

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**“INCIDENCIA DE INSECTOS EN EL CULTIVO DE MAÍZ MORADO
(*Zea mays* L.) BAJO CONDICIONES DE LA MOLINA”**

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE ING. AGRÓNOMA

ANGIE SIBEL TRUJILLO ZAMBRANO

LIMA – PERÚ

2020

**La UNALM es titular de los derechos patrimoniales de la presente
investigación (Art. 24 - Reglamento de Propiedad Intelectual)**

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA
MOLINA**

FACULTAD DE AGRONOMÍA

“INCIDENCIA DE INSECTOS EN EL CULTIVO DE MAÍZ MORADO
(*Zea mays* L.) BAJO CONDICIONES DE LA MOLINA”

ANGIE SIBEL TRUJILLO ZAMBRANO

Tesis para optar el Título de:

INGENIERA AGRÓNOMA

Sustentada y Aprobada ante el siguiente jurado:

.....
Dr. Alexander Regulo Rodríguez Berrio
PRESIDENTE

.....
Ing. Mg. Sc. German Elías Joyo Coronado
ASESOR

.....
Ph. D. Jorge Ramón Castillo Valiente
MIEMBRO

.....
Ing. Mg. Sc. Elías Hugo Huanuqueño Coca
MIEMBRO

LIMA – PERÚ

2020

DEDICATORIA

A Dios y María, pilares de mi vida.

A Rafael y Graciela, mis grandes amores, ejemplo de padres.

A Paula, mi pequeña hermanita.

A mis ángeles, Miguel, Mario, Jaime, Diosdado y Rosa, un abrazo al cielo.

A Agronomía, por elegirme.

AGRADECIMIENTO

Llegó la culminación de una maravillosa etapa. En primer lugar, quiero agradecer a Dios y a la Virgen de Guadalupe, por haber guiado mi camino, y hacerme sentir su presencia en los buenos y malos momentos. Mamá Graciela, papá Rafael, hoy quiero dedicarles este logro, porque sin ustedes no hubiera sido posible, su apoyo incondicional y la formación que me dieron desde pequeña fueron el inicio de este libro titulado “Agronomía”, lleno de valores y mucho esfuerzo. Amigos de la Promoción 2014-I, Insidiosus, gracias por compartir conmigo estos cinco años, han sido los mejores de mi vida. Las amanecidas, las gymkhanas, los deportes, las danzas, todo fue perfecto, y quedará por siempre grabado en mi corazón y en mi memoria. Cristina y Pedro, gracias por ser los hermanos que no tuve, y que Dios y la vida me regalaron. Esto también va para ustedes. A mi primo Miguel Abal, por su apoyo en los últimos días de redacción. A mis amigos Bryan, Jordy, Noel, Pablo, Charrlie, Zayra, Eny, Kevin, Friselly, Milagros, Grace, Luis, Dustin, Juan Carlos, Carolina, Luz, Briam, Sofia y Augusto por su apoyo y ánimos para culminar este trabajo. A mis profesores, gracias por sus enseñanzas, no solo académicas sino también sobre la vida. A mi asesor de tesis, el profesor Germán Joyo, a quien considero un gran maestro y amigo, por confiar en mí como estudiante y bolsista de la Unidad de Actividades Culturales. Estaré eternamente agradecida. Al profesor Hugo Huanuqueño, por su apoyo incondicional en todo momento para la realización de esta investigación. Al Sr. Carlos Moya, por su amabilidad y registro de las labores realizadas en los campos de maíz. A mi jefe, Javier Alvarado, por su paciencia, sus consejos y enseñanzas. Al Presidente y Jurados de mi tesis, por su contribución en las observaciones enviadas para la mejora progresiva de mi trabajo, gracias por sus enseñanzas. A mi Coach, Ing. Manuel Cueva, siempre estará presente en mi corazón. A mi Alma Máter, la Universidad Nacional Agraria La Molina, por haberme formado bajo el lema “Quiero cultivar al hombre y al campo”. Por último, a Cooper y Molly, mis compañeros en cada amanecida redactando esta tesis en cuarentena. No encuentro las palabras para expresar tanta emoción. Yo no escogí Agronomía, Agronomía me escogió a mí. Gracias a todos por formar parte de mi vida.

ÍNDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	3
2.1	Situación del cultivo de maíz morado	3
2.2	Taxonomía del maíz morado	3
2.3	Morfología del cultivo	4
2.3.1	Raíces	4
2.3.2	Tallo	4
2.3.3	Hojas	4
2.3.4	Flores	4
2.3.5	Fruto y semilla	4
2.4	Fenología del cultivo	5
2.5	Variedades	6
2.5.1	Morado Canteño	6
2.5.2	Morado de Caraz	6
2.5.3	Arequipeño	6
2.5.4	Negro de Junín	6
2.5.5	Huancavelicano	6
2.5.6	PMV-581	6
2.5.7	PMV-582	7
2.5.8	INIA-601 Negro Cajamarca	7
2.5.9	INIA-615 Negro Canaán	7
2.6	Requerimientos agroclimáticos	7
2.6.1	Clima	7
2.6.2	Suelo	8
2.6.3	Riego	8
2.6.4	Fertilización	8
2.7	Siembra y cosecha	9
2.8	Antocianinas	12
2.8.1	Naturaleza	12
2.8.2	Factores que influyen en la estabilidad y color de las antocianinas	13
2.8.3	Extracción de las antocianinas	13

2.9	Exportación de maíz morado	13
2.10	Requisitos para consumo y procesamiento	14
2.11	Insectos que afectan el cultivo de maíz	14
2.11.1	<i>Agrotis ipsilon</i> (Hufnagel), <i>Agrotis</i> spp. (Lepidoptera: Noctuidae)	14
2.11.2	<i>Spodoptera frugiperda</i> (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae)	15
2.11.3	<i>Elasmopalpus lignosellus</i> (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae)	17
2.11.4	<i>Frankliniella williamsi</i> (Hood) (Thysanoptera: Thripidae)	18
2.11.5	<i>Dalbulus maidis</i> (De Long & Wolcott) (Hemiptera: Cicadellidae)	20
2.11.6	<i>Peregrinus maidis</i> (Ashmead) (Hemiptera: Delphacidae)	21
2.11.7	<i>Diabrotica viridula</i> (Fabricius) (Coleoptera: Chrysomelidae)	23
2.11.8	<i>Rhopalosiphum maidis</i> (Fitch) (Hemiptera: Aphididae)	24
2.11.9	<i>Sthenaridea carmelitana</i> (Carvalho) (Hemiptera: Miridae)	26
2.11.10	<i>Diatraea saccharalis</i> (Fabricius) (Lepidoptera: Crambidae)	26
2.11.11	<i>Helicoverpa zea</i> (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae)	29
2.11.12	<i>Tallula atramentalis</i> (Lederer) (Lepidoptera: Pyralidae)	31
2.11.13	<i>Euxesta</i> spp. (Diptera: Ulidiidae)	32
2.11.14	<i>Cyanopepla alonzo</i> (Butler) (Lepidoptera: Arctiidae)	33
2.12	Grupos químicos de mayor uso agrícola en el cultivo de maíz	34
2.12.1	Inhibidores de la acetilcolinesterasa: Sub-grupos carbamatos y organofosforados.....	34
2.12.2	Moduladores del canal de sodio: Sub-grupos piretroides, piretrinas, DDT, methoxychlor.....	35
2.12.3	Moduladores alostéricos del receptor nicotínico de la acetilcolina: Sub-grupo spinosinas.....	35
2.12.4	Moduladores alostéricos del canal de cloro dependiente de glutamato: Sub-grupo avermectinas y milbemicinas.....	35
2.12.5	Moduladores del receptor de la rianodina: Sub-grupo Diamidas.....	35
2.12.6	Inhibidores de la biosíntesis de quitina: Sub-grupo benzoylúreas.....	36
III.	METODOLOGÍA	37
3.1	Zona de estudio	37
3.1.1	Ubicación geográfica	37
3.1.2	Clima	38

3.2	Materiales y equipos	38
3.3	Métodos y procedimientos	40
3.3.1	Observaciones generales	40
3.3.2	Características de la variedad de maíz morado PMV-581M	40
3.3.3	Determinación de número de insectos por planta	42
3.3.4	Registro de insectos predadores en el cultivo de maíz morado	45
3.4	Análisis estadístico	45
3.4.1	Determinación de los insectos plaga para el análisis estadístico en el cultivo de maíz morado	46
3.4.2	Modelos de regresión no lineal seleccionados para los insectos plaga	47
3.5	Labores agronómicas	49
3.6	Variables meteorológicas	49
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	50
4.1	Presencia de los insectos plaga en el cultivo de maíz morado	50
4.2	Población y análisis de regresión no lineal por insecto plaga	52
4.2.1	Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de gusanos cortadores (<i>Agrotis spp.</i>).....	52
4.2.2	Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de cigarrita del maíz (<i>Dalbulus maidis</i>).....	56
4.2.3	Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de saltahojas del maíz (<i>Peregrinus maidis</i>).....	60
4.2.4	Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de pulgones del maíz (<i>Rhopalosiphum maidis</i>).....	64
4.2.5	Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal del chinche del maíz (<i>Sthenaridea carmelitana</i>).....	68
4.2.6	Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de cogollero (<i>Spodoptera frugiperda</i>).....	72
4.2.7	Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de gusanos de la mazorca (<i>Helicoverpa zea</i>).....	76
4.2.8	Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de moscas de la mazorca (<i>Euxesta spp.</i>).....	80

4.2.9	Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de la polilla del ápice de la mazorca (<i>Tallula atramentalis</i>).....	84
4.3	Análisis de la homogeneidad entre etapas temporales	88
4.4	Daños reportados en mazorcas a la cosecha.....	99
4.5	Incidencia de insectos predadores reportados en el cultivo de maíz morado.....	102
V.	CONCLUSIONES	105
VI.	RECOMENDACIONES	107
VII.	BIBLIOGRAFÍA	108
VIII.	ANEXOS	123

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Etapas fenológicas del cultivo de maíz morado	5
Tabla 2: Requisitos fisicoquímicos para uso de mazorcas de maíz morado	14
Tabla 3: Análisis de regresión no lineal de los insectos plaga reportados en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	48
Tabla 4: Contingencia por etapa temporal.....	89
Tabla 5: Insectos predadores presentes en la zona del cultivo	102

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Calendario de Siembras de Maíz Morado (%) (2013-2018)	9
Figura 2: Distribución Departamental de Siembra de Maíz Morado (2013-2018)	10
Figura 3: Calendario de Cosechas de Maíz Morado (%) (2013-2018)	11
Figura 4: Distribución Departamental de Cosechas de Maíz Morado (2013-2018)	11
Figura 5: Características geográficas del Campo Libre I	37
Figura 6: Cartilla resumida utilizada en el trabajo para la evaluación de insectos en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de la UNALM	39
Figura 7: Formas de cruzar el campo de maíz morado para evaluación de insectos	41
Figura 8: Evaluación poblacional de los insectos plaga en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	46
Figura 9: Evaluación poblacional de insectos plaga que contienen por lo menos quince registros de presencia a lo largo de toda la campaña, La Molina, 2018.....	47
Figura 10: Registros por semana de los insectos plaga en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	51
Figura 11: Evaluación poblacional por semana de <i>Agrotis</i> spp. en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	53
Figura 12: Patrón poblacional de <i>Agrotis</i> spp. en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	54
Figura 13: Ataque y presencia de gusano de tierra	56
Figura 14: Evaluación poblacional por semana de <i>Dalbulus maidis</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	57
Figura 15: Patrón poblacional de <i>Dalbulus maidis</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	58
Figura 16: Adulto de <i>Dalbulus maidis</i> en hoja del cultivo de maíz morado	60
Figura 17: Planta con entrenudos cortos como síntoma de enanismo	60

Figura 18: Evaluación poblacional por semana de <i>Peregrinus maidis</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	61
Figura 19: Patrón poblacional de <i>Peregrinus maidis</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	62
Figura 20: Ninfa de <i>Peregrinus maidis</i> en hoja del cultivo de maíz morado	64
Figura 21: Adulto de <i>Peregrinus maidis</i> en hoja del cultivo de maíz morado	64
Figura 22: Evaluación poblacional por semana de <i>Rhopalosiphum maidis</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	65
Figura 23: Patrón poblacional de <i>Rhopalosiphum maidis</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	66
Figura 24: Ninfas y adultos de <i>Rhopalosiphum maidis</i> en hoja del cultivo de maíz morado....	68
Figura 25: Alados de <i>Rhopalosiphum maidis</i> en hoja del cultivo de maíz morado.....	68
Figura 26: Evaluación poblacional por semana de <i>Sthenaridea carmelitana</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	69
Figura 27: Patrón poblacional de <i>Sthenaridea carmelitana</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	70
Figura 28: Ninfas de <i>Sthenaridea carmelitana</i> en hoja del cultivo de maíz morado.....	71
Figura 29: Ninfas y adulto de <i>Sthenaridea carmelitana</i> en hoja del cultivo de maíz morado.....	71
Figura 30: Evaluación poblacional por semana de <i>Spodoptera frugiperda</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	72
Figura 31: Patrón poblacional de <i>Spodoptera frugiperda</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	73
Figura 32: Larva de <i>Spodoptera frugiperda</i> en el cultivo de maíz morado	76
Figura 33: Daño por cogollero en hoja del cultivo de maíz morado	76
Figura 34: Evaluación poblacional por semana de <i>Helicoverpa zea</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	77

Figura 35: Patrón poblacional de <i>Helicoverpa zea</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	78
Figura 36: Larva de <i>Helicoverpa zea</i> en el cultivo de maíz morado	79
Figura 37: Pupa de <i>Helicoverpa zea</i> en el cultivo de maíz morado	79
Figura 38: Adulto de <i>Helicoverpa zea</i> en el cultivo de maíz morado	80
Figura 39: Evaluación poblacional por semana de <i>Euxesta</i> spp. en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	81
Figura 40: Patrón poblacional de <i>Euxesta</i> spp. en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	82
Figura 41: Larva de <i>Euxesta</i> spp. en el cultivo de maíz morado	84
Figura 42: Pupa de <i>Euxesta</i> spp. en el cultivo de maíz morado	84
Figura 43: Adulto de <i>Euxesta</i> spp. en el cultivo de maíz morado	84
Figura 44: Evaluación poblacional por semana de <i>Tallula atramentalis</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	85
Figura 45: Patrón poblacional de <i>Tallula atramentalis</i> en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	86
Figura 46: Larva de <i>Tallula atramentalis</i> en mazorca del cultivo de maíz morado	88
Figura 47: Larva de <i>Tallula atramentalis</i> a la cosecha en el cultivo de maíz morado	88
Figura 48: Análisis descriptivo entre las etapas temporales de cada insecto evaluado	90
Figura 49: Fluctuación de variables climáticas en el mes de agosto de 2018.....	91
Figura 50: Relación de poblaciones de insectos y variables climáticas en el mes de agosto de 2018.....	91
Figura 51: Fluctuación de variables climáticas en el mes de septiembre de 2018	93
Figura 52: Relación de poblaciones de insectos y variables climáticas en el mes de septiembre de 2018	93
Figura 53: Fluctuación de variables climáticas en el mes de octubre de 2018.....	95

Figura 54: Relación de poblaciones de insectos y variables climáticas en el mes de octubre de 2018.....	95
Figura 55: Larvas de <i>Cyanopepla alonzo</i> en hoja del cultivo de maíz morado	97
Figura 56: Larvas polícromas de <i>Cyanopepla alonzo</i> en maíz morado	97
Figura 57: Adulto de <i>Cyanopepla alonzo</i> del cultivo de maíz morado	97
Figura 58: Fluctuación de variables climáticas en el mes de noviembre de 2018	97
Figura 59: Relación de poblaciones de insectos y variables climáticas en el mes de noviembre de 2018.....	98
Figura 60: Daños reportados en cosecha de mazorcas del cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	100
Figura 61: Cosecha de dos surcos del cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018.....	100
Figura 62: Mazorca de maíz morado dañada por picoteado de pájaros	101
Figura 63: Ápice de mazorca de maíz morado dañado por larvas	101
Figura 64: Mazorcas sin evidencia de daño	101
Figura 65: Registros poblacionales de adultos predadores en el cultivo de maíz morado, La Molina, Lima, 2018.....	103
Figura 66: Postura de <i>Chrysoperla externa</i> Familia Chrysopidae	104
Figura 67: Larva de <i>Hemerobius</i> spp. Familia Hemerobiidae	104
Figura 68: <i>Hemerobius</i> spp. Familia Hemerobiidae	104
Figura 69: <i>Chrysoperla externa</i> Familia Chrysopidae	104
Figura 70: <i>Harmonia</i> spp. Familia Coccinellidae	104
Figura 71: <i>Nabis punctipennis</i> Familia Nabidae	104

