliminar poblaciones incipientes de la plaga. Otro uso que se le dan a las feromonas es para interrumpir la comunicación sexual entre los insectos, saturando masivamente un campo con esta sustancia, logrando

confundir a los machos en la búsqueda de las hembras. El último modo es la mezcla de feromonas con insecticidas para la conformación de cebos envenenados.

Gonzales, (1992), afirma:

“En nuestro país el uso de feromonas para el control de plagas del algodón se concreta al empleo de la feromona sexual, sintética, Gossyplure, para el combate del Gusano Rosado de la India, el cual es un aporte importante dentro del sistema de manejo integrado de plagas agrícolas. Indica, asimismo, que esta feromona se usa para tres fines: 1) Para monitoreo de las poblaciones, lo que permite detectar el inicio de las generaciones y/o reinfestaciones después de los tratamientos. 2) Para atrape masivo o “aniquilación masculina” por control directo del insecto, a través de la instalación de una alta densidad de trampas por unidad de área. 3) Para el control de las poblaciones por el sistema de Interrupción del apareamiento o Confusión masculina”. El autor manifiesta, asimismo, que los problemas surgidos sobre la exacta performance del producto, se derivan de su aplicación en áreas reducidas o parciales, dentro de amplias zonas afectadas y como consecuencia de periodos de siembra muy amplios e inoportunidad de los tratamientos. Un adecuado manejo del cultivo y el uso racional del Gossyplure, permitirá a los agricultores el beneficio del control del insecto por esta feromona, sin desestabilizar el agroecosistema.

El monitoreo de adultos de gusano rosado se lleva a cabo mediante el uso de trampas más una feromona sexual. Este monitoreo sirve para conocer el comportamiento de la población a través del periodo vegetativo del cultivo. Las trampas deben colocarse ligeramente por encima de los terminales y deben colocarse una trampa cada 8 a 10 has (en Israel 1 para 5 has). El número de adultos machos capturados brinda un indicador muy aproximado de las poblaciones en los campos, el cual se relaciona íntimamente con los daños probables que se producirán en el campo en los días siguientes a la captura. Así, 10 machos capturados por noche por trampa, se traducían en 10 % de bellotas dañadas durante los 10 días subsiguientes, el cual es

el límite soportable. Para Israel el límite está establecido en 8 adultos por trampa (Korytowsky, 1984).

Rey (citado en Lizarraga e Iannacone, 1996) señala que las trampas con feromonas se deben instalar al inicio del botoneo antes de la floración, una cada tres a cinco has, revisándose dos veces por semana. El dispersor de feromonas debe ser cambiado cada 30 días.

Benites y Villareal (1992) en la CCT San Miguel, valle del Bajo Piura, realizaron un estudio utilizando 50 cc/ha de feromonas Gossyplure en estado líquido (Nomate MEC) y 500 unidades/ha de feromona en forma sólida (Nomate espiral), encontraron menores daños de gusano rosado (6% y 2% respectivamente) con respecto al testigo (17%) en un ensayo para evaluar la efectividad y poder residual de las dos formulaciones estudiadas.

Por otro lado, en Grecia, Athanassiou y Kavallieratos (2002), usando feromona gossyplure en algodón, encontraron diferencias significativas en la captura de *Pectinophora gossypiella* al emplear tres tipos de trampas, diferentes cantidades de feromona y ubicación de las trampas (central y periférica).

Mohamed *et al*, durante dos campañas sucesivas (2013-2014) de cultivo de algodón, utilizaron trampas plásticas con feromonas sexuales para reducir la población de gusano rosado y daños en las cápsulas de algodón, a razón de 700 dispensadores/ha, encontrando diferencias significativas en la infestación de la plaga y en el rendimiento obtenido comparándolo con el testigo. Recomiendan, asimismo, utilizar sólo una aplicación de dispensador de la feromona durante la etapa de floración.

El presente trabajo de investigación tiene su fundamento científico en uno de los pilares del Manejo Integrado de Plagas como es el Control Etológico. Este principio se basa en el uso de métodos de represión que aprovechan las reacciones de comportamiento de los insectos. En este caso se estudiará la reacción de los adultos machos de *Pectinophora gossypiella* ante el estímulo causado por las feromonas

sexuales, lográndose la captura y cuantificación de éstos e indirectamente evaluar la densidad o dinámica de la población insectil. La obtención de esta información nos permitirá implementar una estrategia de control.

El presente trabajo de investigación se justifica porque ayudará a reducir el uso excesivo de insecticidas en el cultivo de algodón en esta zona agrícola, pues es costumbre del agricultor aplicar inexorablemente productos químicos (insecticidas) en la fase de floración y fructificación para controlar el GRI (Gusano Rosado de la India), Pectinophora gossypiella S. ocasionando gran mortandad en la población benéfica de los ecosistemas agrícolas e incrementando los costos de producción. Esto se agrava ante el hecho que el agricultor mayormente no identifica visualmente al GRI ni sus daños, lo que ocasiona que sus aplicaciones químicas muchas veces sean tarde, inoportunas o innecesarias, pero siempre de consecuencias funestas a la fauna benéficas. Al utilizar trampas de feromonas, el agricultor primeramente sabrá reconocer al adulto macho de GRI, y en segunda instancia el momento en que aparece, la evolución de su población, y el momento de aplicar correctivos.

En el presente estudio, el problema se enuncia de la siguiente manera:  
¿Es la densidad de 40 trampas /ha de feromona más eficiente que la densidad de 20 trampas/ha en el monitoreo de Pectinophora gossypiella Saunders “Gusano Rosado de la India” en el cultivo de algodón, Var. IPA 69 en el Valle del Santa?

La Conceptuación y operacionalización de las variables se establece de la siguiente manera:

- a) La variable en estudio es Densidad de trampas, el cual definimos como el número de trampas a instalar por unidad de superficie, para monitorear mediante trampas instaladas para tal fin, polillas machos de Pectinophora gossypiella S. (“Gusano Rosado de la India”) durante la fase floración – fructificación, en campo experimental de cultivo de algodón.

- b) Las trampas construidas y conteniendo gossyplure (feromona de atracción sexual, sintetizada químicamente y que emula las emisiones de la hembra), son instaladas en forma dispersa y equidistantes por unidad de área en campo de algodón, de tal manera que los machos son atraídos y atrapados en el interior de la trampa y luego cuantificados. El conteo se realizará 4 veces por semana para su registro cuidadoso desde inicio de botoneo, hasta inicio de cosecha.

Tabla 2.

*Cuadro de Conceptualización y Operacionalización de variables*

VARIABLE	DEFINICION	DIMENSIONES
Variable Independiente Densidad	Es el número de trampas por unidad de superficie (hectárea)	- 20 trampas /hectárea. - 40 trampas /hectárea.
Variable dependiente Machos capturados	Es el número de insectos machos de <i>Pectinophora gossypiella</i> capturados en las trampas	- Número de insectos machos capturados

*Fuente:* Elaboración Propia

La Hipotesis planteada es: El monitoreo más eficiente de la población de *Pectinophora gossypiella* Saunders en cultivo de algodonero, se logra con la densidad de 40 trampas por hectárea.

El objetivo general del presente trabajo es determinar la densidad de trampas de feromonas más eficiente, para monitorear con éxito y oportunamente, la población de *Pectinophora gossypiella* “Gusano Rosado de la India”, en los cultivos de algodón de los valles de Santa y Lacramarca.

De acuerdo a esto, se establecen los siguientes objetivos específicos:  
Determinar las fases fenológicas del cultivo de algodón variedad IPA 69 para la zona en estudio.

Determinar la captura de adultos machos de Pectinophora gossypiella S. por trampa, por densidad y por mes, durante el periodo sensible del cultivo de algodón.

Determinar el grado de daños del ataque de Pectinophora gossypiella S. durante el periodo en estudio.

Determinar la curva de población de Pectinophora gossypiella S. durante el periodo estudiado.

## II. METODOLOGÍA

### 2.1. Tipo y Diseño de la Investigación

#### a. Tipo de investigación

El trabajo de investigación es de tipo Experimental, en una parcela agrícola y en un cultivo de algodón Var. IPA 59.

#### b. Diseño de investigación

El presente trabajo de investigación utilizó la prueba t de Student por tener solo 2 tratamientos y tres repeticiones, utilizando la variable independiente: Densidad de trampas/ha.

Tratamiento 1:  $D_1 = 20$  trampas/ha

Tratamiento 2:  $D_2 = 40$  trampas/ha

La distribución al azar de los tratamientos y sus repeticiones se muestran en el Anexo 2.

### 2.2. Población y muestra

#### a. Población

La población es el número de densidades posibles (Tratamientos), el cual es infinito.

#### b. Muestra

La muestra son el número de Densidades estudiados, que para el caso son 2 ( $D_1$  y  $D_2$ ).