ÍNDICE DE ANEXOS

- Anexo 1:** Labores culturales realizadas en el cultivo de maíz morado. Periodo: julio 2018 – enero 2019. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....123
- Anexo 2:** Número de larvas y plantas atacadas por gusanos cortadores en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....124
- Anexo 3:** Número de ninfas y adultos de cigarrita del maíz *Dalbulus maidis* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....125
- Anexo 4:** Número de ninfas y adultos de saltahojas del maíz *Peregrinus maidis* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....126
- Anexo 5:** Número de ninfas y adultos de pulgones del maíz *Rhopalosiphum maidis* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....127
- Anexo 6:** Número de ninfas y adultos de chinches del maíz *Sthenaridea carmelitana* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....128
- Anexo 7:** Número de larvas de *Spodoptera frugiperda* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....129
- Anexo 8:** Número de larvas y adultos de *Helicoverpa zea* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....130
- Anexo 9:** Número de larvas y adultos de *Euxesta* spp. en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....131

Anexo 10: Número de larvas de <i>Tallula atramentalis</i> en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....	132
Anexo 11: Número de individuos de otras plagas registradas en menor medida en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....	133
Anexo 12: Número de insectos predadores registrados en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....	134
Anexo 13: Número de mazorcas sanas y con daños en la cosecha del cultivo de maíz morado. Periodo: diciembre 2018 – enero 2019. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....	135
Anexo 14: Promedios de temperatura (°C), precipitación (mm/hora), humedad relativa (%) y velocidad del viento (m/s) por días de siembra, emergencia, evaluaciones y cosecha del cultivo de maíz morado. Periodo: julio 2018 – enero 2019. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.....	136
Anexo 15: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de <i>Agrotis</i> spp. (Gusanos cortadores) en cuatro etapas temporales.....	137
Anexo 16: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de <i>Dalbulus maidis</i> (Cigarrita del maíz) en cuatro etapas temporales.....	137
Anexo 17: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de <i>Peregrinus maidis</i> (Saltahojas del maíz) en cuatro etapas temporales.....	138
Anexo 18: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de <i>Rhopalosiphum maidis</i> (Pulgones del maíz) en cuatro etapas temporales.....	138
Anexo 19: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de <i>Sthenaridea carmelitana</i> (Chinche del maíz) en cuatro etapas temporales.....	139
Anexo 20: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de <i>Spodoptera frugiperda</i> (Cogollero del maíz) en cuatro etapas temporales.....	139

Anexo 21: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de <i>Helicoverpa zea</i> (Gusano de la mazorca) en cuatro etapas temporales.....	140
Anexo 22: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de <i>Euxesta</i> spp. (Moscas de la mazorca) en cuatro etapas temporales.....	140
Anexo 23: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de <i>Tallula atramentalis</i> (Polilla del ápice de la mazorca) en cuatro etapas temporales.....	141

RESUMEN

Se realizaron evaluaciones para determinar la presencia de insectos plaga en el cultivo de maíz morado bajo condiciones ambientales de la Universidad Nacional Agraria La Molina. Se registraron poblaciones de *Agrotis* spp., *Cyanopepla alonzo* (Butler), *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott), *Diabrotica viridula* (Fabricius), *Diatraea saccharalis* (Fabricius), *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller), *Euxesta* spp., *Helicoverpa zea* (Boddie), *Peregrinus maidis* (Ashmead), *Rhopalosiphum maidis* (Fitch), *Spodoptera frugiperda* (J.E.Smith), *Sthenaridea carmelitana* (Carvalho), *Tallula atramentalis* (Lederer) y enemigos naturales de estas plagas, desde la emergencia hasta la maduración del cultivo. La parcela estuvo ubicada en el denominado Campo Libre I de la UNALM. Con un área de 3.114,8 m² y perímetro de 227,84 m, se tomaron 100 plantas en cada evaluación, divididas en 10 unidades por surco. Se examinaron cogollos, tallos, cuatro hojas como máximo, panículas y dos mazorcas, en cada planta; y 4 metros lineales por surco. Se realizaron en total 16 evaluaciones, divididas en 4 etapas temporales, correspondientes a los meses de agosto, septiembre, octubre y noviembre de 2018. Asimismo, en la cosecha se realizó una evaluación adicional a las mazorcas. En este estudio, las plagas más representativas, por abundancia de poblaciones, fueron las del Orden Hemiptera, *D. maidis*, *P. maidis*, *R. maidis* y *S. carmelitana*; y del Orden Diptera, *Euxesta* spp. La preparación del terreno consistió en una labranza profunda con dos riegos previos de machaco, por lo que poblaciones remanentes de *Agrotis* spp., *S. frugiperda*, *E. lignosellus* y *H. zea* no representaron mayor problema para el cultivo. Se realizaron aplicaciones de insecticidas que pudieron afectar la fauna benéfica. La etapa temporal 4 presentó en total la mayor población de insectos, cuando el cultivo se encontraba en la fase de maduración de mazorcas, y se registraron incrementos de temperatura. Los daños de insectos representaron el 50% del total de mazorcas evaluadas.

Palabras clave: Maíz morado, cogollos, panículas, mazorcas, etapas temporales, población de insectos.

ABSTRACT

Tests were performed to determine the presence of pests in purple corn crops under environmental conditions of the national university of the Agraria La Molina. There were records of populations of *Agrotis* spp., *Cyanopepla alonzo* (Butler), *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott), *Diabrotica viridula* (Fabricius), *Diatraea saccharalis* (Fabricius), *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller), *Euxesta* spp., *Helicoverpa zea* (Boddie), *Peregrinus maidis* (Ashmead), *Rhopalosiphum maidis* (Fitch), *Spodoptera frugiperda* (J.E.Smith), *Sthenaridea carmelitana* (Carvalho), *Tallula atramentalis* (Lederer) and natural enemies of these pests, since the crop's emergence to maturity. The plot was located in the so-called Free Field I of the UNALM. With an area of 3.114,8 m² and perimeter of 227,84 m, 100 plants were picked for each test, split in 10 units per groove. The shoots, stems, 4 leaves at max, panicles and 2 corncobs were examined in each plant; and 4 lineal meters per groove. There was a total of 16 tests, divided in 4 temporary stages, in correspondece to the months of August, September, October and November of 2018. Likewise, an additional evaluation was performed to the corncobs in the crop. In this study, the most representative pests, by their abundance in population were the order of Hermiptera, *D. maidis*, *P. maidis*, *R. maidis* and *S. camelitana*; and the order of Diptera, *Euxesta* spp. The preparation consisted in a deep tillage of the field with 2 previous deep waterings, so that remnant populations of *Agrotis* spp., *S. frugiperda*, *E. lignosellus* and *H. zea* didn't represent a mayor problem for the crop. insecticides that could affect the beneficial fauna were applied. The temporary stage 4 presented in total the largest population of insects, when the crop was in the maturity phase of corncobs, and records of increase temperature. The damage of insects represented the 50% of the total conrcobs evaluated.

I. INTRODUCCIÓN

El maíz morado (*Zea mays* L.) raza kculli, es una selección especial del maíz amiláceo, de granos y de cáscara morada con alto contenido de almidón. La coronta contiene como principio activo las antocianinas, pigmentos vegetales utilizados por la industria alimenticia y farmacéutica mundial (Requis, 2012).

Según Requis (2012), en nuestro país, los mayores consumidores de este producto son los pobladores de la costa, principalmente de Lima. Sin embargo, en los valles interandinos muchos factores (bióticos y abióticos) limitan la producción; y, la mayoría de ellos, pueden ser controlados eliminando sus causas.

Las exportaciones de maíz morado se encuentran en crecimiento cada año. En 2012, se enviaron 412,541 kg; mientras que en 2013, el volumen exportado ascendió a 610,876 kg. El precio se situó en US\$ 1.89/kg, aproximadamente, mientras que en 2015 este incrementó a US\$ 2.02/kg, gracias a la importancia alimenticia y medicinal del cultivo (López, 2019).

La presente tesis tiene su importancia en identificar aquellas especies de insectos que se constituyen como plagas en el cultivo de maíz morado, a lo largo de una campaña completa, desde emergencia de la plántula hasta cosecha. De esta manera, se evaluará la incidencia de los insectos plaga bajo las condiciones ambientales del distrito La Molina. Asimismo, el registro de insectos predadores será llevado a cabo.

El monitoreo de insectos en los cultivos es fundamental para proponer un manejo integrado. De esta manera, se optimizan los rendimientos y la inversión en la producción de alimentos como el maíz morado.

Evaluar la incidencia de insectos plaga en el cultivo de maíz morado, bajo las condiciones ambientales y prácticas agronómicas de la Universidad Nacional Agraria La Molina se constituye como el objetivo principal del presente trabajo de investigación. Se han planteado los siguientes objetivos específicos:

1. Comprobar en el cultivo de maíz morado la presencia de insectos plaga reportados en el maíz convencional.
2. Determinar la incidencia de insectos y analizar el patrón de comportamiento poblacional de los insectos plaga durante la campaña de invierno en el cultivo de maíz morado bajo las condiciones de La Molina, basado en un diseño estadístico de regresión no lineal.
3. Registrar los insectos predadores presentes en el cultivo de maíz morado.

Posteriores investigaciones enriquecerán lo hasta aquí expuesto.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 SITUACIÓN DEL CULTIVO DE MAÍZ MORADO

El maíz morado es una variedad de maíz originario del altiplano andino (Bolivia y Perú). Se creía nativo de las alturas de México o América Central; sin embargo, no es conocido en estado silvestre. Se cultiva en Perú desde épocas precolombinas. En la época pre-hispánica fue conocido como oro, sara o kulli (López, 2019).

La producción nacional de maíz morado se localiza en ocho departamentos, y el 80% de esta se concentra en Lima, Huánuco, Áncash y La Libertad. Las principales zonas de producción son: Áncash, Arequipa, Ayacucho, Cajamarca, Huánuco, Ica, La Libertad y Lima. En los últimos cinco años, la producción de maíz morado ha presentado una tasa anual promedio de crecimiento del 25% (MINAGRI, 2017).

Durante el 2015, los principales mercados destino de las exportaciones de maíz morado fueron: Estados Unidos y Ecuador, que recibieron el 78% del total de los envíos. Perú tiene suscrito acuerdos comerciales mediante los cuales puede exportar maíz morado con preferencias arancelarias (MINAGRI, 2017).

2.2 TAXONOMÍA DEL MAÍZ MORADO

La ubicación taxonómica más aproximada ha sido reportada por Takhtajan (1980) (citado por Justiniano, 2010), quien describe de la siguiente manera:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Liliopsida

Orden: Poales

Familia: Poaceae

Tribu: Andropogoneae

Género: Zea

Especie: *Zea mays* L.

Nombre común: Maíz Morado

2.3 MORFOLOGÍA DEL CULTIVO

2.3.1 Raíces:

Son fasciculadas. Aportan un perfecto anclaje a la planta. En algunos casos, sobresalen unos nudos de las raíces a nivel del suelo, lo cual suele ocurrir en aquellas raíces secundarias o adventicias (Guacho, 2014). La planta presenta tres tipos de raíces: primarias emitidas por la semilla (raíces seminales), principales que se forman a partir de la corona, y las aéreas o adventicias que nacen en el último lugar de los nudos de la base del tallo (Pinedo, 2015).

2.3.2 Tallo:

Erecto en forma de caña, macizo en su interior. Tiene una longitud elevada, pudiendo alcanzar los cuatro metros de altura. Además, es robusto y no presenta ramificaciones (Guacho, 2014).

2.3.3 Hojas:

Son largas, de gran tamaño, lanceoladas, alternas y paralelinervias. Es una planta anual que presenta de 15 a 30 hojas verdaderas que nacen de cada nudo y son de color verde intenso (Pinedo, 2015).

2.3.4 Flores:

El maíz es de inflorescencia monoica; es decir, inflorescencia masculina y femenina separada dentro de la misma planta. La inflorescencia masculina es una panícula formada por numerosas flores pequeñas llamadas espículas, de coloración amarilla (Pinedo, 2015). Presenta un raquis central, el cual lleva varias hileras de espiguillas pares; siendo una de ellas pedicelada y la otra sésil. En la base de la espiguilla hay 2 glumas (lenma y palea) que subtienden y encierran a las flores (Yépez, 2011). Posee aproximadamente entre 20 a 25 millones de granos de polen. Cada flor que compone la panícula contiene tres estambres. La inflorescencia femenina se denomina mazorca. Contiene las semillas agrupadas a lo largo de un eje (Guacho, 2014).

2.3.5 Fruto y semilla:

Según León (1968) citado por Yépez (2011):

- El casquete o punta: Se inserta en el raquis, y protege el extremo inferior del germen.

- El germen o embrión: Comprende la radícula, la plúmula y el escutelo. Representa del 9.5% al 12% del peso total del grano.
- El endospermo o almidón: Constituye el 85% del peso del grano seco. Determina la estructura y el valor alimenticio en los diferentes maíces.
- La aleurona: Capa fina que envuelve al endospermo de colores.
- El pericarpio o cáscara: Compuesto por varias capas de células que protegen la semilla antes y después de la siembra.

2.4 FENOLOGÍA DEL CULTIVO

Tabla 1: Etapas fenológicas del cultivo de maíz morado

Etapas	Días	Características
VE	5	El coleoptilo emerge de la superficie del suelo.
V1	9	Es visible el cuello de la primera hoja.
V2	12	Es visible el cuello de la segunda hoja.
Vn		Es visible el cuello de la hoja número “n” (“n” es igual al número definitivo de hojas que tiene la planta; “n” generalmente fluctúa entre 16 y 22, pero para la floración se habrán perdido las 4 a 5 hojas de más abajo).
VT	55	Es completamente visible la última rama de la panoja.
R0	57	Antesis o floración masculina, el polen se comienza a arrojar.
R1	59	Son visibles los estigmas.
R2	71	Etapas de ampolla. Los granos se llenan con un líquido claro y se puede ver el embrión.
R3	80	Etapas lechosas. Los granos se llenan con un líquido lechoso blanco.
R4	90	Etapas masosas. Los granos se llenan con una pasta blanca. El embrión tiene aproximadamente la mitad del ancho del grano.
R5	102	Etapas dentadas. La parte superior de los granos se llena con almidón sólido y, cuando el genotipo es dentado, los granos adquieren la forma dentada. En los tipos tanto cristalinos como dentados es visible una “línea de leche” cuando se observa el grano desde el costado.
R6	112	Madurez fisiológica. Una capa negra es visible en la base del grano. La humedad del grano es generalmente alrededor del 35%.

Fuente: Oñate Zúñiga, Lissette (2016)

2.5 VARIEDADES

2.5.1 Morado Canteño:

Con características muy similares a la raza Cuzco Morado. Es más precoz y se cultiva en muchos lugares de la Sierra peruana, desde el valle del Chillón (Lima) hasta los 2500 msnm. Es la variedad que más se consume en el mercado de Lima (Sevilla y Valdez 1985; citado por Pinedo, 2015).

2.5.2 Morado de Caraz:

Variedad derivada de las razas Ancashino y Alazán. Se cultiva en la localidad de Caraz, en el Callejón de Huaylas. Es de precocidad intermedia y tiene la ventaja de poder adaptarse también a la Costa. Es la variedad que muestra mayor capacidad de rendimiento y presenta la coronta más pigmentada (Sevilla y Valdez 1985; citado por Pinedo, 2015).

2.5.3 Arequipeño:

La forma de la mazorca es similar al Cuzco, pero más chica. El color de la coronta no es tan intenso como en otras variedades, pero en la colección hecha en Arequipa se encuentra mucha variabilidad para esta característica, por lo que puede ser mejorada. Es más precoz que las variedades previamente citadas (Sevilla y Valdez 1985; citado por Pinedo, 2015).

2.5.4 Negro de Junín:

Se denomina así a una variedad precoz de granos negros, grandes, dispuestos irregularmente en una mazorca corta y redondeada. Es similar en forma a la raza San Jerónimo (Sevilla y Valdez 1985; citado por Pinedo, 2015).

2.5.5 Huancavelicano:

Se le encuentra en la Sierra Centro y Sur hasta Arequipa, ocupando alturas mayores que otras variedades (Sevilla y Valdez 1985; citado por Pinedo, 2015).

2.5.6 PMV-581:

Variedad mejorada por la Universidad Nacional Agraria La Molina, obtenida a través de la variedad Morado de Caraz, adaptada a la costa y sierra baja, con resistencia a Roya y Cercospora. Su periodo vegetativo es intermedio, con mazorcas medianas de 15 a 20 cm,

alargadas, con alto contenido de pigmento y un potencial de rendimiento de 6 t/ha (Manrique, 1997; citado por López, 2019).

2.5.7 PMV-582:

Variedad mejorada por la Universidad Nacional Agraria La Molina, adaptada a la sierra alta. Las plantas son de tamaño intermedio, mazorcas medianas, con alto contenido de antocianinas y un potencial de rendimiento de 4 t/ha (Manrique, 1997; citado por Pinedo, 2015).