### 2.3. Técnicas e Instrumentos de investigación

#### Localización del Campo Experimental

El presente trabajo se realizó en la parcela UC 02828 de propiedad del Sr. Gilberto Coronado Campos en el Sector El Castillo, Distrito de Chimbote, Provincia del Santa, Departamento de Ancash. Las coordenadas UTM (PSAD 56) del centroide de la parcela son 767468 Este y 9012352 Norte. Debe resaltarse que el trabajo experimental ocupó sólo una fracción de la propiedad total.

#### Características del Campo Experimental

- N° de Parcelas	6.00	
- Largo de tratamiento	31.00	m
- Ancho de tratamiento	16.00	m
- Area x tratamiento	496.00	m <sup>2</sup>
- Area Total tratamientos	2,976.00 m <sup>2</sup>	m <sup>2</sup>

Para mayor ilustración ver el Anexo 2

Tabla 3.

*Distribución de Parcelas, Trampas y Tratamientos.*

Parcela	Trampas	Densidad/Repeticion	Area (m2)
1	T1	D <sub>1</sub> R <sub>1</sub>	496
2	T2 – T3	D <sub>2</sub> R <sub>1</sub>	496
3	T4	D <sub>1</sub> R <sub>2</sub>	496
4	T5 – T6	D <sub>2</sub> R <sub>2</sub>	496
5	T9	D <sub>1</sub> R <sub>3</sub>	496
6	T7 – T8	D <sub>2</sub> R <sub>3</sub>	496

*Fuente:* Elaboración propia.

#### Material de Campo

Herramientas agrícolas: palas, rastrillos, bomba de mochila.

Insumos agrícolas:

- Semilla Certificada de algodón IPA 59
- Nitrato de Amonio (33 % N)
- Fosfato di Amónico (46 % P – 18 % N)
- Sulpomag (22 % K; 22 % S; 8 % Mg)
- Azufre en polvo (“Pantera”)
- Abono foliar granulado de Elementos menores (“Oligomix”)
- Hormonas citoquininas (“Stimplex G”)
- Insecticida Fenvalerato (“Fenvak”)
- Fungicida Penconazol (“Topaz 100 EC”)

#### Material de recolección y Procesamiento de datos

- Tablero de campo
- Wincha
- Calculadora y laptop.
- Cámara fotográfica
- Dispensador de feromona en cebo
- Trampas Mc Phail adaptadas.

Para efectos del experimento, cada trampa fue construída con envases de gaseosas de 2 lts, al cual se le redujo la altura hasta unos 25 cms. A cada trampa, y a 7 cm de altura desde la base, se le practicaron dos aberturas en las paredes, una frente a la otra, a modo de ventanas de 1.5 cm de altura y 8 cm de longitud. La parte inferior del recipiente y bajo las aberturas contiene agua limpia y una pizca de detergente en solución. Durante el tiempo que se utilizaron las trampas, se recargó continuamente el nivel de agua. Atraído por las feromonas, el macho ingresa a la trampa y en su revoloteo cae al agua y perece. En la parte superior de la trampa (tapa de la botella) se instalaron los dispensadores de los cebos con la feromona gossyplure y también para sujetarlo a una cuerda que a su vez colgaba de una vara de madera, de tal

manera que el recipiente siempre estuvo casi a la altura del ápice de la planta. Se muestra un modelo en el Anexo 9.

### Evaluaciones

Se evaluaron los siguientes parámetros:

- Fenología o fases de desarrollo del cultivo, a fin de determinar la duración de cada fase, y relacionarlo con la incidencia de la plaga. Para ello se marcaron 10 plantas por tratamiento que fueron evaluadas de acuerdo a las características morfológicas que iban presentándose durante el periodo vegetativo.
- Número de ejemplares machos de Pectinophora gossypiella S. (Gusano Rosado) capturados en cada trampa. Para el efecto se realizaron revisiones periódicas (cada 4 días) para contar, retirar los ejemplares de gusano rosado atrapados en cada trampa, registrar, y rellenar el nivel de agua.
- Número de órganos productivos (flores, cápsulas y bellotas logrados).
- Número de cápsulas dañadas por Gusano Rosado.
- Rendimientos por parcela y estimado de Cosecha por hectárea.

### Observaciones Meteorológicas

Según la información proporcionada por la estación meteorológica del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA), ubicada en el Campus universitario de la Universidad Nacional del Santa (Tabla 3) se puede apreciar que durante el periodo en estudio las temperaturas máximas tuvieron su mayor valor en febrero 2018 (29.63 °C), momento de cosecha del cultivo experimental. Las mínimas, por su lado, tuvieron su menor valor en el mes de agosto 2017 (14.50 °C), que coincidió con la fase de floración del cultivo. Ambos valores; máximas y mínimas estuvieron dentro del rango favorable de desarrollo tanto para el cultivo de algodón como para el Gusano rosado. Por otro lado, la humedad relativa también tuvo un rango favorable al desarrollo del cultivo y de la plaga, teniendo la máxima en el mes de Setiembre 2017 (89 %) y la mínima en el mes de junio 2017 (84.65%).

Tabla 4.  
*Temperaturas y Humedad Relativa desde Junio 2017 – Febrero 2018*

Parámetro	Temperatura (°C)			H°R° %
	Max	Media	Min	
Jun 17	23.75	19.53	15.30	84.65
Jul 17	23.63	19.38	15.13	85.08
Ago 17	21.94	18.22	14.50	87.34
Sep 17	21.13	18.08	15.03	89.70
Oct 17	22.38	18.60	14.82	88.18
Nov 17	24.30	19.78	15.25	87.00
Dic 17	26.20	21.88	17.55	86.50
Ene 18	27.75	23.20	18.65	86.38
Feb 18	29.63	24.28	18.93	86.13

Fuente: Senasa-Chimbote

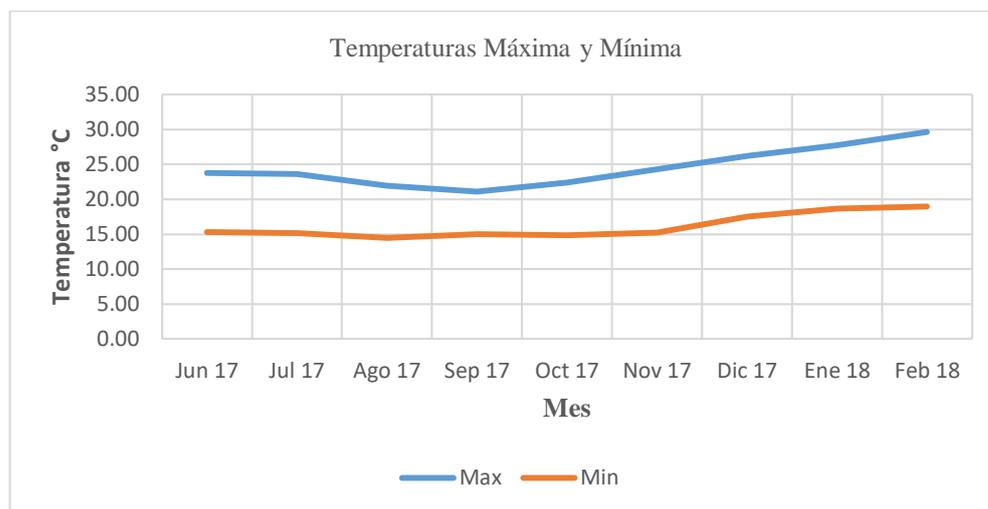


Figura 1. Curvas de temperaturas máximas y mínimas en el periodo estudiado.

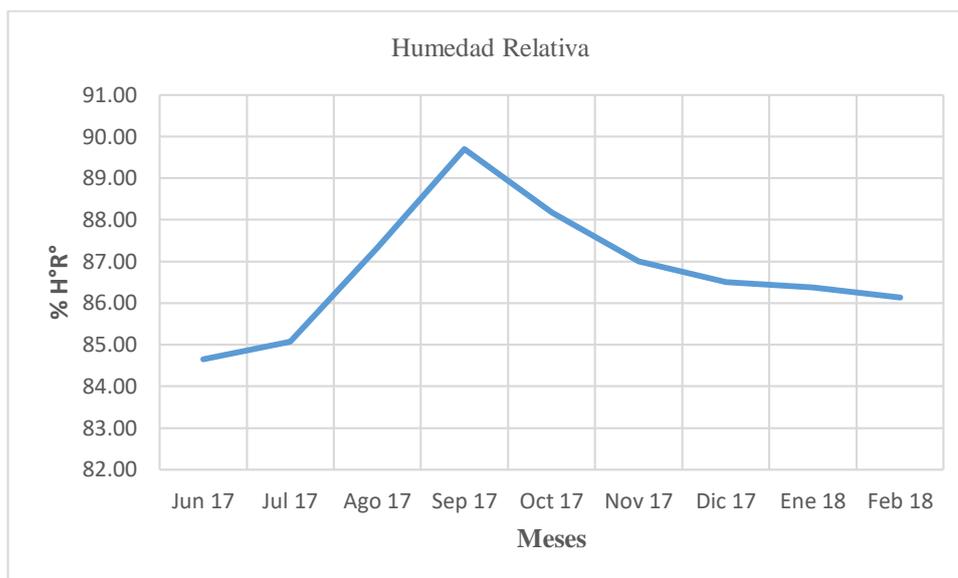


Figura. 2 Curva de la Humedad Relativa en el periodo de estudio.