2.5.8 INIA-601 Negro Cajamarca:

Originada en la Subestación Experimental Cajabamba del INIA. La población “NEGRO” se formó con 256 progenies: 108 de la variedad Morado Caraz y 148 progenies de la variedad local Negro de Parubamba (Abanto *et al.*, 2014; citado por Pinedo, 2015).

2.5.9 INIA-615 Negro Canaán:

Variedad mejorada por el INIA, producto del trabajo de mejoramiento por selección recurrente de medios hermanos a partir de 36 colecciones de cultivares de la raza Kulli realizados durante nueve ciclos. Los progenitores femeninos fueron las variedades locales Negro Kully y Morado; y, los progenitores masculinos, un compuesto balanceado de tres variedades (Negro, Kully y Morado) (INIA, 2007; citado por Pinedo, 2015).

Con relación al uso de semilla certificada, los productores de maíz amiláceo tienen una tasa de utilización de apenas el 1%. Asimismo, se sabe que sólo el 5% de los agricultores emplean semillas producidas fuera de la chacra; es decir, 95% de los agricultores utilizan como semilla los granos seleccionados de sus propias parcelas bajo las costumbres que ancestralmente conocen. Esto procede al uso de semillas degeneradas (baja calidad), susceptibles a plagas que afectan la productividad del cultivo (Huamanchumo, 2013; citado por Pinedo, 2015)

2.6 REQUERIMIENTOS AGROCLIMÁTICOS

2.6.1 Clima:

El maíz morado se adapta a las condiciones de sierra media, conformado por laderas, valles y mesetas localizadas entre los 1800 a 2800 m.s.n.m. Según Yanangómez (2018), con temperaturas medias anuales de 12°C a 20°C y precipitación media anual de 500 a 1000 mm.

Según Sevilla y Valdez (1985) (citado por Pinedo, 2015), es favorecido por climas preferentemente secos, con temperaturas moderadas que corresponden a ambientes de los valles

interandinos. Estos corresponden a las vertientes del Pacífico y del Atlántico desde 600 a 2500 m.s.n.m.

2.6.2 Suelo:

Según Manrique (1997) (citado por Yanangómez, 2018), el maíz morado requiere de suelos franco-arcillosos con buena capacidad para el soporte de la humedad. Sin embargo, el exceso de humedad limita la acumulación de pigmentos en la mazorca, por ello, se desarrolla mejor en suelos con pH entre 5 y 8, y una conductividad eléctrica entre 1 y 4 Ds/m (Risco, 2007; citado por Pinedo, 2015).

El maíz se puede cultivar con buenos resultados en suelos que presenten pH de 5.5 a 8, aunque el óptimo corresponde a una ligera acidez (pH entre 6 y 7). Un pH fuera de estos límites suele aumentar o disminuir la disponibilidad de ciertos elementos, y se produce toxicidad o carencia. El maíz es relativamente tolerante a los contenidos de sales en el suelo, o en las aguas de riego (Fuentes, 2002; citado por Pinedo, 2015).

2.6.3 Riego:

La falta de agua en el suelo en el periodo próximo a la floración puede producir una reducción en los rendimientos hasta en un 50%. Por ello, los riegos efectuados durante este periodo permiten obtener los más altos beneficios. Un cultivo de maíz durante la floración y llenado de grano consume de 50 a 60 mm de agua por semana, si el tiempo es caluroso y seco. En suelos de texturas medias y pesadas, deben aplicarse riegos cada 10 días en periodos sin lluvias. En estos suelos, los riegos deben ser de 60 a 80 mm de agua. Estos gastos deben incrementarse de acuerdo a la eficiencia del sistema de riego empleado. En una estación seca, deben aplicarse de 200 a 250 mm de agua para obtener los más altos rendimientos (Hofstadter *et al.*, 1975).

2.6.4 Fertilización:

Aunque la planta de maíz usa 16 elementos diferentes, sólo tres son necesarios en cantidades relativamente grandes: el N, el P y el potasio K. La falta de estos nutrientes limitan frecuentemente la producción de maíz, aunque el azufre y algunos micronutrientes como el zinc y el magnesio pueden ser restricciones importantes en ciertas localidades (García, 2013 citado por Pinedo, 2015). Asimismo, el cultivo de maíz morado tiene requerimientos altos de nitrógeno, fósforo, potasio, magnesio y calcio, entre otros nutrientes, (586-220-100 kg/ha de N-

P-K). Los terrenos destinados al maíz deben ser fértiles y con buen contenido de materia orgánica (más de 2,5 %), no ácido, no muy pendiente y con buen drenaje.

El maíz es uno de los pocos cultivos andinos que siempre se fertiliza, generalmente con abundante estiércol (guano) y se añaden fertilizantes como úrea y fósforo a niveles muy variables de 80-80-0, y en algunos casos en cantidades mayores, según el tipo de suelo (Tapia y Fries, 2007, citado por Pinedo, 2015). El sistema radical del maíz en general es capaz de absorber nutrientes a través de toda la vida de la planta, pero la absorción declina durante el último ciclo que corresponde al llenado del grano y a medida que comienza la senescencia de las hojas inferiores (Paliwal, 2001 citado por Pinedo, 2015).

2.7 SIEMBRA Y COSECHA

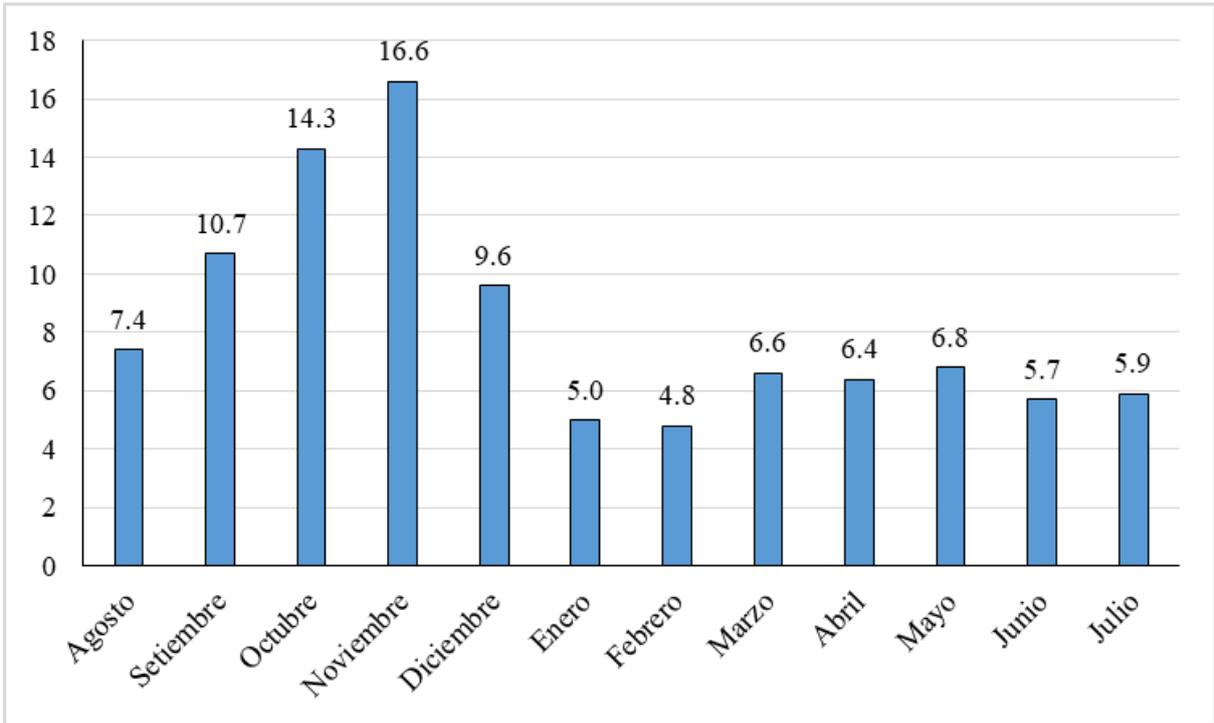


Figura 1: Calendario de Siembras de Maíz Morado (%) (2013-2018)

Fuente: Adaptado del Sistema Integrado de Estadísticas Agrarias – MINAGRI

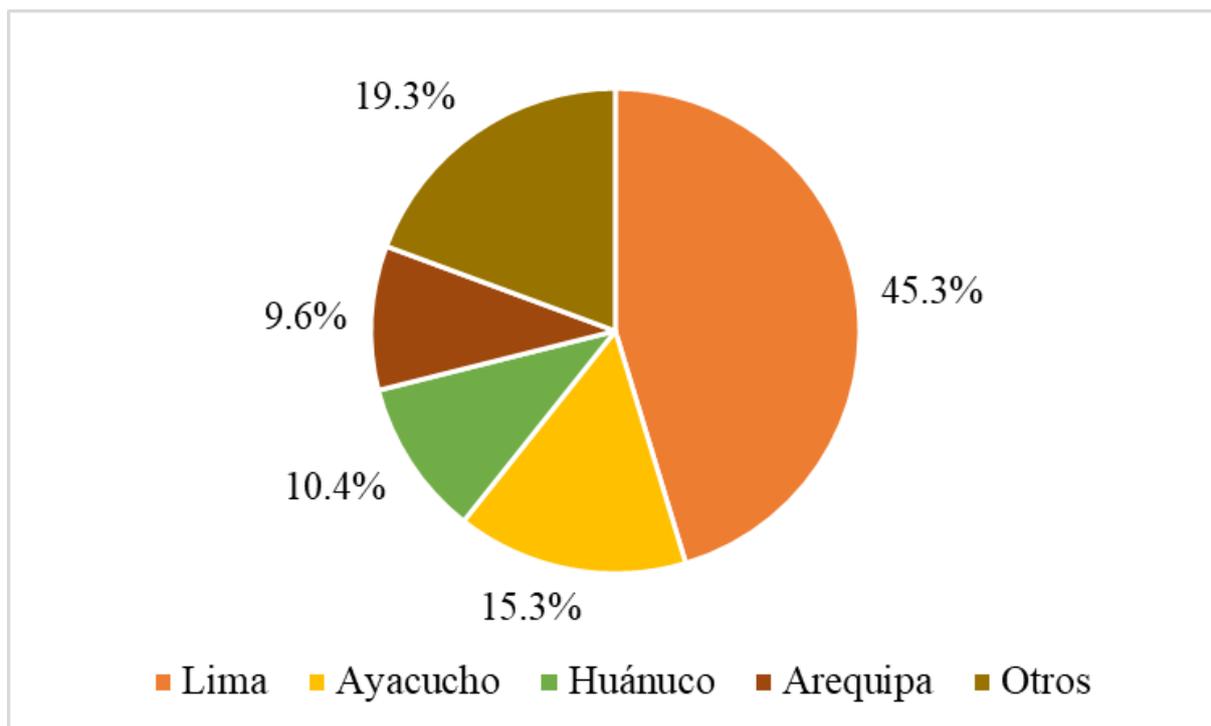


Figura 2: Distribución Departamental de Siembra de Maíz Morado (2013-2018)

Fuente: Adaptado del Sistema Integrado de Estadísticas Agrarias – MINAGRI

Según MINAGRI (2017), las épocas de siembra en la sierra comprenden desde agosto hasta octubre, mientras que en la costa, de abril a septiembre. Según Yanangómez (2018), el maíz se puede sembrar durante todo el año. Las épocas más adecuadas son de abril a agosto (siembra de invierno), y de noviembre a febrero (siembra de verano). En la costa peruana, la mejor época para la siembra del maíz morado es en invierno, en los meses de mayo a junio.

Según Hurtado (2004) (citado por Pinedo, 2015), el maíz se siembra a una profundidad de 5 cm y se puede realizar al voleo o en surcos. La separación de las líneas es de 0.8 a 1 m, y entre golpes, de 0.35 a 0.4 m, dependiendo de la variedad.

Asimismo, INIA (2007) (citado por Pinedo, 2015) afirma que para sembrar la variedad INIA-615 Negro Canaán, se deben utilizar 40 a 45 kg/ha de semilla de buena calidad. En cada golpe, se debe contar con dos plantas para asegurar una densidad de 50 000 plantas/ha.

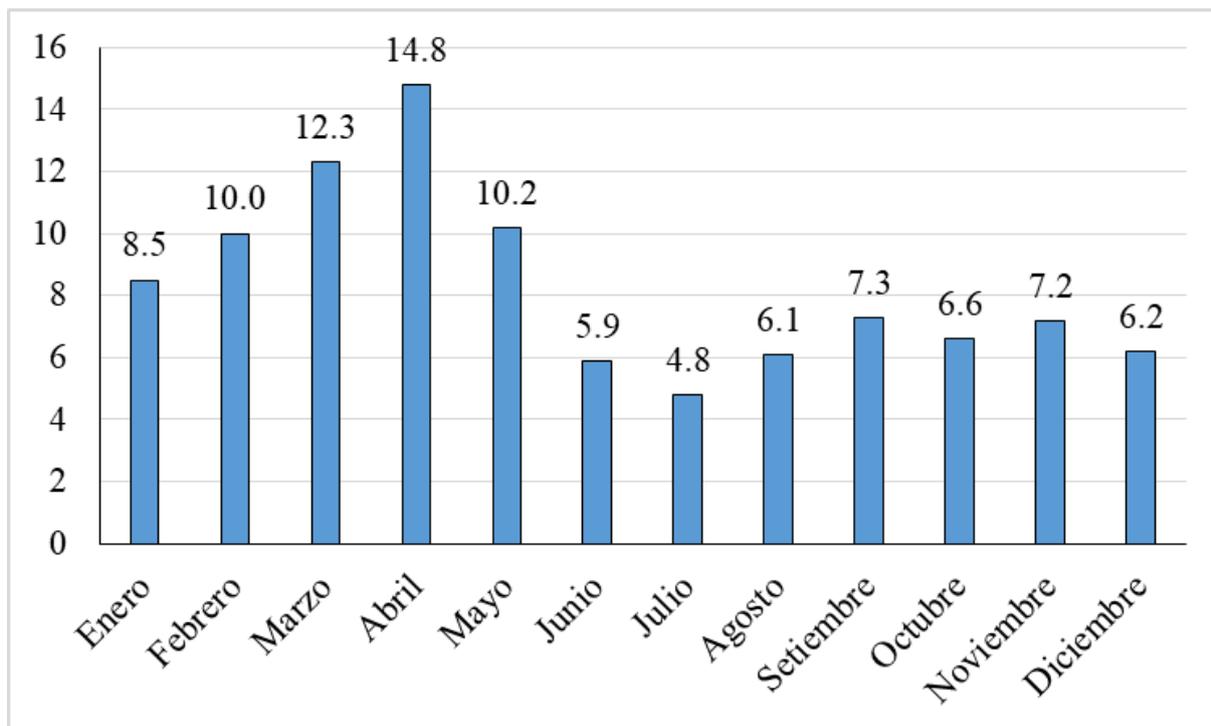


Figura 3: Calendario de Cosechas de Maíz Morado (%) (2013-2018)

Fuente: Adaptado del Sistema Integrado de Estadísticas Agrarias – MINAGRI

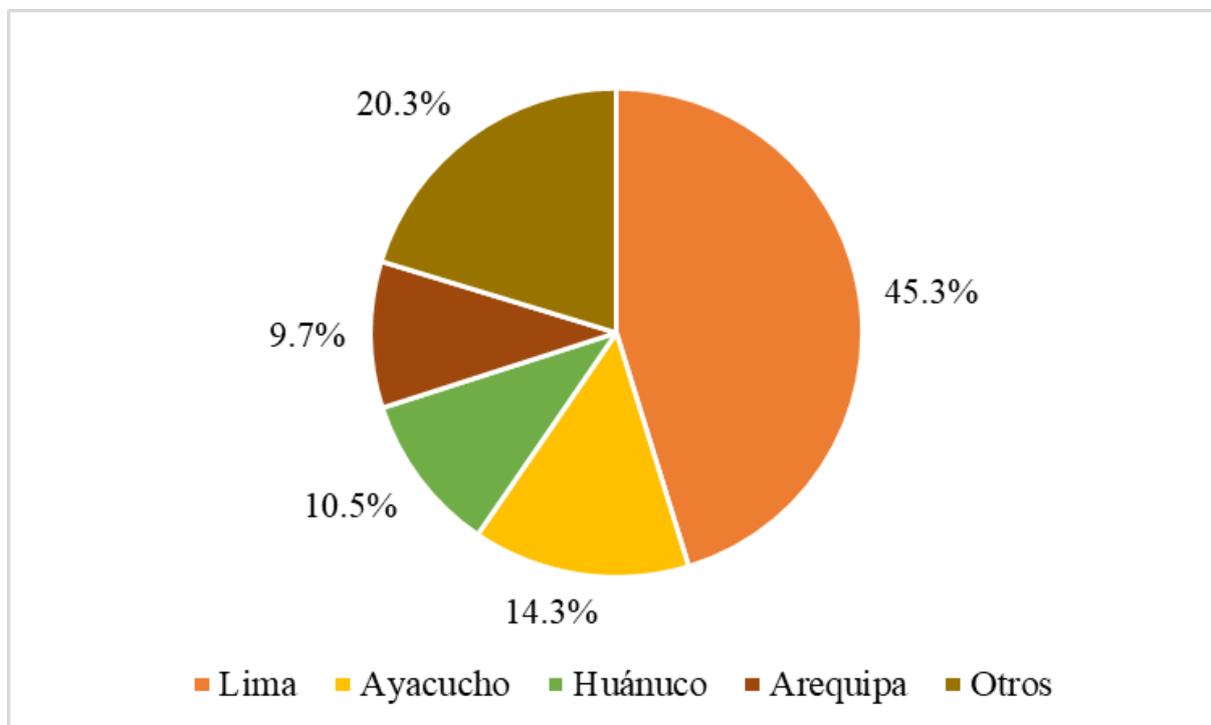


Figura 4: Distribución Departamental de Cosechas de Maíz Morado (2013-2018)

Fuente: Adaptado del Sistema Integrado de Estadísticas Agrarias – MINAGRI

La cosecha consiste en la recolección de mazorcas, arrancándolas de la planta y separando de su envoltura o “panca”. El maíz se puede cosechar cuando el grano tiene una humedad de 30% aproximadamente (Pinedo, 2015).

Según Requis (2012), la cosecha de maíz morado debe ser oportuna; es decir, cuando los granos se encuentren en la etapa de madurez fisiológica, o cuando las brácteas que cubren las mazorcas estén secas. El despanque puede realizarse cortando las plantas o con plantas paradas. Luego, se deben llevar las mazorcas a los secaderos hasta lograr la humedad requerida.

El maíz morado es colocado en tendales para su secado natural, por efecto de la radiación solar y el viento. Este es un sistema lento y variable en su duración, ya que depende de las condiciones del medio ambiente. Termina cuando el grano tiene alrededor de 12% de humedad (Sevilla y Valdez, 1985; citado por Pinedo, 2015).

2.8 ANTOCIANINAS

2.8.1 Naturaleza:

Químicamente, la materia colorante del maíz morado es la antocianina, que son glucósidos que se encuentran constituyendo el principio colorante responsable de los colores rojo, violeta, azul y púrpura. Estos aparecen en las flores, frutos, hojas y otros tejidos de las plantas. (Aurelio *et al.*, 2013; citado por Pinedo, 2015).

Las antocianinas son sustancias activas de alimentos funcionales, nutraceuticos y medicamentos. Delgado (1989) (citado por Justiniano, 2010), sostiene que las antocianinas son sales, derivados de las antocianidinas:

- Pelargonidina (I)
- Cianidina (II)
- Peonidina (III)
- Delfinidina (IV)
- Petunidina (V)
- Malvidina (VI)

La cianidina ocurre a nivel menos evolucionado. Las otras antocianidinas que ocurren en la naturaleza, son derivados de una adición genética controlada, remoción o metilación del grupo

hidroxilo en el anillo B o estructura Flavylium. La glicosidación de estos pigmentos en posiciones 3, 5 o 7, o una combinación de estos, resulta en la formación de antocianinas. El azúcar en la molécula le confiere solubilidad y estabilidad.

2.8.2 Factores que influyen en la estabilidad y color de las antocianinas:

Según Quispe *et al.* (2007) (citado por Pinedo, 2015), el color y la estabilidad de los pigmentos antocianínicos en el maíz morado depende de factores como: la estructura y concentración del pigmento, pH, temperatura, calidad e intensidad de la luz a los que son sometidos, presencia de co-pigmentos, iones metálicos, enzimas, oxígeno, ácidos orgánicos con propiedades oxidantes y reductoras, azúcares, productos de degradación, dióxido de azufre, entre otros.

2.8.3 Extracción de las antocianinas:

Del maíz con presencia de antocianinas predominantemente en el pericarpio, se han separado e identificado entre 8 y 11 antocianinas. Las encontradas en mayor proporción son: cianidina 3-glucósido, cianidina 3-(6''-malonil glucósido) y peonidina 3-glucósido. Otras antocianinas presentes en menor proporción son: peonidina 3-(6''-malonilglucósido), pelargonidina 3-glucósido, pelargonidina 3-(6''-malonilglucósido), además de dos isómeros, malonil y dimalonil (Aoki *et al.*, 2002; citado por Pinedo, 2015).

Según Salinas *et al.* (2013), afirma que el contenido y tipo de antocianinas en el grano de maíz, varían de acuerdo con el color del grano y la concentración del pigmento en las distintas estructuras. Los granos de color rojo concentran las antocianinas en el pericarpio y en la capa de aleurona. Poseen hasta 10 veces más antocianinas que los de grano azul/morado, cuyas antocianinas se concentran solamente en la capa de aleurona.

2.9 EXPORTACIÓN DE MAÍZ MORADO

Durante el 2015, los principales mercados destino de las exportaciones de maíz morado fueron: Estados Unidos y Ecuador, que recibieron el 78% del total de nuestros envíos. Perú tiene suscrito acuerdos comerciales mediante los cuales puede exportar maíz morado con preferencias arancelarias (MINAGRI, 2017).

Según Ramos (2019), en 2018 se despacharon al exterior 20 865 kg de maíz morado por un valor FOB de US\$ 1.515.030. Estas cifras, al compararse con los 10 128 kg que se exportaron en 2017 por un valor entonces de US\$ 1.232.975, revelan que los envíos se duplicaron en cantidad, lo que no sucedió con los precios.

El mayor destino de las exportaciones nacionales en el 2017 fue Estados Unidos, con colocaciones por US\$ 420.649. Le siguieron España (US\$ 65.116), Ecuador (US\$ 51.328), Chile (US\$ 25.512), Japón (US\$ 23.982) y otros destinos con montos menores que juntos sumaron US\$ 59.182 (Ramos, 2019).

2.10 REQUISITOS PARA CONSUMO Y PROCESAMIENTO

Según MINAGRI (2017), en nuestro país, recientemente se ha aprobado la Norma Técnica Peruana para las Mazorcas de Maíz Morado – NTP 011.601 2016; denominada Mazorcas de Maíz morado, requisitos. Esta norma define, clasifica y establece los requisitos que deben cumplir las mazorcas para su uso como materia prima para el procesamiento industrial y consumo directo. Los requisitos fisicoquímicos establecidos se detallan en la siguiente tabla:

Tabla 2: Requisitos fisicoquímicos para uso de mazorcas de maíz morado

Requisito	Mazorca	Corona
Humedad	Máximo 13.0 %	Máximo 10.0 %
Porcentaje de Antocianina	Mínimo 0.8 %	Mínimo 0.8 %
Longitud	Mayor a 6.0 cm	No aplica

Fuente: MINAGRI (2017)

2.11 INSECTOS QUE AFECTAN EL CULTIVO DE MAÍZ

2.11.1 *Agrotis ipsilon* (Hufnagel), *Agrotis* spp. (Lepidoptera: Noctuidae)

- Morfología:
 - Huevo: Son blancos, miden entre 0.5 a 0.6 mm de diámetro, esféricos y aplastados en su base. Presentan alrededor de cuarenta líneas radiales y están recubiertos de una secreción viscosa (Chango, 2018).
 - Larva: Miden entre 30 y 45 mm de largo. La cabeza es de color castaño rojizo. Presenta una cutícula de color gris. Tienen coloración pálida en el lado ventral y lateral. Poseen cinco pares de falsas patas (espuripedio), con ganchitos dispuestos circularmente en su parte inferior (Chango, 2018).
 - Pupa: Son obtectas, miden entre 1,8 y 2,2 mm de largo por 4 mm de ancho, de color pardo oscuro próximo a la eclosión (Estay, 2018).

- Adulto: Tamaño mediano y cuerpo grisáceo. Alas anteriores marrones con tres manchas triangulares y las posteriores blancas (Bermejo, 2011).

- Biología y comportamiento:

Según Castillo (2017), las hembras adultas tienen una fecundidad de entre 500 a 2000 huevos aproximadamente. Estos tardan en eclosionar de 4 a 5 días.

Las larvas constituyen cortadores de plantas tiernas. Viven en el suelo o en el follaje, presentando actividad nocturna de alimentación. Su periodo larval dura aproximadamente 34 días, presentando 6 estados. Empupan en el suelo, y duran en esta fase aproximadamente 14 días. En general, tienen un ciclo total de 49 a 65 días (Castillo, 2017).

Según Estay (2018), en estado de plántula, corta a nivel del cuello y ocasionalmente asciende al follaje para alimentarse de las hojas basales. Afectan desde el momento de la germinación hasta los 30 días aproximadamente. Los adultos son nocturnos, están atraídos por la luz, ovipositan y copulan en la noche.

- Medidas de control:

- Control cultural: El control de malezas es importante para reducir los ataques de cortadores, así como la preparación del suelo para destruir las larvas con rastras (Estay, 2018).

- Control biológico: Parasitoides de las familias Tachinidae, Ichneumonidae. Depredadores de las familias Cicindellidae, Carabidae, entre otros. Agentes patógenos como *Beauveria* sp. (Castillo, 2017).

- Control químico: Preparación y aplicación de cebos tóxicos al cuello de la planta. La formulación se realiza en el siguiente orden: insecticida + agua + melaza + afrecho, polvillo o materia orgánica. (Castillo, 2017)

2.11.2 *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae)

- Morfología:

- Huevo: Son hemisféricos de 0.5 mm de diámetro. Recién depositados son de color verdoso, luego castaños, con estrías a modo de husos horarios (Leiva, 2014).

- Larva: Primeros estados larvales son de color verde claro. A partir del cuarto estado, presentan tonalidades más oscuras y tres líneas longitudinales amarillentas pardas oscuras. En

el quinto estado, la sutura cefálica representa una “Y” invertida color blanco y la larva mide 35-40 mm. (Leiva, 2014).

- Pupa: De color marrón oscuro. Mide de 18 a 20 mm de longitud (Ojeda, 2018).
- Adulto: Presenta dimorfismo sexual. En la hembra las alas anteriores son de color gris uniforme a marrón con manchas apenas perceptibles. Las alas del macho, de color pardo-grisáceo con un par de manchas irregulares y claras hacia la región central, y una línea de color blanco hacia la región anal. Presentan una expansión alar de 30 a 38 mm. (Sánchez y Vergara, 2010; citado por Ojeda, 2018).

- Biología y comportamiento:

Según Campos (1968) (citado por Ojeda, 2018), a $23^{\circ} \pm 2^{\circ}$ C y 60 y 70% de humedad relativa y en La Molina (Lima) el periodo de incubación tiene una duración de 2 a 4 días. Periodo larval, de 14 a 24 días. Un periodo pupal, de 10 a 13 días. La longevidad de los adultos es de 12 a 13 días. El ciclo total fluctúa entre 27 y 41 días.

Según Lezaun (2014), una hembra ovipone entre 1500 a 1800 huevos a lo largo de su vida en forma de masas o grupos compactos. Estos promedian de 150 a 200 huevos cada una. La oviposición se realiza en el tercio inferior, en el envés, principalmente.

Las larvas emergen y se posicionan en el cogollo de la planta. Presentan 6 estados larvales. En los dos primeros, solo raspan la superficie de las hojas tiernas, causando un daño característico como ventanas. El canibalismo reduce a uno o dos larvas por planta. Para completar su desarrollo, las larvas consumen un promedio total de 179.7 cm² de superficie foliar de hojas de maíz y dejan de alimentarse justo antes de alcanzar el último estado larval (Rezende *et al.*, 1994 citado por Lezaun, 2014).

La fase de prepupa dura un promedio de dos días. Para pupar, se entierran en el suelo, entre 3 y 5 cm de profundidad, donde forman una cámara pupal, en la cual permanecen por 7 a 13 días, para emerger luego como adulto. Este es de actividad nocturna y posee gran capacidad de vuelo y dispersión (Coto Alfaro, 1998 citado por Lezaun, 2014).

- Medidas de control:

- Control cultural: La manipulación de fechas de siembra, de modo que el cultivo pase las etapas más susceptibles cuando la población de insectos es baja. Otra medida es la rotación de

cultivos, para evitar la formación de poblaciones de insectos a volúmenes realmente dañinos (Andrews y Howell, 1989 citado por Ojeda, 2018).

- Control biológico: Parasitoides de las Familias Tachinidae, Ichneumonidae, Scelionidae. Depredadores de las Familias Chrysopidae, Anthocoridae, Cerambycidae, Reduviidae, Geocoridae, Coccinellidae, Carabidae, Cicindelidae, entre otros (Castillo, 2017). Agente patógenos como *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki y aizawai (SIGIA, 2020).

- Control químico: Se deben aplicar insecticidas sólo cuando se alcancen entre 10 a 15% de plantas infestadas en la etapa de crecimiento lento. Pueden usarse insecticidas fosforados o carbamatos de mediana acción residual, o bien insecticidas inhibidores de síntesis de quitina, entre otros. En la etapa de crecimiento rápido, aplicar insecticidas cuando se alcance el 30 % de plantas infestadas, dando preferencia al uso de inhibidores de quitina o granulados dirigidos al cogollo. (Sarmiento, 1985 citado por Ojeda, 2018).

2.11.3 *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae)

- Morfología:

Según Molinari y Gamundi (2010):

- Huevo: Los adultos depositan los huevos preferentemente en la base del tallo de plántulas, en hojas inferiores y en el suelo. Son de color verde amarillento y próximos a eclosionar tienen color rojizo. Es difícil verlo por su tamaño y disposición.

- Larva: Cuando completa su desarrollo mide 1.5 cm aproximadamente. Tiene la cabeza de color marrón oscuro y brillante. A simple vista, el dorso del cuerpo es de color rosado oscuro, con franjas blancas y marrones; la zona ventral, verde azulado. Cuando son perturbadas tienen movimientos rápidos y saltan.

- Pupa: Este estado transcurre en las cámaras subterráneas y tiene una duración media de 10 días.

- Adulto: Polilla pequeña y alargada de 2 cm de largo. Posee alas anteriores angostas, de color casi negro en las hembras; mientras que en los machos, son más claras con márgenes grisáceos y manchas oscuras.

- **Biología y comportamiento:**

La oviposición en el campo se realiza en la base del tallo de las plántulas, y principalmente en el suelo, alrededor del cuello de la planta. La temperatura influye en la capacidad de oviposición. Por ejemplo, se han reportado, a 27°C, hembras que oviponen 127.8 huevos cada una, y a 18°C, 33 huevos por hembra. El periodo de incubación dura entre 2 y 3 días (Rázuri, 1974).

Las larvas pueden mudar cuatro a cinco veces durante el verano; y cinco o seis durante el otoño. La fase larval dura entre 15 a 30 días, aproximadamente. (Luginbill y Ainslie, 1917 citado por Rázuri, 1974). Cuando nacen, se alimentan de hojas, 3 o 4 días después perforan el tallo en el cuello de la planta y hasta 2 cm debajo del nivel del suelo. A esa profundidad, construyen una cámara con hilos que segrega la larva, tierra y excrementos; desde allí entran y salen del tallo para alternar períodos de alimentación y de mudas (Molinari y Gamundi, 2010).

Empupan en el suelo. Esta fase tiene una duración, en condiciones de campo, entre julio y noviembre, de 10.2 días (Leuck, 1966 citado por Rázuri, 1974).

La longevidad de los adultos no varía mucho con la temperatura del ambiente. A 27°C, en promedio se definen 11.33 días de vida. A 18°C, en promedio, 10.88 días (Rázuri, 1974).

- **Medidas de control:**

- **Control cultural:** Principalmente riegos pesados en suelos sueltos, ya que este insecto se desarrolla con facilidad en condiciones de baja humedad (Sevilla, 2008).

- **Control biológico:** Parasitoides de las Familias Tachinidae, Braconidae, etc. Depredadores de las Familias Cicindellidae, Carabidae, entre otras (Castillo, 2017).

- **Control químico:** Aplicaciones dirigidas al cuello de la planta con bombas sin boquilla y alto volumen de agua (Sevilla, 2008).

2.11.4 *Frankliniella williamsi* (Hood) (Thysanoptera: Thripidae)

- **Morfología:**

Según Menandro (1977):

Cabeza usualmente más ancha que larga; setas interocelares y postocelares normalmente bien desarrolladas; ojos normales; ocelos siempre presentes en las formas macrópteras, algunas

veces ausentes en las formas braquípteras. Antenas con ocho segmentos: segmentos III y IV con conos sensoriales bifurcados; segmentos VII y VIII pequeños formando un estilo. Cono bucal moderadamente robusto y punteagudo; palpos maxilares con tres segmentos y palpos labiales con dos segmentos. Protórax más ancho que largo, con una seta prominente sobre cada ángulo anterior, dos setas prominentes sobre el margen anterior y con dos setas prominentes sobre cada ángulo posterior. En el margen posterior y a cada lado del mesón existe una serie de cinco setas menores, siendo usualmente la segunda de las internas más desarrollada. Patas normales, tarsos bisegmentados; alas casi puntiagudas, con orla sobre los márgenes anterior y posterior; cada ala anterior con dos venas longitudinales, llevando setas regularmente distribuidas.