## 2.4. Proceso del Trabajo Experimental

### Preparación del Terreno y siembra

Un mes antes de la siembra se hizo un riego de machaco de 12 horas. Después de 15 días se utilizó arado doble cruzado y grada de mullimiento, terminando con el surcado a 1.20 m entre hileras. La siembra (15/06/2017) se hizo manualmente con semilla certificada de algodón Pima IPA 59 a un distanciamiento de 0.40 m entre golpes y usando 5 a 6 semillas por golpe. Es necesario precisar que la semilla ya viene protegida contra hongos del suelo y gusanos de tierra.

### Desahije y escarda

Se realizó el 17/07/2017, con 4 a 5 hojas verdaderas, dejando dos plantas por mata, y a continuación escardando o “raspando” las malezas.

### Fertilización

Se utilizó la fórmula 200-100-100 de NPK, en proporción al área de experimento, empleando los fertilizantes detallados en el ítem 2.3 aportando todo el fertilizante fosfórico, potásico y el nitrato de amonio en el primer abono al desahije, y el segundo abono sólo la urea el 29/08/2017 al inicio de floración.

y al aporque. La fertilización de fondo se complementó con aspersiones foliares de citoquininas (400 cc/cil) y elementos menores hasta en dos ocasiones (100 gr/cil).

### Riegos

El primer riego se aplicó recién después del primer abonamiento. Los posteriores fueron ligeros cada 10 días, asentándose más en plena floración y fructificación para lograr un buen cuajado.

### Control fitosanitario

Las plagas que se presentaron en el establecimiento fueron los áfidos y trípidos que no fue necesario controlar, por ser baja su población y existir suficientes controladores en el caso del pulgón. De igual modo la mosca blanca no prosperó mucho y en el desahije se logró reducir su población. Para Heliothis sp se hizo una aplicación de Bacillus thuringiensis (200 gr. Por cilindro) dirigido al tercio superior. El mayor problema de enfermedad fue Oidiosis que se presentó en plena floración y que fue motivo de una aspersion dirigida al envés con Penconazol (“Topaz”) en mezcla con azufre micronizado para su control. En plagas fue el “arrebatiado” (Dysdercus peruvianus) que se presentó durante la maduración, obligando a un control químico con Fenvalerato (300 cc/cil) aplicado al tercio inferior (03/12/2017).

### Cosecha

La cosecha se realizó en 4 tiempos llamadas “pañas” y la primera se realizó el 9/01/2018. Las siguientes se hicieron cada 15 días. El volumen de cosecha fue de 16% en la primera paña, 38 % en la segunda y 37% en la tercera pañas, y el saldo o remanente en la cuarta y última paña. Se tuvo especial cuidado de pesar en quintales los resultados de cada parcela. Es necesario mencionar que la cosecha se realizo conjuntamente con el campo del agricultor que facilitó el campo.

## II. RESULTADOS

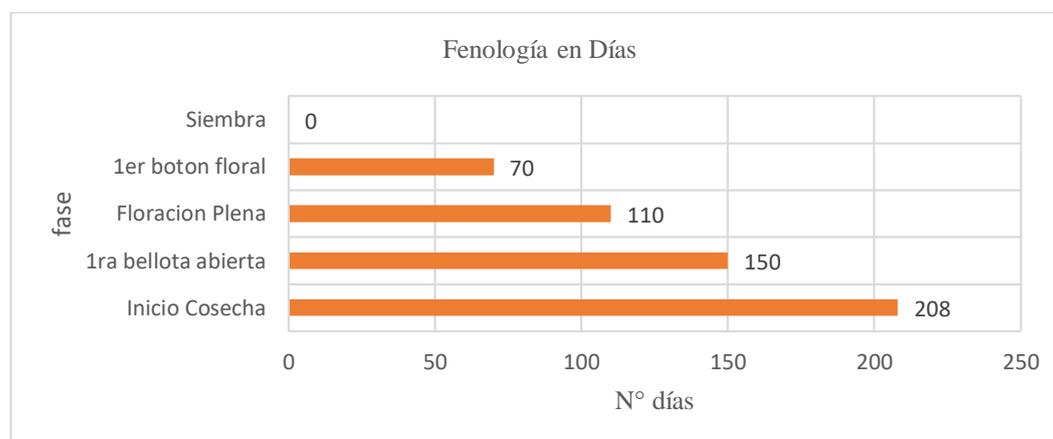
En la tabla 5 y figura 3 tenemos las fases fenológicas del cultivo experimental de algodón en duración de días para nuestra zona, la que suma un total de 210 días. Considerando que la variedad IPA 69 se trata de un algodón Pima, este tiene un periodo vegetativo más corto en la zona de Piura en donde está muy adaptado. Sin embargo, en nuestra zona parece ser que la fecha de siembra es muy importante en la duración del ciclo vegetativo, puesto que tanto la temperatura como la radiación solar es menor en los meses de invierno (la siembra fue el 15/06/2017), entonces le toma más tiempo completar su ciclo vegetativo, esto se ajusta a lo comentado por Basurto (2000).

Tabla 5.

*Fases Fenológicas del Cultivo de Algodón IPA 69 en Valle Santa.*

Fase	Cambio morfológico	Nº Días
Fase Vegetativa	Desde siembra (15/6/2017 a 1er botón floral (24/8/2017)	70
Fase Reproductiva	De 1 <sup>er</sup> boton (24/8/2017) a 1 <sup>ra</sup> bellota abierta (12/11/2017)	80
Fase Maduración	De 1ra bellota abierta (12/11/2017) a cosecha (11/01/2018)	60
Total		210

*Fuente:* Elaboración propia.



*Figura. 3.* Diagrama de Barras de la Fenología de Algodón IPA 69. (Fuente: Tabla 5.)

En la Tabla 6 se muestra las capturas totales de polillas macho de Gusano Rosado por cada una de las trampa. Los mismos datos agrupados en Densidad y por mes se muestran en la Tabla 7 y en la Figura 4.

Tabla 6.

*Capturas de Polillas Machos por Trampa y por Mes.*

Mes	Trpa 1	Trpa 2	Trpa 3	Trpa 4	Trpa 5	Trpa 6	Trpa 7	Trpa 8	Trpa 9	Total
JUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
AGO	1	2	0	1	0	1	0	2	1	8
SET	2	4	1	1	1	2	2	7	4	24
OCT	16	5	2	6	8	11	7	11	13	79
NOV	18	25	15	12	9	22	13	26	17	157
DIC	2	7	3	5	2	3	3	5	5	35
ENE	15	6	7	5	15	7	12	7	10	84
Total	54	49	28	30	35	46	37	58	50	387

Fuente: Elaboración Propia

Tabla 7.

*Capturas por Trampa, por mes y por densidad.*

Densidad	D1				D2						Total	
	T1	T4	T9	Sub total	T2	T3	T5	T6	T7	T8		Sub total
Mes	T1	T4	T9	Sub total	T2	T3	T5	T6	T7	T8	Sub total	Mes
JUL	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
AGO	1	1	1	3	2	0	0	1	0	2	5	8
SET	2	1	4	7	4	1	1	2	2	7	17	24
OCT	16	6	13	35	5	2	8	11	7	11	44	79
NOV	18	12	17	47	25	15	9	22	13	26	110	157
DIC	2	5	5	12	7	3	2	3	3	5	23	35
ENE	15	5	10	30	6	7	15	7	12	7	54	84
TOTAL	54	30	50	134	49	28	35	46	37	58	253	387

Fuente: Elaboración propia.