Abdomen con setas cortas y laterales en los primeros segmentos y setas largas sobre los segmentos IX y X; tergito VIII con o sin peine a lo largo del margen posterior. A cada lado de este segmento, está presente un ctenidio en posición anterior al espiráculo y que recorre oblicuamente hasta cerca o en el margen anterior. Ovipositor curvado, hacia abajo. Los huevos recién ovipositados miden de 0.27 mm de largo a 0.11 mm de ancho.

El macho siempre es más pequeño que la hembra y usualmente de color más claro; setas sobre los segmentos abdominales IX y X más o menos cortas y gruesas; aquellas sobre el tergito IX varían en longitud y posición y algunas veces en forma; esternitos abdominales III-VII frecuentemente con áreas glandulares, los cuales varían en forma y tamaño.

- **Biología y comportamiento:**

Según Cárdenas y Corredor (1989):

- **Huevo:** La hembra pone los huevos dentro del tejido vegetal donde se lleva a cabo la incubación. Al tercer día aparecen las manchas oculares de color rojo, y entre el cuarto y quinto día, emergen las ninfas del primer instar. Los huevos son reniformes, sin micrópilo y blanquecinos.

- **Primer Instar Ninfal:** Dura entre 3 a 4 días.

- **Segundo Instar Ninfal:** El cuerpo es de color amarillo claro. En este estado ya se observa una diferenciación sexual aparente. Los machos son más pequeños y delgados que las hembras. Al final de este estado, alcanzan el tamaño del adulto, aunque la cabeza es muy pequeña con relación al tamaño del cuerpo. El cono bucal está más esclerotizado que las otras partes de la

cabeza, y tienen gran actividad alimenticia. Este estado dura entre 5 a 8 días en condiciones de laboratorio.

- Pre-pupa: Es poco móvil. No tiene actividad alimenticia y el cono bucal es membranoso. La cabeza alcanza el tamaño de la del adulto. Tiene un par de alas cubiertas por una membrana blanquecina. La duración en días en condiciones de laboratorio es de 4 a 6.

- Pupa: Es inmóvil, o se mueve poco si se estimula. El cono bucal es membranoso y al igual que la pre-pupa, no se alimenta. Este instar dura entre 3 a 5 días en condiciones de laboratorio.

- Adulto: El estado adulto tiene una larga vida. En condiciones de laboratorio, dura de 60 a 121 días. Presentan dos tipos de reproducción: por partenogénesis y sexual. La primera, de tipo arrenotoquia, consiste en una conjugación regular y reducción cromosómica normal en los huevos. Los machos que resultan del desarrollo arrenotóquico son haploides, tanto en sus tejidos somáticos como en sus células germinales. La segunda, de tipo sexual, da lugar a hembras diploides.

- Medidas de control:

- Control cultural: El manejo de malezas en una práctica que debe ser de uso habitual, principalmente no permitiendo que florezcan. Uso de trampas azules (Solís, 2016).

- Control biológico: Hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Paecilomyces lilacinus*, entre otros. Depredadores de las Familias Anthocoridae y Chrysopidae. Parasitoides (de ninfas) de la Familia Eulophidae, y nemátodos (de etapas pupales) de los Géneros Heterorhabditis y Steinernema (Solís, 2016).

- Control químico: Los estados jóvenes y adultos deben ser manejados, preferiblemente, con insecticidas como piretroides, carbamatos, neonicotinoides o spinosinas. Es importante rotar los métodos de manejo para evitar el desarrollo de resistencia a un producto en específico (Solís, 2016).

2.11.5 *Dalbulus maidis* (De Long & Wolcott) (Hemiptera: Cicadellidae)

- Ciclo biológico y morfología:

El ciclo biológico de *Dalbulus maidis* se inicia cuando las hembras ovipositan individualmente los huevos debajo de la epidermis del parénquima foliar en la nervadura central de las hojas en

las plántulas de maíz. Ecllosionan después de 9 días. Luego, se transforman en cinco estados ninfales que, en promedio, duran 19 días, pasando al estado adulto. Este último tiene una longevidad en las hembras de 44 días y en los machos de 22 días (Valarezo *et al.* 2009).

Los adultos son de color amarillo pálido y miden aproximadamente 3 mm de longitud, siendo más anchos en la parte anterior y angostos hacia atrás. En la cabeza, destacan los ojos de color café oscuro y un par de manchas negras y circulares ubicadas entre ellos. Su aparato bucal chupador se ubica en la parte inferior de la cabeza y llega hasta el primer par de patas. Las alas son transparentes y más largas que el abdomen (Valarezo *et al.* 2009).

Se localiza principalmente en las plantas tiernas, y en el envés de las hojas. Agente vector que transmite el Virus del Rayado Fino del Maíz (MRFV) (Sánchez y Sarmiento, 1997).

- Medidas de control:

- Control cultural: Se deben evitar las siembras tardías o las siembras escalonadas en áreas próximas. Rotación de cultivos, pudiéndose considerar un periodo libre de al menos tres meses. Monitoreo y remoción de plantas con síntomas de enanismo (Casuso, 2017).

- Control biológico: Parasitoides como *Gonatopus bartletti* de la Familia Drynidae. Depredadores de las Familias Reduviidae, Coccinellidae, Chrysopidae, Salticidae, entre otros. También se ve afectado por la acción de hongos entomopatógenos como *Verticillium* (Valarezo *et al.* 2009).

- Control químico: Se pueden hacer aspersiones al follaje con los ingredientes activos thiamethoxam, lambda-cyhalothrina, entre otros, a dosis de 1 ml por litro de agua. Con ello, se consigue un buen control sobre las chicharritas en el maíz (Valarezo *et al.* 2009).

2.11.6 *Peregrinus maidis* (Ashmead) (Hemiptera: Delphacidae)

- Control biológico y morfología:

Según Rioja *et al.* (2006):

- Cópula: Se lleva a cabo en horas de la mañana y en la tarde, cuando las condiciones climáticas son más favorables, demorando alrededor de 40-60 minutos en completarse. El morfotipo alar no influye en el comportamiento reproductivo de la especie, observándose apareamiento entre machos macrópteros y hembras braquípteras o viceversa. Se evidencian posturas de huevos alrededor de la nervadura central de las hojas, interior de las vainas foliares,

brácteas que envuelven la panoja y las que envuelven las mazorcas tiernas, variando de esta manera, el hábito de oviposición con la fenología de la planta.

- Oviposición: La postura es llevada a cabo en las primeras horas de la mañana. Las hembras se desplazan desde el interior de las vainas foliares hacia el extremo distal de la hoja de maíz. Los huevos son insertados alrededor de la nervadura central de las hojas y en sus cercanías, tanto en el haz como en el envés. Se observan grupos de hasta seis huevos en hileras, los cuales quedan insertados oblicuamente y cubiertos por una sustancia blanco-cerosa secretada por la hembra, que posteriormente se endurece, dejando manchas blancas en la epidermis del tejido vegetal, fácilmente visible al ojo humano. Los huevos recién insertados son transparentes, después se evidencian los ojos compuestos, pasando de color blanquecino a naranja. El desarrollo embrionario tiene una duración de 22 días.

- Ninfas: Presenta 5 estados ninfales. El primer instar se desarrolla en aproximadamente 10 días; el segundo, en 8 días; el tercero, en 9 días; el cuarto, en 10 días; y el quinto, en 11 días. Al emerger, las ninfas se quedan inmóviles. Luego de recuperarse y tras endurecer su cutícula, se desplazan hacia el interior de las vainas foliares, formando colonias numerosas. También se localizan en el ápice de la planta. Las ninfas son activas y, al ser perturbadas, se mueven en todas direcciones con movimientos de costado, también saltan. Para mudar, las ninfas fijan las patas en la epidermis de las hojas y luego de 13 a 15 minutos dejan los exuvios.

- Adultos: Tienen una longevidad promedio de 62 días. Se observan en las hojas, ápice y vainas foliares. Durante la alimentación, excretan abundante líquido azucarado (mielecilla) que cubre la superficie de las hojas, tallos, inflorescencia masculina, brácteas de la mazorca, provocando la aparición de los hongos de la fumagina.

Según Injante y Joyo (2010), son vectores de virus como “Enanismo rayado” o “Virus del rayado fino”. Asimismo, Aragón *et al.* (2013), reporta este insecto como vector del “Virus del Mosaico del maíz”. Los síntomas que manifiesta el cultivo son rayas blancas o amarillas en las hojas, achaparramiento, entrenudos cortos, distorsión, etc.

• Medidas de control:

- Control cultural: Evitar siembras de verano. Eliminar malezas, principalmente grama china (Injante y Joyo, 2010).

- Control biológico: Depredadores de las Familias Nabidae, Chrysopidae y Hemerobiidae. Parasitoides de huevos como *Anagrus* sp. de la Familia Mymaridae. Además de parasitar sus huevos, se alimenta de los melados que excreta el delfácido del maíz. (Rioja, et. al., 2006). Hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* Back. y *Lecanicillium lecanii* Zimm (Pérez *et al.*, 2017).
- Control químico: Se pueden hacer aspersiones al follaje con los ingredientes activos thiamethoxam, lambda-cyhalothrina, entre otros, a dosis de 1 ml por litro de agua. Con ello, se consigue un buen control sobre las chicharritas en el maíz (Valarezo *et al.* 2009).

2.11.7 *Diabrotica viridula* (Fabricius) (Coleoptera: Chrysomelidae)

- Ciclo biológico y morfología:

Según INTAGRI (2018):

- Huevo: Las hembras llegan a ovipositar de 600 a 800 huevos durante su vida. Estos huevos son de color blanco a amarillo, con un tamaño de 0.6 mm de largo y 0.35 mm de ancho. Dichos huevos son ovipositados en el suelo cerca de las raíces de gramíneas y malezas, preferentemente en suelos húmedos, orgánicos o arcillosos. En este estado, algunas especies pueden permanecer hasta 8 meses (hibernan), eclosionando en las primeras lluvias o riegos pesados, cuando generalmente las plantas de maíz son pequeñas.
- Larvas: Tienen un cuerpo suave y delgado de color blanco pálido a cremoso, con la cabeza y parte final del cuerpo de color café oscuro. Las longitudes pueden ir desde 2 a 3 mm hasta 1.5 cm, y anchos de 0.2 a 0.51 mm. Alcanza la madurez en 15 a 30 días, pasando por tres instares. En el último instar presenta dos fases, una activa y otra inactiva, conocida esta última como pre-pupa. En los estados larvales, se alimenta básicamente de las raíces del maíz, llegando a perder de un 80% a 90% de su sistema radical, e incluso pueden taladrar el tallo. Por consiguiente, la planta de maíz desarrolla tallos curvos o inclinados que predisponen al acame y posible pudrición de raíces al entrar patógenos por las heridas causadas.
- Pupa: La larva, después de completar su desarrollo, cesa la alimentación, introduciéndose más al suelo y entrando en la fase pre-pupa, forma una celda de tierra para pupar, permaneciendo de 6 a 10 días antes de que emerja el adulto. La pupa tiene una longitud que varía entre 4 a 7.5 mm. La apariencia de la pupa es la de un adulto con patas y alas rudimentarias.

- Adulto: Puede vivir de 26 a 70 días. Son de tamaño variable, de entre 6 a 9 mm, y sus coloraciones van acorde a la especie. Suelen ovipositar sus huevos a profundidades de 10 a 30 cm. Dependiendo de la especie y latitud, pueden tener de una hasta cuatro generaciones al año. Los adultos suelen alimentarse de los márgenes del follaje y llegan a perforar las hojas tiernas. Asimismo, estos insectos llegan a alimentarse de los estigmas verdes y del polen, lo que suele traer una baja polinización; y como consecuencia, poca formación de grano cuando existe un gran nivel de infestación por adultos (presencia de hasta 10 adultos por masa de estigmas).

- Medidas de control:

- Control cultural: El barbecho profundo previo a la siembra expone a la plaga a enemigos naturales, como son las aves o la radiación solar. Además, permite que durante el invierno, los huevos que están más superficialmente mueran por desecación o frío. Asimismo, la rotación de cultivos con especies no hospedantes, la eliminación de malezas y residuos de cosecha permiten romper su ciclo biológico y reducir niveles de infestación (INTAGRI, 2018).

- Control biológico: Según INTAGRI (2018), parasitoides de adultos como *Celatoria diabroticae* y *C. compressa* (Familia Tachinidae). Según SAGARPA (2005), depredadores como los chinches de las familias Reduviidae de los géneros *Zelus* sp. y *Sinea* sp. Hongos entomopatógenos como *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*.

- Control químico: Uso de insecticidas con modo de acción sistémico aumenta la efectividad de control del insecto. Algunos ingredientes activos empleados para su control son bifenthrin, chlorpirifos, terbufos, tebupirimphos, teflutrina, clothianidin, entre otros. (INTAGRI, 2018).

2.11.8 *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) (Hemiptera: Aphididae)

- Morfología:

Los adultos ápteros poseen el cuerpo algo globoso; de color verde amarillento al verde azulado claro, a veces negro, con un área en la base de los sifones, oscura a púrpura. Patas y antenas de color oscuro. Los sifones son negros, cortos, rugosos y están inflados regularmente en la parte media de los mismos. Además, son de menor tamaño que la mitad de la distancia entre sus bases (Dughetti, 2012).

Los pulgones alados poseen el abdomen verde amarillento a verde oscuro, sin las manchas dorsales oscuras en la base de los sifones. Las ninfas son semejantes a los adultos, pero más claras. Tanto los ápteros como los alados miden entre 0.9 a 2.4 mm. (Dughetti, 2012).

- Biología y comportamiento:

Según Reyes (2015):

Las hembras dan lugar directamente a ninfas vivas, no ponen huevos. Los machos son escasos y se han encontrado hembras no reproductivas. El ciclo de vida puede ser completado en 8 a 10 días. En colonias sobrepobladas, algunos adultos tienen la capacidad de desarrollar alas, lo cual facilita la migración a otras plantas. Las infestaciones suelen aparecer durante el crecimiento vegetativo.

El cultivo se torna amarillento, la planta pierde turgencia y por lo general las hojas se enrollan por los bordes, aunque carece de importancia económica. Sin embargo, un daño importante puede ser causado indirectamente en casos de altas poblaciones, ya que estos insectos, al perforar y succionar los jugos de las partes de la planta, pueden transmitir enfermedades.

Los áfidos excretan una especie de gotas azucaradas haciendo que la planta se torne pegajosa, y sirven de sustrato a un complejo de hongos de color negro o fumagina, entre los cuales se tienen a *Fumago* sp. y *Capnodium* sp. En casos excepcionales, las colonias de pulgones pueden cubrir totalmente la espiga y las hojas vecinas. Las plantas afectadas pueden achaparrarse, presentar manchas amarillas conspicuas y volverse rojizas conforme maduran, y rara vez producen mazorcas.

- Medidas de control:

- Control cultural: Eliminación de malezas del cultivo y bordos del terreno. Detectar los primeros focos para evitar poblaciones de altas densidades que pudiesen provocar problemas de virosis (Reyes, 2015).

- Control biológico: Parasitoides como *Aphidius* spp. (Familia Braconidae). Depredadores de las Familias Coccinellidae, Chrysopidae, Sirphidae, entre otros (Beingolea *et al.*, 1993). Hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana*, *Verticillium lecanii* y *Paecilomyces fumosoroseus* (Reyes, 2015).

- Control químico: Según Reyes (2015), a niveles bajos de la plaga, no se considera necesario el control químico. Las aplicaciones para cogollero eliminan la infestación por pulgones. Se recomiendan aplicaciones de piretroides (Bermejo, 2011).

2.11.9 *Sthenaridea carmelitana* (Carvalho) (Hemiptera: Miridae)

- Ciclo biológico y morfología:

Según Sánchez (2004):

El chinche es pequeño, de color negro y mide 3 mm. Los adultos son de actividad diurna y se localizan en gran número en las panojas, en la cara inferior de las hojas y en los cogollos. Los machos son de color oscuro y las hembras de color marrón claro. Se localizan mayormente en las panojas por ser preferidas para la oviposición. Produce huevos de color blanco, que pueden ser colocados aisladamente o en grupos de hasta 25.

Las ninfas son gregarias (viven agrupadas), se localizan en grupos numerosos en la base de las hojas tiernas (cara superior), y en siembras de enero-marzo, pueden encontrarse más de 1000 ninfas por plantas. Durante el día son muy activas, y al ser perturbadas se desplazan rápidamente por toda la planta. El ciclo vital del chinche se cumple entre 70 y 85 días, aproximadamente. Las temperaturas altas favorecen su desarrollo porque se incrementa el número de generaciones.

Ninfas y adultos pican y absorben savia de las hojas, dejando una serie de puntuaciones blancas que dan lugar a un amarillamiento y progresivo secamiento de las hojas. Las infestaciones más altas se presentan durante la floración.

- Medidas de control:

- Control cultural: Se debe restringir o evitar siembras cuyo panojado (floración) coincida con el verano. Los chinches tienen especial preferencia por ovipositar en las panojas (Sánchez, 2004).

- Control químico: Uso de neonicotinoides y piretroides (Cruces, 2016).

2.11.10 *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Lepidoptera: Crambidae)

- Ciclo biológico y morfología:

Según Castro (2016):

- Huevo: Los huevos son de forma ovalada y achatada. Su longitud mide 0.8 mm de largo y 0.62 mm de ancho. Son colocados uno encima de otro en forma de tejado, siempre dejando libre la parte superior por donde eclosionan las larvas del instar I. Durante el periodo de incubación, los huevos van cambiando de color, recién ovipositados son de color blanco lechoso. Desde el primer día de incubación hasta el cuarto, se comienza a notar la forma de la futura larva con algunas pigmentaciones naranja, y en el quinto día se logra ver el cuerpo de la larva con todas sus partes. En algunas posturas en las hojas, el color naranja no se logra notar tan intenso durante el periodo de incubación; presentan un color cremoso, y en el quinto día, se logra notar las cápsulas cefálicas como pequeñas puntuaciones negras. Periodo de incubación dura 6 días.
- Instar I: La larva es de tipo eruciforme, coloración amarillenta, cabeza hipognata con una sutura epicraneal y color caoba, con un par de mandíbulas que permite abrir la parte superior del huevo para la emergencia. Longitud promedio del cuerpo es de 1.55 mm y el ancho de la cápsula cefálica 0.285 mm. Poseen tres pares de patas torácicas, cuatro pares de patas abdominales falsas y un par de patas anales falsas. Este instar tiene una duración de 4 días.
- Instar II: La larva presenta una longitud promedio de 2.41 mm y el ancho de la cápsula cefálica 0.388 mm. Después de la muda, la cápsula cefálica es traslúcida, escudo pro-torácico de color marrón claro, el ojo compuesto y la mandíbula de color rojo. Este instar tiene una duración de 4 días.
- Instar III: La larva presenta una longitud promedio del cuerpo de 3.27 mm y el ancho de la cápsula cefálica 0.531 mm. Las mandíbulas son fuertes; las patas torácicas, pseudopatas abdominales y anales son notorias. Este instar tiene una duración de 4 días.
- Instar IV: La larva presenta una longitud promedio de 6.71 mm y ancho de la cápsula cefálica 0.741 mm. La cápsula cefálica es traslúcida, después de la muda, se torna a color marrón claro en 25 a 30 minutos. Este instar tiene una duración de 5 días.
- Instar V: La larva presenta una longitud promedio de 10.4 mm y ancho de la cápsula cefálica 1.085 mm. Este instar tiene una duración de 5 días.
- Instar VI: La larva presenta una longitud promedio de 12.61 mm y ancho de la cápsula cefálica mide 1.57 mm. Este instar tiene una duración de 6 días.

- Pre-pupa: El color de la pre-pupa es traslúcido y medio lechoso. Es un estado de reposo, no presenta movimiento. Antes de comenzar a empupar, en la sutura epicraneal de la cabeza se comienza a notar una fisura. De esta manera, comienza el desprendimiento de toda la cápsula cefálica y el final de la pre-pupa. Esta fase dura 2 días.

- Pupa: Al inicio, la pupa presenta un color lechoso. Después de 5 a 6 horas comienza a formarse el exoesqueleto de color ladrillo. La hembra tiene una longitud promedio de 16.41 mm y el macho 14.46 mm. Presenta dimorfismo sexual en la longitud de las antenas; en las hembras son cortas y en machos más largos. Esta fase dura 6 días.

- Adulto: Las hembras tienen mayor tamaño que el macho. La expansión alar promedio es 22.49 mm. Las alas posteriores son blanquecinas y traslúcidas. Las alas anteriores de la hembra son de color crema pajizo claro, con una expansión alar promedio de 25.99 mm. Las setas en los palpos labiales son más densas. La longevidad de la hembra es de 4 días aproximadamente; y del macho, 3 días.

- Comportamiento:

Las hembras adultas ovipositan en las hojas. Después de la eclosión de los huevos, las larvas se alimentan de las hojas, a veces perforan la nervadura central de la hoja. Dentro del tallo son muy móviles, y pueden desplazarse hacia arriba o abajo. Una sola larva puede crear excepcionalmente un túnel a través de dos o tres entrenudos, sobre todo en tallos suaves y variedades susceptibles. En regiones frías, las larvas pueden entrar en diapausa y pasan el invierno en sus túneles. La etapa larval puede durar de 28 a 35 días, por lo que antes de finalizar, prepara un orificio de emergencia de adultos y luego se convierte en pupa dentro de la galería. Después de la emergencia, el adulto deja el tallo (Crop Protection Compendium, 2011 citado por Castro, 2016).

El daño es causado por la larva, la cual ataca a todas las partes de la planta (hojas, tallo, mazorcas e inflorescencia masculina), excepto las raíces fibrosas y la nervadura central de las hojas. El tallo es el mayormente atacado, en la parte baja y a la altura de la mazorca. Las mazorcas son atacadas en el pedúnculo, la base e interior de la tusa. Ocasionalmente puede causar daños a los granos. Las perforaciones causadas por las larvas son puerta de entrada para el agua y microorganismos que ocasionan la pudrición de la planta o mazorca atacada (Mendoza, 1992).

- Medidas de control:

- Control cultural: Destrucción de rastrojos y residuos de cosecha. Rotación de cultivos o asociaciones, siembras alternadas de una gramínea con una leguminosa interrumpen los ciclos de multiplicación de la plaga. Preparación de suelo con acción mecánica de arados y rastras destruyen larvas y pupas. Eliminación de plantas altamente infestadas o muertas (Mendoza, 1992).

- Control biológico: Parasitoides de larvas como *Billaea claripalpis*. Parasitoides de huevos como *Trichogramma fasciatum*, *Trichogramma japonicum*, *Trichogramma chilostraea* y *Telenomus alecto*. (Beingolea *et al.*, 1993). Depredadores de huevos como *Coleomegilla maculata* e *Hippodamia convergens*, y especies de la Familia Chrysopidae (Mendoza, 1992).

2.11.11 *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae)

- Morfología:

Según Castro (2015):

- Huevos: Son de forma esférica, de color blanco cremoso al principio y café oscuro próximos a la eclosión, con una base aplanada y presencia de estrías longitudinales.

- Larvas: Mandíbula sin retináculo. Pináculos setíferos I y II del segundo y octavo segmento abdominal sin micro-espinas.

- Pupa: Es de tipo obtecta, de aproximadamente 2.0 cm de longitud. De color café, se encuentra en el interior del suelo dentro de una pequeña celda de tierra que la misma larva construye.

- Adulto: Alas anteriores de color amarillo pajizo con una mancha oscura circular cerca del centro. Alas posteriores de color claro con una franja de color café claro en el margen anal.

Según Tulli *et al.* (2016):

- Huevo: Son semiesféricos, acanalados, de 1 mm de diámetro. Las estrías que dan lugar al acanalado se originan desde el borde hacia el ápice.

- Larva de primer estado: Se caracteriza por presentar el cuerpo de color blanco con cabeza negra. Su longitud promedio es de 1.8 mm y el diámetro de 0.3 mm.

- Larva de segundo estado: Se caracteriza por presentar un cuerpo de coloración marrón clara con la cabeza de color ámbar. Su longitud promedio es de 5.6 mm y el diámetro de 0.97 mm.
- Larva de tercer estado: Se caracteriza por presentar cuerpo de coloración marrón claro con la cabeza ámbar, o cuerpo marrón oscuro con la cabeza castaña. En ambos casos, se presenta una banda longitudinal, lateral, de color blanco. Su longitud promedio es de 11.7 mm y el diámetro de 1.8 mm.
- Larva de cuarto estado: Se caracteriza por presentar el cuerpo y la cabeza de coloración variable. Es notoria la banda longitudinal lateral de color blanco. Su longitud promedio es de 19 mm y el diámetro de 3.2 mm.
- Larva de quinto estado: Se caracteriza por presentar la mayor variabilidad en la coloración de su cuerpo. En todos los casos, presentan una banda lateral, longitudinal, blanca, bien definida. La longitud promedio es de 29.8 mm y el diámetro de 5.6 mm.

- Biología y comportamiento:

Según Tulli *et al.* (2016):

Cada hembra fecundada deposita 300 a 400 huevos, individualmente en las inflorescencias femeninas. Recién puestos fueron de color blanco cremoso, posteriormente viran al amarillo claro y finalmente negro. Este color es consecuencia de la coloración oscura de la cápsula cefálica de la larva nonata. Tiene un tiempo de incubación entre 2 a 5 días.

La fase larval en condiciones de campo presenta 5 instares, pudiendo variar por varios factores, entre los cuales destacan la localidad, alimentación y temperatura involucrada en su desarrollo. Las larvas de primer estado, luego de emerger del huevo, se introducen en la mazorca. La migración desde los estilos hacia el ápice de la mazorca se produce en la primera hora de nacida. La duración del estado L1 es en promedio de 2.4 días.

La larva de segundo estado se encuentra dentro de la mazorca. Inicia su alimentación sobre los granos. Este proceso continúa en los siguientes estados hasta finalizar el desarrollo larval. Algunas L2 pueden continuar alimentándose sobre los estilos internos. La duración de este estado es en promedio 3.1 días. La larva de tercer estado, 3.4 días. La de cuarto estado, 3.2 días. La de quinto estado, 5.2 días.

- Medidas de control:
 - Control cultural: Labranza profunda. Variedades con buena cobertura del ápice de la mazorca. Uso de aceite comestible o vegetal, de 2 a 3 gotas en el sitio de salida de las “barbas”, por lo menos tres aplicaciones con intervalos de siete días (Injante y Joyo, 2010).
 - Control biológico: Parasitoides de las Familias Trichogrammatidae, Ichneumonidae, Sarcophagidae, Tachinidae, entre otras. Depredadores de las Familias Chrysopidae, Coccinellidae, Carabidae, Cicindellidae, etc. (Castillo, 2017).
 - Control químico: Insecticidas del grupo químico carbamatos (Ramos, 1998).

2.11.12 *Tallula atramentalis* (Lederer) (Lepidoptera: Pyralidae)

Según Cajiao *et al.* (1984):

- Huevo: Es de forma ovoide, de corión esculpido, traslúcido recién puesto y naranja próximo a eclosionar, de 0.47 mm de largo y 0.3 de ancho.
- Larva: Es eruciforme. Presenta tres pares de patas torácicas, cuatro pares de pseudopatas abdominales y uno anal. Recién emergida es amarillenta, y en el tercer instar toma en parte su coloración característica (café, aunque también puede ser negra o amarilla). En el centro de la parte dorsal tiene una banda longitudinal que varía de café a negro, localizada entre dos bandas más claras que varían del amarillo al gris. En el último instar puede medir hasta 2 cm.
- Pupa: Es obtecta, café, mide en promedio 1.76 mm de largo y 6.26 de ancho. En la hembra, la abertura genital se localiza en el octavo segmento abdominal; y en el macho, en el noveno.
- Adulto: Mide de 1.1 a 1.5 cm de expansión alar, y 0.6 a 0.7 cm desde la parte anterior de la cabeza hasta la parte anal. Las alas anteriores son grises con manchas irregulares más oscuras. El cuerpo y las alas posteriores son de color pajizo. Las antenas son plumosas en el macho y filiformes en la hembra. Las polillas son de hábito nocturno, de vuelo corto y rápido. El periodo de pre-oviposición dura 3 días, con un promedio de posturas de 127 huevos.

- Biología y comportamiento:

Según Catalán (2016):

Conocida anteriormente como *Pococera atramentalis*, el adulto tiene hábito crepuscular, nocturno y polífago. La oviposición se realiza en los pistilos y brácteas. La larva recién emergida se alimenta de los pistilos, luego ingresa a la mazorca para alimentarse de los granos maduros. Hacen galerías de seda. Completando su desarrollo larval, empupa en las galerías hechas en la mazorca, entre las brácteas, o entre las hojas y vainas, completando el ciclo total entre 41 y 65 días.

La larva prefiere alimentarse del grano maduro, y en caso de no existir, pasa la mayor parte del tiempo en los pistilos secos. Las larvas presentan fototropismo negativo (lucífugas).

- Medidas de control:

- Control cultural: Evitar la siembra del maíz en campos cercanos al cultivo de sorgo y algodonero. Sembrar variedades con buena cobertura de brácteas (Injante y Joyo, 2010).

- Control biológico: Parasitoides de las Familias Trichogrammatidae, Braconidae, Tachinidae, entre otras. Depredadores de las Familias Chrysopidae, Nabidae, Miridae, Pentatomidae, Coccinellidae, etc. (Castillo, 2017).

- Control químico: Insecticidas del grupo químico carbamatos (Ramos, 1998).

2.11.13 *Euxesta* spp. (Diptera: Ulidiidae)

- Ciclo biológico y morfología:

Según García *et al.* (2011)

- Huevo: De color blanco hialino y de forma alargada, midiendo 0.8 x 0.2 mm. Son colocados en grupos de 2 a 30. Tiene un periodo de incubación de 2.5 días.

- Larva: Es de color blanco amarillenta, alargada y ápoda, con la parte apical más ancha que la posterior, alcanzando 7 mm de largo. Este estado tiene una duración de 15 días. Las larvas se alimentan de los estigmas y pericarpio de los granos del maíz, sumándose a los daños del gusano cogollero y gusano elotero, facilitando la entrada de *Fusarium* spp., y ocasionando la pudrición de la mazorca.

- Pupa: De color amarillo-rojizo-café oscuro, con un extremo redondeado, mide 5.0 x 1.3 mm. Este estado tiene una duración de 7 días aproximadamente.

- Adulto: Se distingue por el tórax verde oscuro metálico y ojos color café-rojizo, con cuatro bandas oscuras en las alas. Presenta patas negras con bandas amarillas en el extremo superior del tarso e inferior del fémur. La hembra mide 6.7 mm y presenta ovipositor extendible. El macho, 5.5 mm con abdomen redondo. Presenta una longevidad de 14 a 34 días. Se alimentan de miel segregada por hemípteros.

• Medidas de control:

- Control cultural: Eliminar plantas pequeñas infestadas. Pre-emisión de pistilos. Variedades de maíz con buena cobertura de brácteas. Evitar emisión de pistilos al final de la primavera y durante el verano. Uso de aceite comestible o vegetal, lo cual impide posturas de *Euxesta* spp. (Injante y Joyo, 2010).

- Control biológico: Se han encontrado avispas del género *Spalangia* (Hymenoptera: Pteromalidae), como parasitoides de pupas de esta plaga. Además, como depredador, se ha identificado al chinche pirata *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae), el cual se alimenta de los huevecillos (García, 2011).

- Control químico: La literatura recomienda el uso de insecticidas Órgano-fosforados, Carbamatos, Piretroides y Neonicotinoides, los cuales también se utilizan para controlar insectos chupadores, masticadores y minadores (Kalsi *et. al.*, 2014 citado por Arenillo, 2017).

2.11.14 *Cyanopepla alonzo* (Butler) (Lepidoptera: Arctiidae)

• Ciclo biológico y morfología:

Según Cáceres (2018):

- Huevos: Son de forma hemisférica. Presenta la superficie marcada con reticulaciones hexagonales. Recién depositados son de color blanco amarillento, y próximos a la eclosión son de color crema con el corión transparente.

- Larva: De tipo eruciforme. Pasa de 6 a 9 estados larvales. Es de color verde mate a crema, cubierta por setas negras. La duración larval varía, depende del número de estados. Para 6 instares, son de 27.5 a 40 días; para 7, de 31 a 50 días; para 8, de 37 a 56.94 días; para 9, de 49 a 66 días.

- Pupa: El estado pupal tiene una duración de 18.4, 16.7 y 12 días para las tres generaciones. La duración del ciclo de desarrollo fluctúa entre 47 a 80 días.

- Adulto: Machos y hembras son de cuerpo corto y robusto, de color marrón, cubierto de escamas turquesa con brillo metálico. Son casi del mismo tamaño, de 13 a 18 mm de longitud. El adulto macho es más brillante, más intenso. La expansión alar en la hembra varía de 38 a 47 mm, y en el macho de 37 a 45 mm de longitud.

- Comportamiento:

Según Sánchez y Sarmiento (1997), los adultos son de actividad nocturna. Existe cierta preferencia de la hembra de ovipositar en el envés de las hojas, ya sea de manera individual o en pequeños grupos. Las larvas al emerger, se alimentan raspando las hojas de maíz. En estados avanzados, se caracterizan por consumir las hojas respetando sólo la nervadura principal, y en ciertos casos, evidencian consumo de pistilos frescos. De igual manera, prefieren empupar en el envés de las hojas.