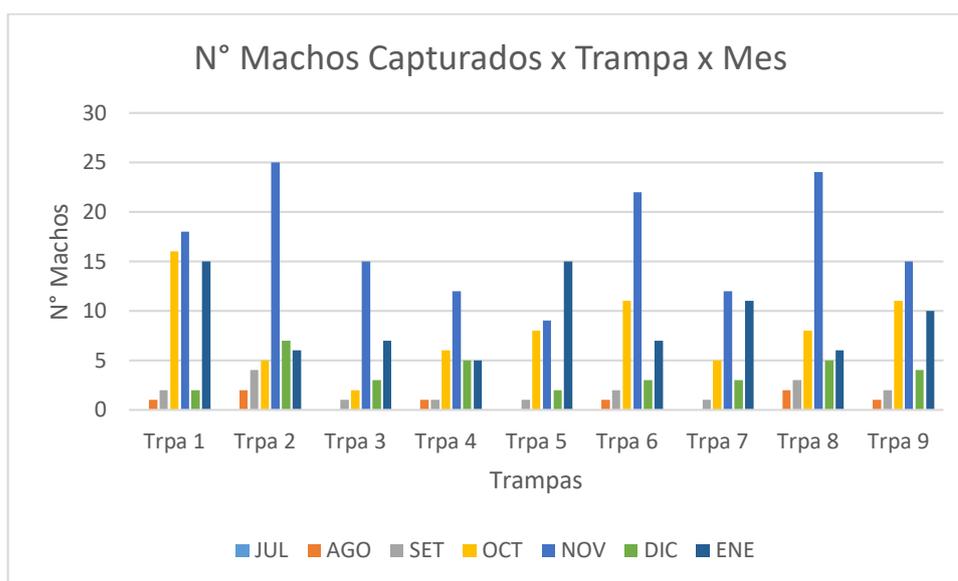


Figura. 4. Histogramas de Machos de Gusano Rosado capturados por Trampas y Meses  
Fuente: Tabla 6

En la Tabla 8 se muestran las cantidades de adultos machos capturados por mes y por densidad. Estos mismos datos se encuentran graficados en la figura 5.

Tabla 8.

*Resumen de Capturas Mensuales por Densidad (N° de adultos machos)*

MES	Densidad 1	Densidad 2	Total
JULIO	0	0	0
AGOSTO	3	5	8
SETIEMBRE	7	17	24
OCTUBRE	35	44	79
NOVIEMBRE	47	110	157
DICIEMBRE	12	23	35
ENERO	30	54	84
TOTAL	134	253	387

Fuente: Elaboración Propia

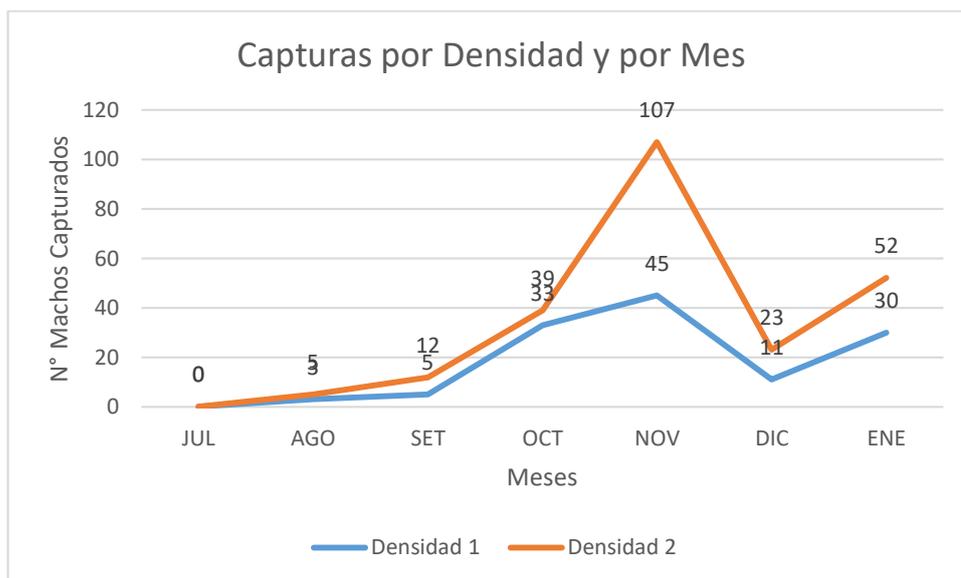


Figura. 5. Curvas de Captura mensual y por densidad.

En la Tabla 9 se muestran los promedios de captura de machos de “Gusano rosado” agrupados por densidades. Este cálculo considera la relación entre el total de adultos capturados y el número de trampas. En la figura 6 se muestra la curva de los valores de la tabla 9.

Tabla 9.

*Promedios de Capturas por Densidad y Mes.*

MES	D1	D2
JULIO	0.00	0.00
AGOSTO	1.00	0.83
SETIEMBRE	2.33	2.83
OCTUBRE	11.67	7.33
NOVIEMBRE	15.67	18.33
DICIEMBRE	4.00	3.83
ENERO	10.00	9.00

Fuente: Elaboración Propia

En la Tabla 10 se resumen los datos de capturas por densidad, los resultados de Comparación de Varianza, y la Prueba de homogeneidad de Medias. Esto nos indica que existe una diferencia significativa ( $t = 2.962$ ,  $p = 0.005$ ;  $p < 0.05$ ) entre las capturas medias de cada densidad.

Tabla 10.

*Comparación de Frecuencias de capturas*

Adultos Machos Capturados	Capturas por Densidad			
	Densidad 1		Densidad 2	
	f	%	f	%
0	5	15.2		
1	1	3.0		
2	8	24.2	5	15.2
3	2	6.1	3	9.1
4	3	9.1	3	9.1
5	5	15.2	4	12.1
6	3	9.1	2	6.1
7	1	3.0	6	18.2
8	1	3.0	2	6.1
9	2	6.1	0	0.0
10	0	0.0	1	3.0
11	1	3.0	0	0.0
12	1	3.0	3	9.1
13			1	3.0
23			2	6.1
27			1	3.0
TOTAL	28	100.0	33	100.0
Promedio		4.06		7.67
Desviación Estandar		3.2		6.22
Prueba Comparación de Varianzas		F= 4.503		p = 0.038
Prueba de Homogeneidad de Medias		t = 2.962		p = 0.005

*Fuente:* Elaboración Propia.

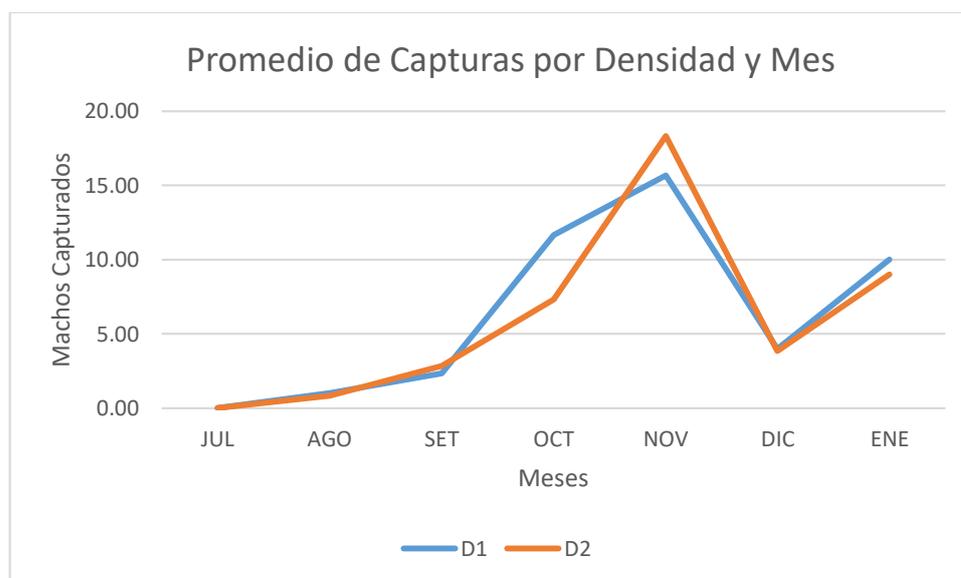
En la Tabla 11 se muestra el número total de cápsulas producidas y dañadas por Gusano Rosado de la India, por parcela y por Densidad. Los mismos datos son resumidos en la Tabla 12 y en la figura 7.

Tabla 11.

*Porcentaje de Daños de Gusano Rosado de la India por Parcela y Densidad.*

Densidad	Parcela	Cápsulas Dañados	Producción Total Cápsulas	% Daños
D1	Parcela 1	20	417	4.80
	Parcela 3	24	461	5.21
	Parcela 5	23	439	5.24
	Promedio			5.08
D2	Parcela 2	15	580	2.59
	Parcela 4	21	516	4.07
	Parcela 6	18	550	3.27
	Promedio			3.31
Promedio				4.16

*Fuente:* Elaboración Propia.



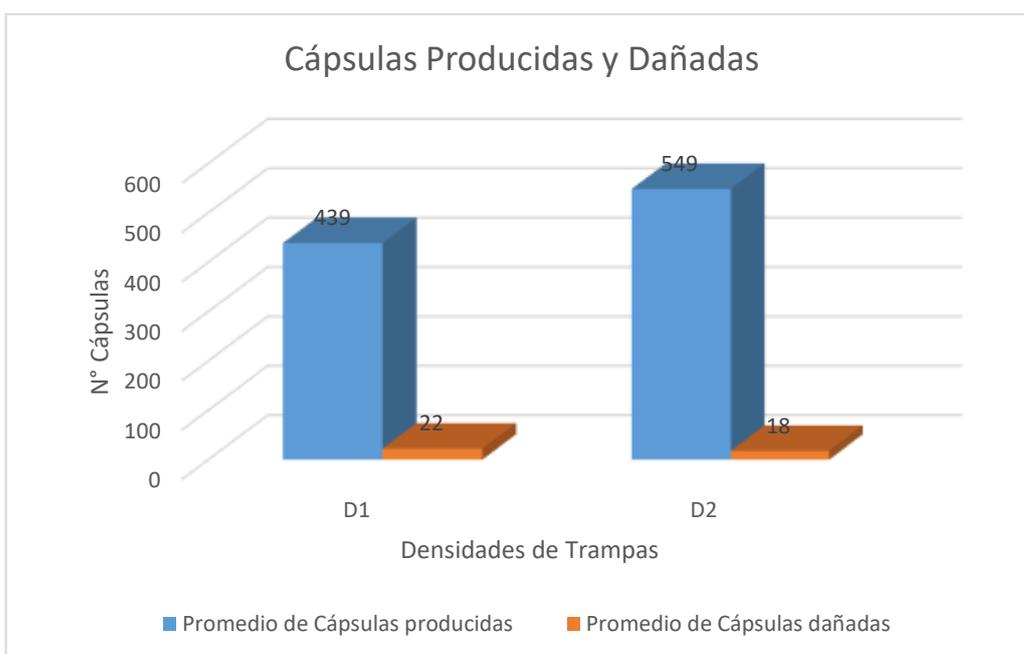
*Figura. 6.* Promedio de Capturas por Densidad y por Mes.

Tabla 12.

*Promedio de Cápsulas producidas y Dañados.*

Cápsulas \ Densidad	D1	D2
Promedio de Cápsulas producidas	439	549
Promedio de Cápsulas dañados	22	18
% daños	5.08	3.31

*Fuente:* Elaboración Propia.



*Figura 7.* Histogramas de Cápsulas producidas y dañadas.

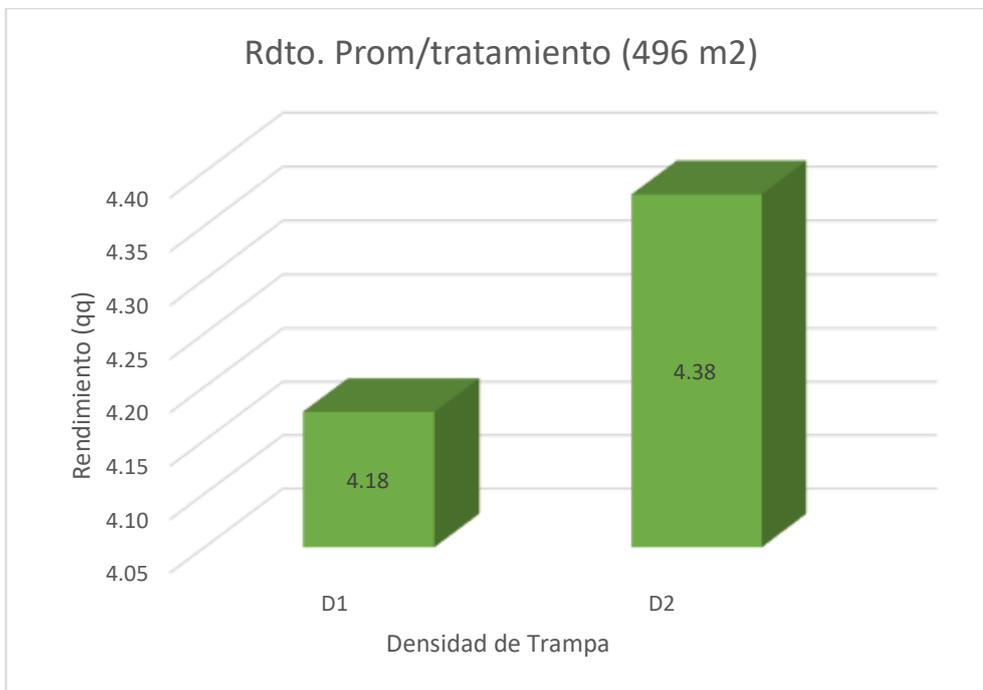
En la Tabla 13 y figura 8 se muestran los rendimientos promedios por densidad y por parcela de 496 m<sup>2</sup>, asimismo, en la figura 9, la proyección del rendimiento a una hectárea.

Tabla 13.

*Rendimientos en quintales por parcela y por densidad.*

Densidad Rendimiento (qq)	D1				D2			
	Parc 1	Parc 3	Parc 5	Prom.	Parc 2	Parc 4	Parc 6	Prom.
Rdto x parc (496 m <sup>2</sup> )	4.13	4.23	4.17	4.18	4.41	4.35	4.38	4.38
Rdto. Estimado/ha	83.23	85.23	84.17	84.21	88.92	87.67	88.28	88.29

*Fuente:* Elaboración Propia.



*Figura. 8.* Histograma de rendimientos por densidad.

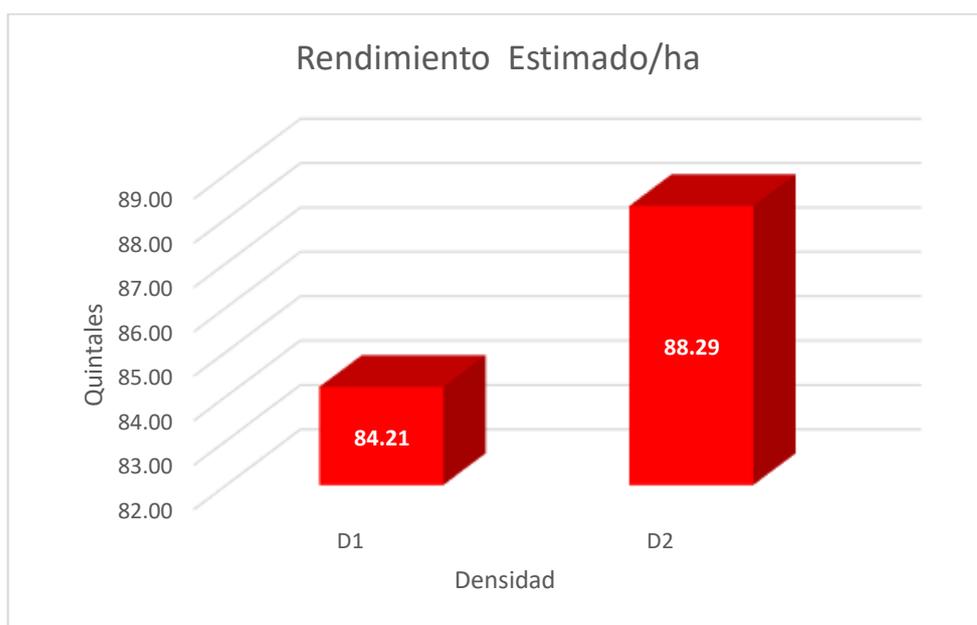


Figura. 9. Histograma de estimado o proyección de cosecha a una hectárea.

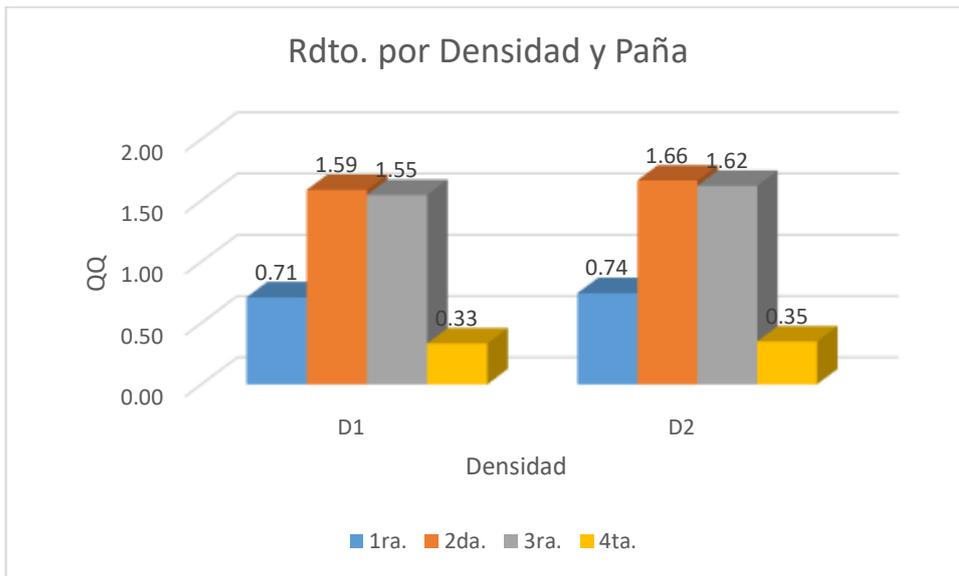
La Tabla 14 y figura 10 resumen las cosechas o “pañas” por densidades que para el caso fueron cuatro. Es menester aclarar que las cosechas se dieron cada 15 días entre una y otra y los datos hacen referencia a la misma área, es decir 496 m<sup>2</sup> por cada parcela.