- Medidas de control:

- Control biológico: Entre las especies de parasitoides que reducen las poblaciones en cierta medida, se citan a *Archytas marmoratus* (Townsend), *Lespesia affinis* (Townsend) (Díptera: Tachinidae), una especie de la familia Braconidae y *Brachymeria* sp. (Hymenóptera: Chalcididae) (Sánchez y Sarmiento, 1997).

- Control químico: No requiere de la aplicación de insecticidas, salvo infestaciones muy intensas (Sánchez y Sarmiento, 1997).

2.12 GRUPOS QUÍMICOS DE MAYOR USO AGRÍCOLA EN EL CULTIVO DE MAÍZ

Clasificación según IRAC (2020) (citado por Sparks *et al*, 2020):

2.12.1 Inhibidores de la acetilcolinesterasa: Sub-grupos carbamatos y organofosforados.

Los insecticidas de este grupo químico actúan a nivel del sistema nervioso. La acetilcolinesterasa, en lugar de metabolizar la acetilcolina, actúa sobre los carbamatos y organofosforados, generando una acumulación de acetilcolina que desencadena el paso de impulsos nerviosos incontrolados (Rodríguez, 2020).

2.12.2 Moduladores del canal de sodio: Sub-grupos piretroides, piretrinas, DDT, methoxychlor.

Los insecticidas de este grupo químico actúan a nivel del sistema nervioso. Mantienen los canales de sodio abiertos, generando un paso descontrolado de este dentro de la célula y ocasionando hiperexcitación, parálisis y muerte del insecto (FMC Chile, 2020).

2.12.3 Moduladores alostéricos del receptor nicotínico de la acetilcolina: Sub-grupo spinosinas.

Los insecticidas de este grupo químico actúan a nivel del sistema nervioso. Son activadores alostéricos de los receptores de la acetilcolina. Las spinosinas se ubican en un sitio específico de los receptores. En este sitio específico se va a alterar la conformación de la proteína receptora, volviendo más activa la acción de la acetilcolina, generando un flujo desmedido de iones sodio. Se genera una transmisión continua e incontrolada de impulsos nerviosos, ocasionando una alta excitación y posterior parálisis por la fatiga muscular (Torrado, 2020).

2.12.4 Moduladores alostéricos del canal de cloro dependiente de glutamato: Sub-grupo avermectinas y milbemicinas.

Estos productos bloquean la actividad eléctrica en los nervios y músculos, al incrementar el poder conductor de las membranas a los iones cloro. Es un efecto similar al que produce el GABA. Las avermectinas (avermectinas, milbemicinas y emamectin benzoato) (Grupo 6 IRAC) pueden activar otros canales de cloro, especialmente los musculares, controlados por Glutamato. Como consecuencia, las avermectinas producen ataxia y parálisis en los insectos y nemátodos (Cisneros, 2012).

2.12.5 Moduladores del receptor de la rianodina: Sub-grupo Diamidas.

Los insecticidas de este grupo químico actúan a nivel del sistema nervioso y muscular. Los receptores de la rianodina se localizan en los músculos. Al interferir con estos receptores, los cuales se ubican en el retículo sacoplásmico de las células musculares, se altera la liberación del calcio y contracción muscular (Rodríguez, 2020).

2.12.6 Inhibidores de la biosíntesis de quitina: Sub-grupo benzoylúreas.

Los insecticidas de este grupo químico actúan a nivel de regulador del crecimiento. Cuando la formación de quitina queda inhibida, las larvas generan presión en la hemolinfa para inflarse, ocasionando la ruptura del integumento. Este grupo está dirigido para el control de lepidópteros (Rodríguez, 2020).

Estos grupos químicos fueron obtenidos de los registros disponibles en SIGIA (SENASA). Para complementar esta información, se detallan a continuación todos los ingredientes activos registrados en el mercado peruano para el control de insectos plaga en el cultivo de maíz:

- **Carbamatos:** Carbaryl, Methomyl, Thiodicarb.
- **Organofosforados:** Trichlorfon, Chlorpyrifos, Dimethoate, Methamidophos, Phenthoate, Profenofos, Diazinon, Trichlorfon, Malathion, Acephate, Fenitrothion, Ethoprophos.
- **Neonicotinoides:** Imidacloprid, Thiacloprid, Thiamethoxam, Acetamiprid
- **Piretroides:** Beta-cypermethrin, Lambda-cyhalothrin, Zeta-cypermethrin, Alpha-cypermethrin, Cypermethrin, Cyfluthrin, Beta-cyfluthrin, Deltamethrin, Gamma cyhalothrina, Bifenthrin, Permethrin.
- **Spinosinas:** Spinetoram, Spinosad.
- **Diamidas:** Chlorantraniliprole, Flubendiamide.
- **Benzoylúreas:** Lufenuron, Chlorfluazuron, Diflubenzuron, Triflumuron, Novaluron.
- **Oxadiazina:** Indoxacarb.
- **Benzoilhidrazina:** Methoxyfenozide, Tebufenozide.
- **Fenil-Pyrazoles:** Fipronil.
- **Pyrroles:** Chlorfenapyr.
- **Avermectinas:** Emamectin benzoate.
- **Biológicos y orgánicos:** *Bacillus thuringiensis* var. kurstaki, *Bacillus thuringiensis* var. aizawai, Virus de la Poliedrosis Nuclear, Azadirachta.
- **Desconocido:** Pyridalyl.

III. METODOLOGÍA

3.1 ZONA DE ESTUDIO

3.1.1 Ubicación geográfica:

Las plantas en estudio (maíz morado, PMV-581M) fueron evaluadas en el denominado Campo Libre I del Programa de Maíz de la Universidad Nacional Agraria La Molina, ubicada en la provincia de Lima, distrito de La Molina, siendo sus coordenadas geográficas las siguientes: latitud sur 12°05'05''S y longitud oeste 76°57'20''W y una altitud de 227 msnm.

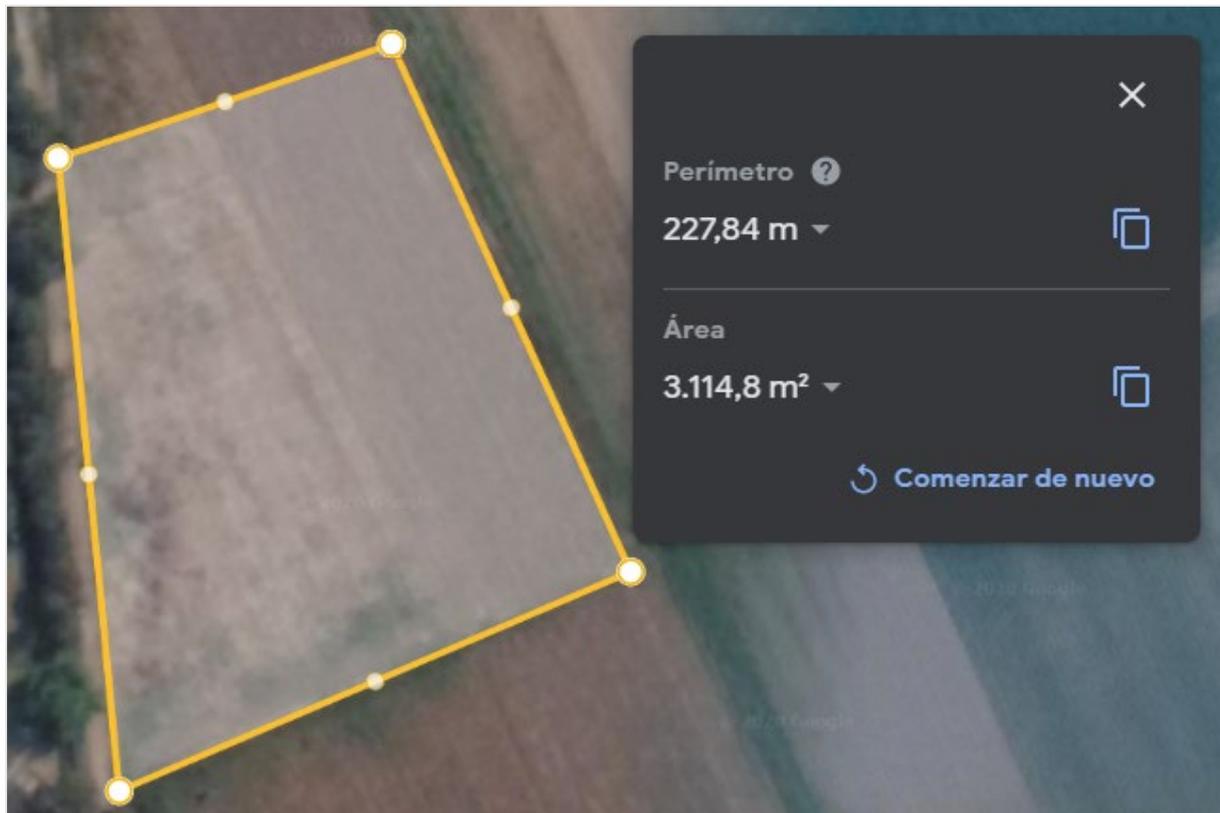


Figura 5: Características geográficas del Campo Libre I

Fuente: Google Earth

3.1.2 Clima:

La Molina constituye uno de los cuarenta y tres distritos que conforman la provincia de Lima, ubicada en el departamento del mismo nombre, en Perú. Se ubica en la parte central de la Costa peruana. Está localizada geográficamente entre lo que se constituye la parte alta de la región Chala y la parte baja de la región Yunga; es decir, entre Chala Hanan y Yunga Hurin, correspondiente a la clasificación establecida por Javier Pulgar Vidal (Municipalidad de La Molina, 2015).

Presenta una altitud media de 241 msnm. En La Molina, los veranos son húmedos y semi-cálidos, mientras que los inviernos son frescos, secos y mayormente despejados. Durante el transcurso del año, la temperatura generalmente varía de 15 °C a 27 °C y rara vez baja a menos de 13 °C o sube a más de 29 °C (Weather Spark, 2020).

La precipitación anual varía desde 0.2 a 6.3 mm a lo largo del año. La humedad relativa varía entre 81.5 %, la más baja registrada en el mes de diciembre, y 85.5 % la más alta, registrada en el mes de septiembre. La época más nublada del año comienza aproximadamente en octubre; dura 5,8 meses y termina aproximadamente en abril (Weather Atlas, 2020).

3.2 MATERIALES Y EQUIPOS

Para este trabajo, se utilizaron los siguientes materiales:

- Libreta de campo
- Cartillas de evaluación
- Lápiz
- Lupa entomológica 40X-25MM
- Máscara, lentes, mandil y guantes *
- Placas Petri
- Red entomológica

* En caso hayan aplicado productos químicos en el Campo Libre I.

PLANTA	Gusanos cortadores (larvas o plantas cortadas)	<i>E. lignosellus</i> (larvas o plantas con daño)	<i>F. williamsi</i> (ninfas + adultos)	<i>D. maidis</i> (ninfas + adultos)	<i>P. maidis</i> (ninfas + adultos)	<i>D. viridula</i> (adultos)	<i>R. maidis</i> (ninfas + adultos)	<i>S. carmelitana</i> (ninfas + adultos)	<i>S. frugiperda</i> (larvas o plantas con daño)	<i>D. saccharalis</i> (perforaciones por entrenudo)	<i>H. zea</i> (larvas + adultos)	<i>Euxesta</i> spp. (larvas + adultos)	<i>T. atramentalis</i> (larvas)	<i>C. alonzo</i> (larvas)
Evaluación	Cuatro metros lineales por surco	Cuatro metros lineales por surco	Tres hojas	Tres hojas	Tres hojas	Tres hojas y cogollo	Cuatro hojas y cogollo	Tres hojas y dos espigas por panícula	Cogollo	Tallos	Dos mazorcas	Dos mazorcas	Dos mazorcas	Tres hojas
1														
2														
3														
4														
5														
6														
7														
8														
9														
10														
.														
.														
.														
90														
91														
92														
93														
94														
95														
96														
97														
98														
99														
100														

Figura 6: Cartilla resumida utilizada en el trabajo para la evaluación de insectos en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de la UNALM

3.3 MÉTODOS Y PROCEDIMIENTOS

3.3.1 Observaciones generales:

Se realizaron 17 evaluaciones comprendidas entre el 04 de agosto y el 24 de noviembre de 2018, y la última evaluación al momento de la cosecha, en el mes de diciembre. Fueron efectuadas semanalmente, para lo cual, se elaboró una cartilla de evaluación (Figura 6) para todos los insectos reportados en el cultivo de maíz, según Sánchez y Sarmiento (1997).

El muestreo de plantas se realizó ingresando al campo por cualquiera de sus extremos, ubicando un primer punto a diez metros del vértice y a diez surcos del borde del campo. En este primer punto, se evaluaron diez plantas en la misma línea. Luego se cruzó hacia el interior otros diez surcos para ubicar un segundo punto, donde se evaluaron otra vez diez plantas en la misma línea. De esta manera, se continuó en diagonal hasta completar 50 plantas. Se repitió la misma metodología en la siguiente diagonal del campo, ingresando por el vértice posterior, completando las 100 plantas evaluadas (Figura 7). Esta metodología fue tomada del manual “Evaluación de Insectos”, de los Ing. Jorge Sarmiento y Guillermo Sánchez (1997).

3.3.2 Características de la variedad de maíz morado PMV-581M:

La variedad de maíz morado PMV-581M es una variedad de libre polinización derivada de la variedad PMV-581. Se obtuvo en el Programa de Maíz de la Universidad Nacional Agraria La Molina en el año 2016. Se formó por recombinación de 200 familias de hermanos completos. Presenta plantas con vaina y tallo verde, con aurícula y lígula moradas, altura de planta entre 1.6 y 2.0 m, rendimiento experimental de mazorcas secas de 8 T/ha y está adaptado a siembras de invierno para costa central (Huanuqueño, 2020).

3.3.3 Determinación de número de insectos por planta:

El objetivo de esta prueba fue determinar el número de individuos por planta de cada insecto reportado para el cultivo de maíz.

- **Gusanos cortadores (*Agrotis ipsilon* Hufnagel, *Agrotis* spp.)**

La unidad de muestreo para evaluación de larvas es la longitud ocupada por cada golpe, de 0.4 metros lineales, dentro de los cuales se determinó:

- Número de larvas
- Número de plantas cortadas

Los resultados se expresaron en número de larvas por planta (0.4 m lineales).

- **Gusano picador (*Elasmopalpus lignosellus* Zeller)**

La evaluación se realizó en 0.4 metros lineales de surco; es decir, la longitud ocupada por cada golpe.

- Número de larvas
- Número de plantas con síntomas de marchitamiento o “corazón muerto”

Los resultados se expresaron en número de larvas por planta (0.4 m lineales).

- **Thrips (*Frankliniella williamsi* Hood)**

Para su evaluación, se procedió a abrir las hojas de las plantas pequeñas y se estableció el grado de infestación por planta, empleando la escala sugerida para el caso de pulgones (Grado 1-6).

- Grado 1: 0 thrips
- Grado 2: 1-5 thrips
- Grado 3: 6-10 thrips
- Grado 4: 11-25 thrips
- Grado 5: 26-50 thrips
- Grado 6: >50 thrips

Los resultados se expresaron además en número de ninfas + adultos por planta.

- **Cigarrita del maíz (*Dalbulus maidis* De Long & Wolcott)**

La evaluación se realizó desde los primeros estados de desarrollo vegetativo del maíz hasta los 30 días antes de la cosecha. Se evaluaron tres hojas por planta. Se determinó:

- Número de adultos + ninfas por planta.

- **Saltahojas del maíz (*Peregrinus maidis* Ashmead)**

La evaluación se realizó desde los primeros estados de desarrollo vegetativo del maíz hasta los 30 días antes de la cosecha. Se evaluaron tres hojas por planta, y cogollo. Se determinó:

- Número de adultos + ninfas por planta, revisando cuidadosamente el cogollo de las plantas jóvenes.

- **Escarabajos de la hoja (*Diabrotica viridula* Fabricius)**

Se determinó:

- Número de adultos que se encuentran en el “cogollo”, y en las tres primeras hojas, expresando los resultados en número de adultos por planta.

- **Pulgones (*Rhopalosiphum maidis* Fitch)**

Se determinó el grado de infestación en las cuatro primeras hojas, y el “cogollo”, empleándose la escala de 1 a 6. Se determinó el índice promedio de infestación por evaluación.

- Grado 1: 0 pulgones
- Grado 2: 1-5 pulgones
- Grado 3: 6-10 pulgones
- Grado 4: 11-25 pulgones
- Grado 5: 26-50 pulgones
- Grado 6: >50 pulgones

Los resultados se expresaron además en número de ninfas + adultos por planta.