Tabla 14

*Producción promedio en quintales por Densidad, y Paña.*

Densidad Cosecha	D1				D2				TOTAL qq.
	Parc 1	Parc 3	Parc 5	Prom.	Parc 2	Parc 4	Parc 6	Sub Total	
1ra.	0.70	0.72	0.71	0.71	0.75	0.74	0.74	0.74	0.75
2da.	1.57	1.61	1.59	1.59	1.68	1.65	1.66	1.66	1.68
3ra.	1.53	1.56	1.54	1.55	1.63	1.61	1.62	1.62	1.63
4ta.	0.33	0.34	0.33	0.33	0.35	0.35	0.35	0.35	0.35
Total	4.13	4.23	4.17	4.18	4.41	4.35	4.38	4.38	4.41

Fuente: Elaboración Propia.



*Figura. 10* Histogramas de Rendimientos promedio de la cosecha por paña

#### **IV. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN**

En la Tabla 5 y Figura 3 se tienen la fenología determinada para el cultivo de algodón Pima IPA 59 en condiciones del Valle de Santa Lacramarca. En esa tabla, la Fase vegetativa o de establecimiento, comprende desde la siembra hasta la aparición del primer botón floral y dura aproximadamente 70 días. Es en esta fase que se inicia la monitorización del gusano rosado que empezará a afectar los órganos florales con las posturas de la primera generación, es decir de aquella remanente que quedó en diapausa entre los rastrojos, capsulas enterradas, o de los algodones almacenados. La segunda fase o de fructificación está comprendida entre el primer botón floral y la apertura de la primera bellota que ocurre, con una duración de 80 días aproximadamente. En este periodo ocurre la mayor actividad fisiológica del cultivo, incrementándose notablemente la tasa de evapotranspiración, fotosíntesis, traslocación de nutrientes y actividad enzimática que conllevan a la formación de la futura cosecha. En este periodo, son importante pues, las condiciones meteorológicas, la disponibilidad de agua para el riego, la aplicación oportuna de fertilizantes necesarios, y las medidas de control de las plagas y enfermedades que son determinantes en el rendimiento. El éxito para reducir los daños del gusano rosado depende de la atención que se preste al monitoreo de la plaga en esta etapa y a las acciones de control para prevenir el daño. La tercera fase es la de maduración que se inicia desde la apertura de la primera bellota hasta la cosecha, y dura aproximadamente 60 días. En esta etapa se encuentra definida la cosecha por los cuidados otorgados al cultivo en los procesos anteriores y es aquí donde se muestran los primeros daños del gusano rosado. En suma, son 210 días desde la siembra, comportándose muy parecido al ciclo biológico de la Variedad Tangüis en nuestro medio, coincidiendo con lo afirmado por Basurto (2000).

En la Tabla 6 y figura 4, se aprecia el resultado de las capturas en cada una de las trampas mes a mes desde el inicio de floración hasta la cosecha. En ellos se observa que al primer mes (julio 2017) no hay captura de gusano rosado y luego éste se incrementa conforme se van presentando las condiciones favorables para la plaga, es decir temperatura y alimento (botones florales y cápsulas) para la primera y subsiguientes generaciones, confirmándose lo señalado por Rey (citado en Lizarraga e Iannacone,1996). Sin embargo, en el mes de diciembre se produce un descenso abrupto en las capturas para volver a tener un incremento al mes de enero 2018. Este descenso se debe a la aplicación de un insecticida (fenvalerato) para reducir la población de otra plaga (“Arrebiatado”). Sin duda, la aplicación diezmoó también a los adultos de gusano rosado, que para entonces su población iba en franco aumento. En la Tabla 7 y figura 8 se tiene los mismos datos de la tabla 6 pero resumidos en densidades.

En la tabla 10 se muestra la captura de adultos organizados en frecuencias y para comparación de las varianzas. La prueba de comparación de varianzas realizada nos arroja un valor F mayor que el valor crítico, por lo que se rechaza la hipótesis nula ( $H_0$ ), y se acepta la hipótesis alternativa: Las varianzas son diferentes. Con esta premisa, el valor t calculado (2.962) es mayor que el nivel de significancia (0.05). Luego se rechaza que las medias sean iguales. Entonces la Densidad 2 de 40 trampas por ha es más eficiente que la Densidad 1 de 20 trampas por ha.

En la tabla 11 se muestra el porcentaje de daños en cápsulas de algodón, organizados por parcela y por densidad. Se tiene un daño de 5.08 % en la Densidad 1 y de 3.31 % en la densidad 2, siendo valores cercanos a los encontrados por Benites y Villareal (1992). Es decir que aparte del monitoreo, el gusano plaga ha sido controlado en parte pues los daños encontrados no han superado los niveles reportados por Korytowsky (1984), y Gonzales (1992). Es necesario mencionar que la densidad poblacional de Gusano Rosado no llegó a mayores niveles de daños porque se realizó un control sobre Arrebiatado a mediados de diciembre, lo que diezmoó la población de la plaga, pero inmediatamente se tuvo una resurgencia es decir se recuperó y empezó a incrementarse rápidamente, pero ya se estaba en cosecha y las poblaciones

emergentes de la plaga entrarían en diapausa, debido a la falta de alimento adecuado para el desarrollo larval.

La Tabla 9 muestra las medias de capturas por densidad y mes. Se pretende con esto ver la evolución de la dinámica de población del Gusano Rosado de la India, Para ello se ha promediado el número de machos capturados con el número de trampas. El resultado se aprecia mejor en la figura 6 donde la curva de la Densidad 1 y Densidad 2 son parecidas. La población de la plaga tiene una trayectoria de poca pendiente desde agosto a setiembre, coincidiendo con la fase de floración plena. En estas condiciones favorables la población se incrementa notablemente hasta alcanzar un pico en noviembre. Resultado de una fumigación de control es el descenso de la población, lo cual se refleja en la curva de ambas densidades, en el mes de diciembre, para luego volver a tener un crecimiento notable en enero. Pero ya la cosecha está lograda, se ha quitado el riego, y el cultivo empieza a lignificarse (endurecer sus órganos) y la plaga por falta de alimento o emigra a otros campos mas tiernos, o entra en diapausa.

## V. CONCLUSIONES

1. De las dos densidades de trampa estudiadas, la densidad de 40 trampas por hectárea es más eficiente que la densidad de 20 trampas por ha, en el monitoreo de la población de Pectinophora gossypiella S “Gusano Rosado de la India” pues no sólo nos brinda información sobre el momento en que irrumpe en los campos de algodón, sino que también nos señala la evolución de la población. Añadido a ello, se ejerce un control sobre la plaga, efecto que debe ser motivo de otros estudios detallados.
2. El Cultivo de algodón variedad IPA 69, en las condiciones ambientales del valle de Santa (Sector “El Castillo”) tiene un periodo vegetativo de 210 días de duración desde la siembra hasta la primera “paña” o cosecha; siendo tres las fases fenológicas principales: Fase vegetativa de 70 días de duración; Fase reproductiva de 80 días de duración y la Fase de maduración, de 60 días de duración.
3. La población de Pectinophora gossypiella S. es susceptible de ser monitoreada y capturada desde el inicio del cultivo hasta la cosecha, pero es indispensable cuando menos iniciar en la fase de floración y continuar hasta la fase de maduración, que son las fases claves para minimizar el daño de la plaga.
4. El grado de daños producido por el Gusano Rosado de la India Pectinophora gossypiella al cultivo experimental ha sido en promedio de 4.3 %, siendo el nivel de daños de la Densidad de 40 Trampas/ha el más bajo con 3.31% y el más alto de la Densidad 20 trampas/ha con 5.08 %
5. La curva de población de Pectinophora gossypiella S bajo condiciones ambientales favorables tiende a mostrarse como una semi parábola, iniciándose en la floración y manteniendo un crecimiento constante en la fase de maduración. De no intervenir una alternativa de control oportuna, se prevee que fácilmente puede sobrepasar el nivel de daños, determinando pérdidas cuantiosas en la cosecha.

## **VI. RECOMENDACIONES**

1. Promover en el valle del Santa Lacramarca, el uso de feromonas, dentro de un plan de Control Integrado de algodón, con el fin de monitorear la población de *Pectinophora gossypiella* S. y obtener precisión en la decisión de cuándo iniciar una estrategia de control con el menor daño posible al ecosistema agrícola.
2. Cumplir y hacer cumplir el Reglamento del Cultivo de Algodón, (control legal) en cuanto a los periodos de siembra y de campo limpio, a fin de reducir el tiempo y espacio de la actividad de la plaga. Ello determinará la focalización y un mejor control de la misma.
3. Iniciar la instalación de trampas cuando mucho a los 15 días de la aparición del primer botón floral, a fin de tener un mayor margen de seguridad en el tiempo de monitoreo y seguimiento de la plaga.
4. Realizar estudios en el valle de Santa lacramarca en Tipos de trampas más efectivos, altura de ubicación de las trampas, y el uso de feromonas en otras presentaciones comerciales. Asimismo, otro estudio sería determinar el Nivel de Daño Económico de la plaga para nuestra zona.

## VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Arning I. Lizárraga A. (2000). Control Etológico, Uso de feromonas, Trampas de colores y Luz Lima. Editorial RAAA.
- Athanassiou, C.G. Buchelos, Th. Kavallieratos N. G. Barbetaki, A. E. Evaluación del método de la interrupción del acoplamiento para el control del Gusano rosado *Pectinophora gossypiella* (Saund.) (Lepidoptera: Gelechiidae) y comparación de este método con tratamientos insecticidas. Agricultural University of Athens-Greece. Recuperado de <http://phero.net/iobc/samos/bulletin/athanassiou.pdf>
- Athanassiou, C. G. Kavallieratos, Nickolas G. (2002). Influence of trap type, pheromone quantity and trapping location on capture of the pink bollworm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidoptera: Gelechiidae) Agricultural University of Athens, Greece. Recuperado de: [https://www.jstage.jst.go.jp/article/aez/37/3/37\\_3\\_385/\\_pdf](https://www.jstage.jst.go.jp/article/aez/37/3/37_3_385/_pdf)
- Basurto Lavanda, Abel (2000). "Curso de Actualización Profesional". UNALM. Lima-Perú.
- Benites Albán R. Villareal Palacios J. (1992). La Feromona NO MATE PSW en el control del GRI (Gusano rosado de la India) *Pectinophora gossypiella* Saunders en Piura. Lima. XXXIV Convención Nacional de Entomología del 8-21 Noviembre 1992.
- Cisneros V Fausto H. (1992). Control de Plagas Agrícolas. Lima. Editorial AGCIS Electronics.
- Dale Larrabure, William E. (1996). Manejo de Feromonas en el Control de Plagas Agrícolas. Editorial RAAA (Red de Acción en Alternativas al Uso de Agroquímicos. Perú.

- Gonzalez Bachini J. (1987). El gusano rosado del algodnero *Pectinophora gossypiella*, a nivel mundial y su status actual en el Perú. Piura. Simposio Sanidad y Fitomejoramiento del Algodón Pima Peruano. 28 Set – 2 Oct 1987.
- Gonzalez B.J.,Almestar A. (1985). Ensayo para el control del gusano rosado de la India *Pectinophora gossypiella*, mediante la feromona sexual *Gossyplure* en tubos de polietileno de la Mitsubishi Corporation, Japón. Informe Servicio de Asistencia Técnica Fitosanitaria de FUNDEAL, Lima- Perú.
- Gonzalez B.J.(1992). El gusano rosado de la India *Pectinophora gossypiella* Saunders, Desarrollo, Daños y momentos de control. Cartilla de divulgación FUNDEAL, Dpto. de Asistencia Técnica, Lima-Perú.
- Korytkoski, Ch. (1984). El Gusano Rosado de la India (*Pectinophora gossypiella*,S). Lima. Boletín Técnico N° 04 Fundeal
- Lizárraga Travaglini A. Iannacone J. O. (1996). Manejo de Feromonas en el Control de Plagas Agrícolas. Lima. Sociedad Entomológica del Perú.
- Minagri (2010) Recuperado de <http://www.minagri.gob.pe/portal/27-sector-agrario/algodon/226-algodon?start=1>
- Minagri. Recuperado de <http://minagri.gob.pe/portal/download/pdf/ais-2015/ficha06-algodon.pdf>.
- Mohamed, H. O. A.H. El-Heneidy, Abd-Elalim G. Ali and Azza A. Awad,(2016). Non-chemical control of the pink boll worm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidoptera: Gelechiidae) in the cotton fields at Assuit Governorate, Upper Egypt, I- Using a mating disruption technique. Recuperado de [https://www.researchgate.net/publication/311485972\\_Non-chemical\\_control\\_of\\_the\\_pink\\_boll\\_worm\\_Pectinophora\\_gossypiella\\_Saunders\\_Lepidoptera\\_Gelechiidae\\_in\\_the\\_cotton\\_fields\\_at\\_Assuit\\_Governorate\\_Upper\\_Egypt\\_I- Using\\_a\\_mating\\_disruption\\_technique](https://www.researchgate.net/publication/311485972_Non-chemical_control_of_the_pink_boll_worm_Pectinophora_gossypiella_Saunders_Lepidoptera_Gelechiidae_in_the_cotton_fields_at_Assuit_Governorate_Upper_Egypt_I- Using_a_mating_disruption_technique)

- Pacheco M., F. 1994. Plagas de los Cultivos Oleaginosos en México. SAGAR, INIFAP, CIRNO. Cd. Obregón, Son., México. Libro Técnico N° 3. 600 p
- Palemon Terán Antonio (2010) Ficha Técnica Gusano Rosado. Senasica. Mexico. Recuperado de [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/108301/Ficha\\_Tecnica\\_del\\_GusanoRosado.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/108301/Ficha_Tecnica_del_GusanoRosado.pdf)
- Ramírez D., M. y U. Nava C. 2000. Plagas insectiles asociadas al cultivo del algodón. Memorias del III Curso Regional de Aprobación y Actualización en Control de Plagas del Algodonero. UAAAN-UL, Torreón, Coah., México. p. 154-167.
- Richards O.W. Davies R.G. (1984). Tratado de Entomología Imms, Clasificación y Biología. Barcelona. Ediciones Omega S.A.
- Torres Delgado, Ana María (2017) "Importación de Fibra de Algodón (*Gossypium* spp.) Americano en el Perú". (Tesis de pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima
- Venette, R.C., S.E. Naranjo, and W.D. Hustchison. (2000). Implications of Larval Mortality at Low Temperatures and High Soil Moistures for Establishment of Pink Bollworm (Lepidoptera: Gelechiidae) in Southeastern United States Cotton. Environ. Entomol. 29 (5): 1018-1026.

## **VIII. AGRADECIMIENTO**

Mi profundo agradecimiento a Dios, en primer lugar, por darme la oportunidad de ver realizado un sueño largamente esperado, y sobre todo por darme las fuerzas necesarias para sobrellevar todas las dificultades.

A mi esposa e hijos, por su amor, paciencia, y el aliento constante.

A mis padres Juan y Miriam y a todos aquellos amigos, docentes, y colegas que de alguna u otra manera me ayudaron a avanzar sobre seguro.

Al Señor Gilberto Coronado Campos, próspero agricultor de El Castillo, quien me brindó muchas facilidades desinteresadas en la fase experimental de campo.

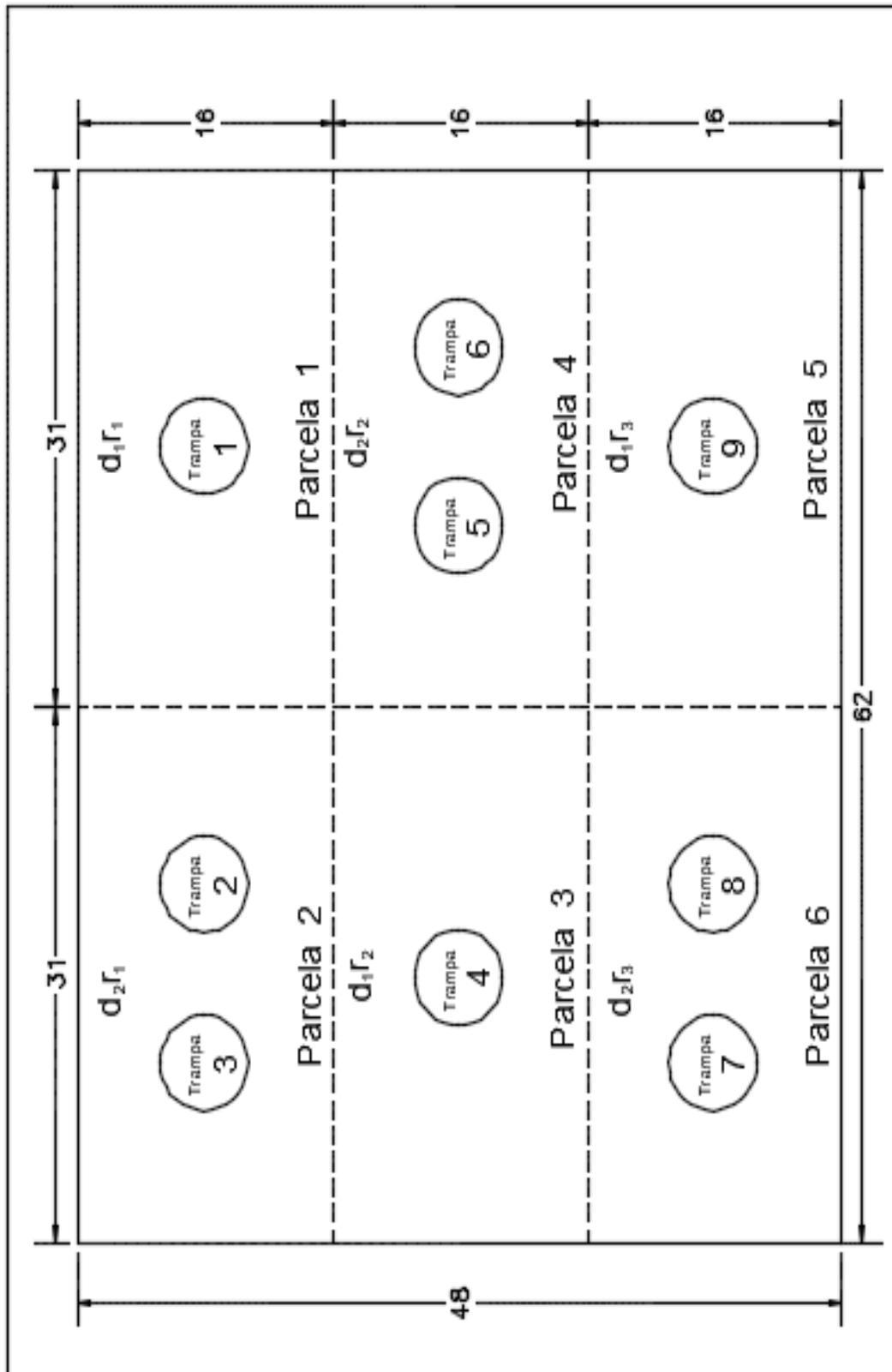
## IX. ANEXOS

Periodo Fenológico	Crecimiento vegetativo						Crecimiento Reproductivo				Maduración	
	Emergencia (1)	3ra. Hoja verdadera	5ta. Hoja verdadera	Botón Floral	Floración	Formación de bellotas	Apertura bellotas	Maduración				
Parte Aérea												
Parte radicular	Formación de raíces y tallos	Desarrollo y Crecimiento de raíces										
Ocurrencia de la Fase (dds) <sup>1</sup>	5 - 6	10 - 12	12 - 30	32 - 35	55 - 58	85 - 125	155 - 160	180 - 195				
Temperatura Óptima	28°C - 33°C	24°C - 28°C	24°C - 28°C	26°C - 30°C	28°C - 32°C	20°C - 26°C	25°C - 30°C	25°C - 30°C				
Temperatura Crítica	< 15 °C	< 15 °C a 40°C >	< 16 °C a 40°C >	< 17 °C a 40°C >	< 17 °C a 35°C >	< 15 °C a 32°C >	< 15 °C	< 15 °C				
Humedad óptima	45% - 60 %	40% - 60 %	40% - 60 %	40% - 60 %	40% - 60 %	40% - 60 %	40% - 60 %	40% - 60 %				
Déficit hídrico	Sensible	Sensible	Tolerante	Tolerante	Tolerante	Tolerante	Tolerante	Tolerante				

1. dds. Días después de la siembra

Anexo 1 Requerimientos Climáticos del Algodón.

Fuente: [www.fao.org](http://www.fao.org)



Anexo 2. Distribución de tratamientos, parcelas y trampas ( Sin escala).



Anexo 3. Fotografía de larva de 1ºestadio de Pectinophora gossypiella Saunders

Fuente: Recuperado de <https://cottonbugs.tamu.edu/fruit-feeding-pests/pink-bollworm/>



Anexo 4. Fotografía de larva de 1ºestadio de Pectinophora gossypiella Saunders

Fuente: Recuperado de <https://www.viarural.com.ar/viarural.com.ar/agricultura/aa-insectos/pectinophora-gossypiella-01.htm>



Anexo 5. Fotografía de Adulto de Pectinophora gossypiella

Fuente: Recuperado de <https://www.aphis.usda.gov/aphis/ourfocus/planthealth/plant-pest-and-disease-programs/pests-and-diseases/cotton-pests>



Anexo 6. Fotografía del Cultivo del algodón (instalación trampas)

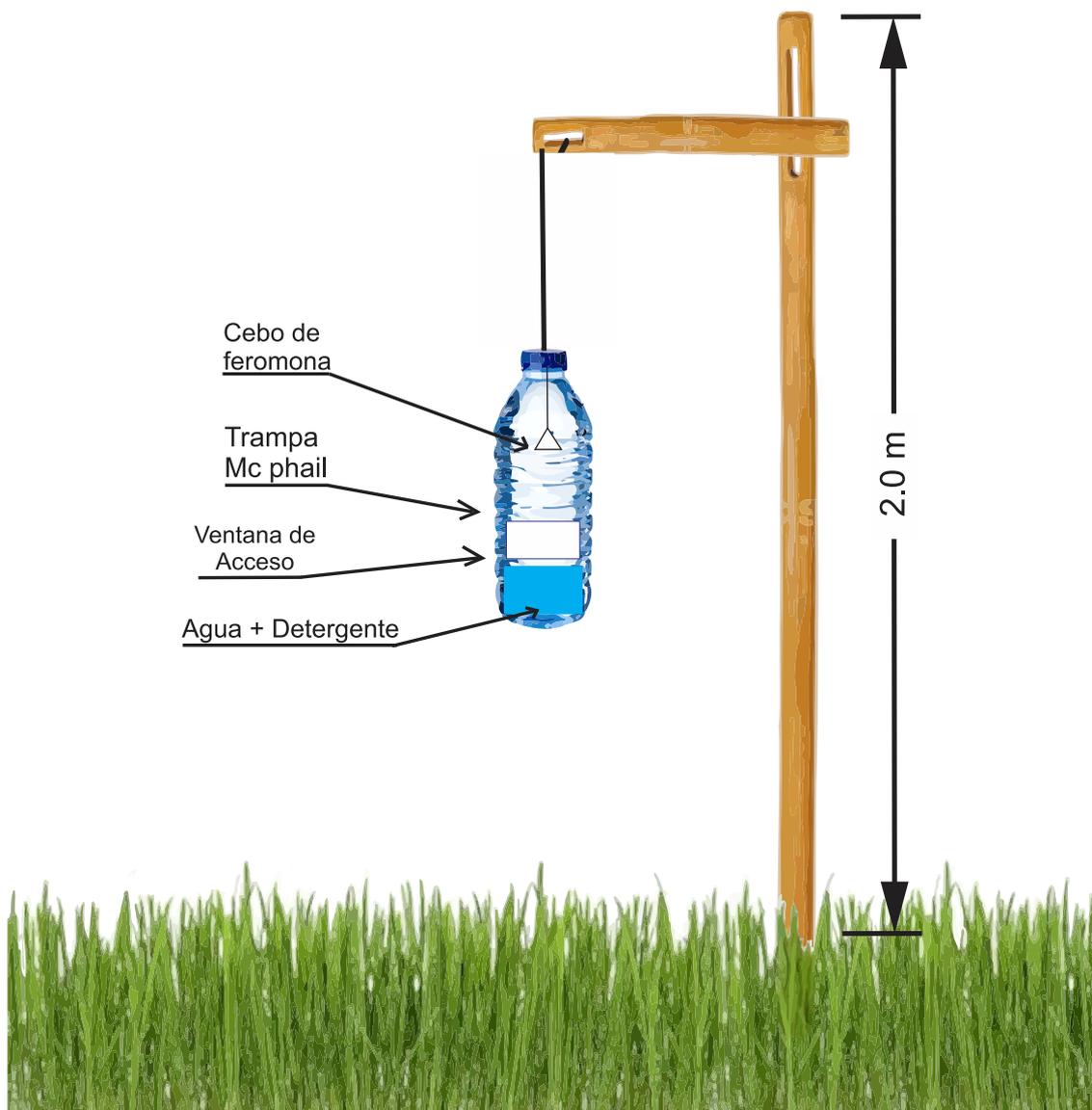
Fuente: Elaboración propia.



Anexo 7. Fotografía Revisión de una de las trampas  
*Fuente:* Elaboración propia.



Anexo 8. Fotografía Cambio de cebo en trampas.  
*Fuente:* Elaboración propia.



Anexo 9. Modelo de Trampa Mc Phail usado en el experimento.  
Fuente: Elaboración Propia.