- **Chinche del maíz (*Sthenaridea carmelitana* Carvalho)**

En este caso, se tomaron tres hojas, y en ocasiones, dos espigas de la panícula, determinándose el número de ninfas más adultos por planta.

- **Cogollero (*Spodoptera frugiperda* Smith)**

Se determinó el número de larvas por planta. Se evaluaron los cogollos y el número de plantas dañadas. Se determinó el grado de daño y el índice promedio de daño de las plantas evaluadas.

- **Cañero (*Diatraea saccharalis* Fabricius)**

Se determinaron las perforaciones en un número constante de entrenudos en la parte basal del tallo, y se expresaron los resultados en número de perforaciones por planta.

- **Gusanos de la mazorca (*Helicoverpa zea* Boddie)**

La evaluación se realizó en la fase reproductiva del cultivo.

Se determinó:

- Número de mazorcas dañadas abriendo el ápice de la mazorca para establecer el porcentaje de mazorcas sanas e infestadas a la cosecha.

- Número de larvas por planta. Se tomaron dos mazorcas por planta.

- **Moscas de la mazorca (*Euxesta* spp.)**

- Se determinó el número de mazorcas infestadas, considerando como tales aquellas que presentan larvas, y cuya pudrición alcanzó el grano en el ápice de la mazorca, a la cosecha.

- Se determinó el número de larvas + adultos por planta. Se tomaron dos mazorcas por planta y se contabilizaron los adultos presentes en las hojas superiores.

- **Polilla del ápice de la mazorca (*Tallula atramentalis* Lederer)**

Para la evaluación se determinó:

- Número de larvas por planta. Se tomaron dos mazorcas por planta.

- Número de mazorcas dañadas a la cosecha.

- **Gusano peludo del maíz (*Cyanopepla alonzo* Butler)**

Se tomaron tres hojas por planta. Los resultados se expresaron en número de larvas por planta.

3.3.4 Registro de insectos predadores en el cultivo de maíz morado:

Se registró el número de predadores encontrados en las plantas evaluadas. Se contabilizaron todos los estados, dependiendo de las órdenes y familias, por cada evaluación.

3.4 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Todos los análisis se realizaron con R 4.0.0, RStudio 1.1.419 y además de la función “nls” para determinar las estimaciones de los parámetros de un modelo no lineal con el uso de mínimos cuadrados no lineales (ponderados). Entonces, para explicar la variación del número de individuos en el tiempo, se aplicaron regresiones no lineales con formas exponenciales o acampanadas según el caso, y así poder determinar y diferenciar las etapas de mayor presencia según los patrones de crecimiento y decrecimiento que se lograron identificar.

En un estudio realizado para determinar indicadores ecológicos del patrón espacial de poblaciones de *Thrips palmi* Karny en el cultivo de papa, los autores llegaron a la conclusión que el modelo de regresión de Taylor generalmente ofrece una mejor descripción y confiabilidad para desarrollar programas de muestreo (Cabrera *et. al.*, 2002). De igual manera, Bradford *et. al.* (2018) emplearon análisis de regresión no lineales para estimar la abundancia de poblaciones versus el tiempo de muestreo realizado de especies de artrópodos en la Selva de Luquillo, Puerto Rico.

Se hicieron comparaciones con otros modelos propuestos, donde se seleccionaron como mejores modelos no lineales a la regresión Exponencial y la regresión de Taylor, usando el indicador de ajuste AIC (Akaike Information), pero para determinar una aproximación de la variabilidad explicada por el modelo de regresión, se calculó el pseudo-R² propuesto por McFadden's, de la siguiente forma: $\text{pseudo-R}^2 = 1 - (\text{residual deviance}/\text{null deviance})$. Este mismo método ha sido utilizado en un estudio de evaluación de *Triatoma dimidiata*, para una descripción cuantitativa de la dinámica espacio-temporal de la infestación del insecto. De igual manera, se utilizaron regresiones no lineales con el cálculo del pseudo-R² para explicar la variabilidad del modelo estadístico (Barbu *et. al.*, 2011).

Para determinar el número de etapas y su respectiva amplitud, se hicieron múltiples pruebas de homogeneidad, con la prueba Chi-Cuadrado, al número de individuos que contiene cada etapa

para todas las especies evaluadas; y según su amplitud, donde se definieron amplitudes de 1, 2 y 4 semanas respectivamente, entonces se pudo obtener evidencia estadística para determinar que para la amplitud de 4 semanas (4 etapas) se puede rechazar la homogeneidad del número de individuos en las etapas evaluadas, en otras palabras, hay variación en el tiempo. Todas las fuentes de variación se analizaron por cada plaga.

3.4.1 Determinación de los insectos plaga para el análisis estadístico en el cultivo de maíz morado:

Se realizó un análisis preliminar para determinar patrones en el tiempo y seleccionar las plagas más abundantes según el conteo de datos por evaluación. Las 16 evaluaciones realizadas fueron divididas en 4 etapas temporales, correspondientes a los meses de agosto, septiembre, octubre y noviembre; de las cuales se obtuvo el número total de insectos por etapa, con cuatro evaluaciones en cada una de ellas. El objetivo de esta definición temporal fue ver claramente la existencia de patrones poblacionales de los insectos plaga, para tener una base de cómo las poblaciones de cada uno de ellos inciden en el cultivo de maíz morado a lo largo de la campaña (Figura 8).

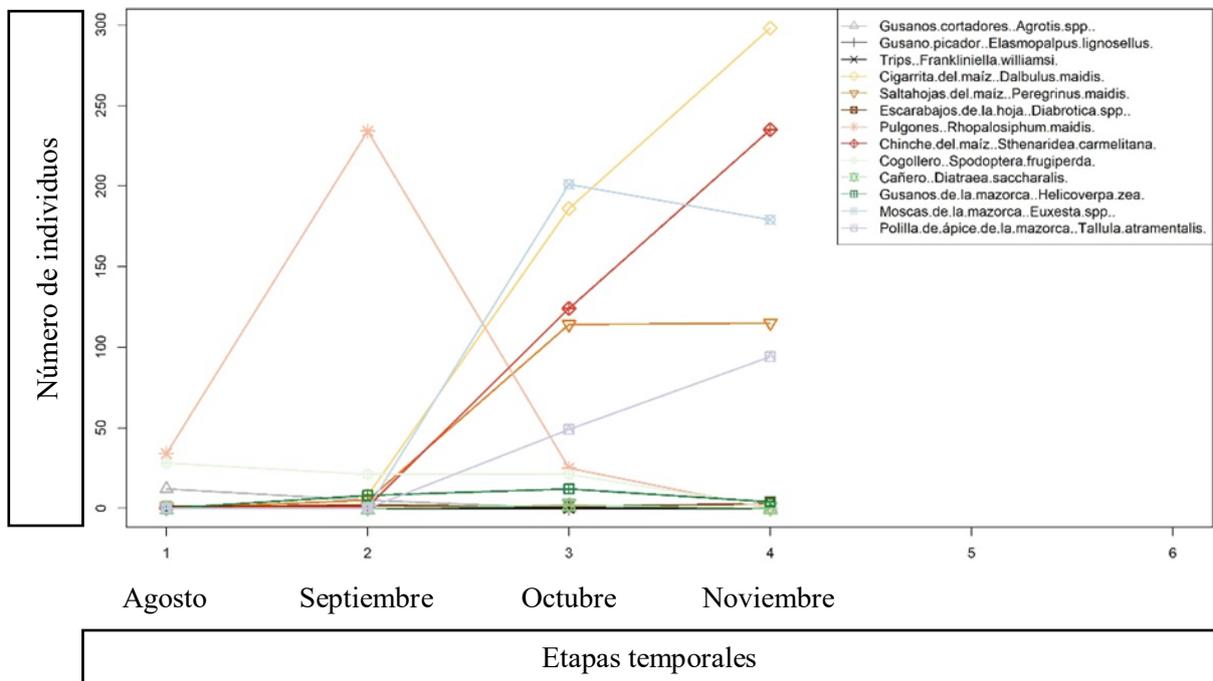


Figura 8: Evaluación poblacional de los insectos plaga en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

De los 14 insectos evaluados, se seleccionaron aquellos que presentaron más de 15 conteos en total a nivel de campaña (Figura 9), porque estadísticamente esta cantidad es un valor suficiente, los análisis son muy válidos y se observan más claros los patrones. Para los nueve insectos seleccionados se realizaron análisis de varianza (ANOVA) explicados por regresiones no lineales, a través del software R. Dependiendo del patrón de comportamiento de cada insecto, se aplicaron los modelos estadísticos: Exponencial, si las poblaciones de insectos son crecientes o decrecientes con el tiempo; y De Taylor, si estas son crecientes y decrecientes.

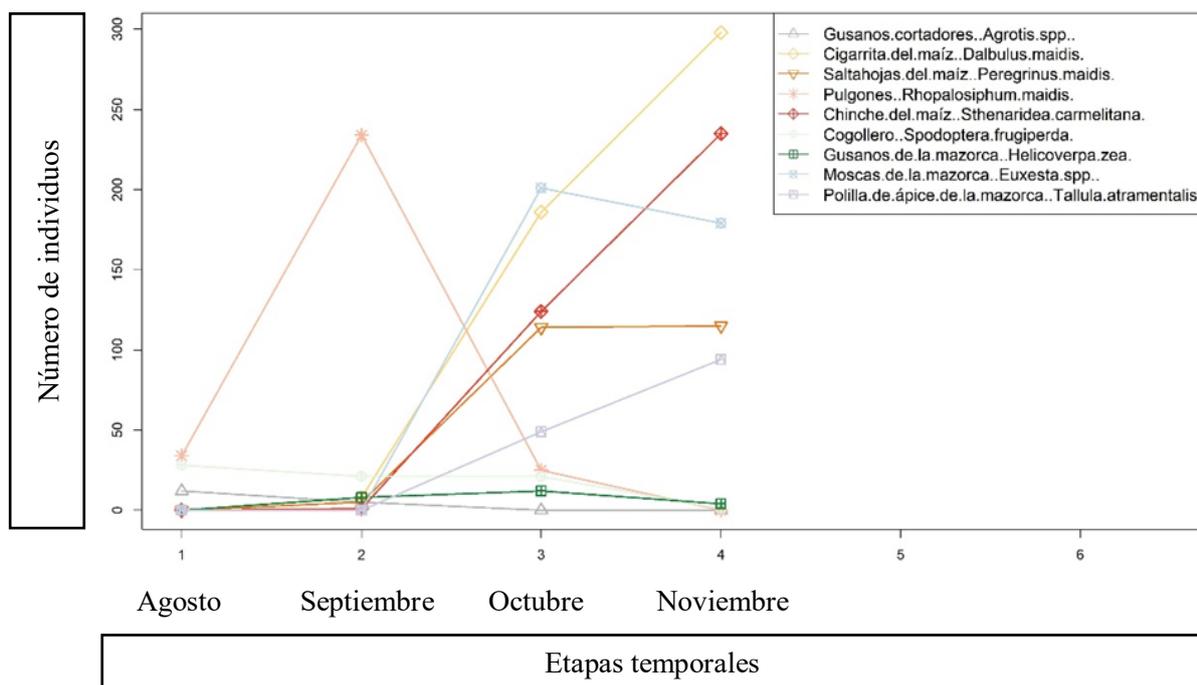


Figura 9: Evaluación poblacional de insectos plaga que contienen por lo menos quince registros de presencia a lo largo de toda la campaña, La Molina, 2018

3.4.2 Modelos de regresión no lineal seleccionados para los insectos plaga:

El rango de valores de variabilidad que se puede obtener del modelo pseudo- R^2 es entre 0.5 y 1.0, en donde valores menores a 0.5 indican que el modelo no es capaz de discriminar entre presencias y ausencias más allá de lo esperado por azar; y valores cercanos a 1 indican (en porcentaje) la idoneidad o probabilidad perfecta del modelo (Elith y Burgman, 2002; Fielding, 2002; citado por Chay-Hernandez *et. al.*, 2012).

Tabla 3: Análisis de regresión no lineal de los insectos plaga reportados en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

N°	Insectos plaga	R ²	b ₁	b ₂	b ₃	Ecu
1	Gusanos cortadores <i>Agrotis spp.</i>	0.977	37.060	-1.113		Exp
2	Cigarrita del maíz <i>Dalbulus maidis</i>	0.929	10.165	0.855		Exp
3	Saltahojas del maíz <i>Peregrinus maidis</i>	0.784	9.638	0.648		Exp
4	Pulgones <i>Rhopalosiphum maidis</i>	0.999	-233.701	1.962	-0.486	Tay
5	Chinche del maíz <i>Sthenaridea carmelitana</i>	0.953	5.113	0.964		Exp
6	Cogollero <i>Spodoptera frugiperda</i>	0.768	43.801	-0.392		Exp
7	Gusanos de la mazorca <i>Helicoverpa zea</i>	0.975	-11.825	2.770	0.714	Tay
8	Moscas de la mazorca <i>Euxesta spp.</i>	0.723	16.989	0.624		Exp
9	Polilla de ápice de la mazorca <i>Tallula atramentalis</i>	0.953	1.956	0.975		Exp

Para los insectos N° 1, 2, 3, 5, 6, 8 y 9, por tener poblaciones de insectos crecientes o decrecientes en el tiempo, se aplicó el Modelo Exponencial, el cual responde a los siguientes parámetros:

$$\text{Exponencial (Exp): } f(T) = b_1 * e^{b_2 * T}$$

Donde:

T : Tiempo

b_1 : Parámetro cuyo valor es indicador de la mayor o menor población de las especies por etapas.

b_2 : Parámetro indicador de población creciente o decreciente en el tiempo.

Para los insectos N° 4 y 7, por tener poblaciones de insectos crecientes y decrecientes en el tiempo, se aplicó el Modelo De Taylor, el cual responde a los siguientes parámetros:

$$\text{Taylor (Tay): } f(T) = 1 - b_1 * e^{\left(-\frac{1}{2} \left(-\frac{(T-b_2)}{b_3} \right)^2 \right)}$$

Donde:

T : Tiempo

b_1 : Escala de datos relacionada al número de individuos por especie.

b_2 : Etapa de mayor presencia del insecto plaga en la campaña agrícola.

b_3 : Parámetro

3.5 LABORES AGRONÓMICAS

Las diferentes labores culturales, entre ellas la preparación del terreno, el riego, el aporque, la fertilización y el control fitosanitario, se registraron periódicamente durante las evaluaciones realizadas. De igual manera, se anotaron las fases fenológicas más importantes en el cultivo, de acuerdo a las fechas de evaluación.

3.6 VARIABLES METEOROLÓGICAS

Los registros de temperatura, humedad relativa, precipitación, dirección y velocidad del viento fueron proporcionados por la Estación Meteorológica Alexander Von Humboldt, en la Universidad Nacional Agraria La Molina, en Lima. Estos datos corresponden al periodo de evaluación y fueron promediados por cada etapa temporal definida.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 PRESENCIA DE LOS INSECTOS PLAGA EN EL CULTIVO DE MAÍZ MORADO

Dentro de las 16 evaluaciones realizadas en el cultivo de maíz morado durante los meses de agosto a noviembre de 2018 bajo condiciones de La Molina, se obtuvieron registros de los siguientes insectos: *Agrotis* spp., *Dalbulus maidis*, *Diabrotica viridula*, *Diatraea saccharalis*, *Elasmopalpus lignosellus*, *Euxesta* spp., *Helicoverpa zea*, *Peregrinus maidis*, *Rhopalosiphum maidis*, *Spodoptera frugiperda*, *Sthenaridea carmelitana*, *Tallula atramentalis* y *Cyanopepla alonzo* (Figura 10).

En las agrupaciones mensuales de poblaciones por especie, se registraron tres tipos de comportamiento de los insectos (Figura 8). Siete especies incrementaron o disminuyeron su población exponencialmente en el tiempo, las cuales fueron *Agrotis* spp., *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott), *Peregrinus maidis* (Ashmead), *Sthenaridea carmelitana* (Carvalho), *Spodoptera frugiperda* (Smith), *Euxesta* spp. (Loew) y *Tallula atramentalis* (Lederer). Dos especies siguieron al inicio un patrón creciente, y luego decreciente en el tiempo, las cuales fueron *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) y *Helicoverpa zea* (Boddie). Por último, cinco especies de insectos no presentaron suficientes conteos para ser considerados dentro del análisis (menos de 15 conteos totales, ver las líneas cercanas a 0 en la figura 10). Estos fueron *Cyanopepla alonzo* (Butler), *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller), *Frankliniella williamsi* (Hood), *Diabrotica viridula* (Fabricius) y *Diatraea saccharalis* (Fabricius).

Por lo tanto, en el cultivo de maíz morado, se comprueba la presencia de los insectos reportados en el maíz convencional por los autores Sánchez y Sarmiento (1997), a excepción de *Frankliniella williamsi*.

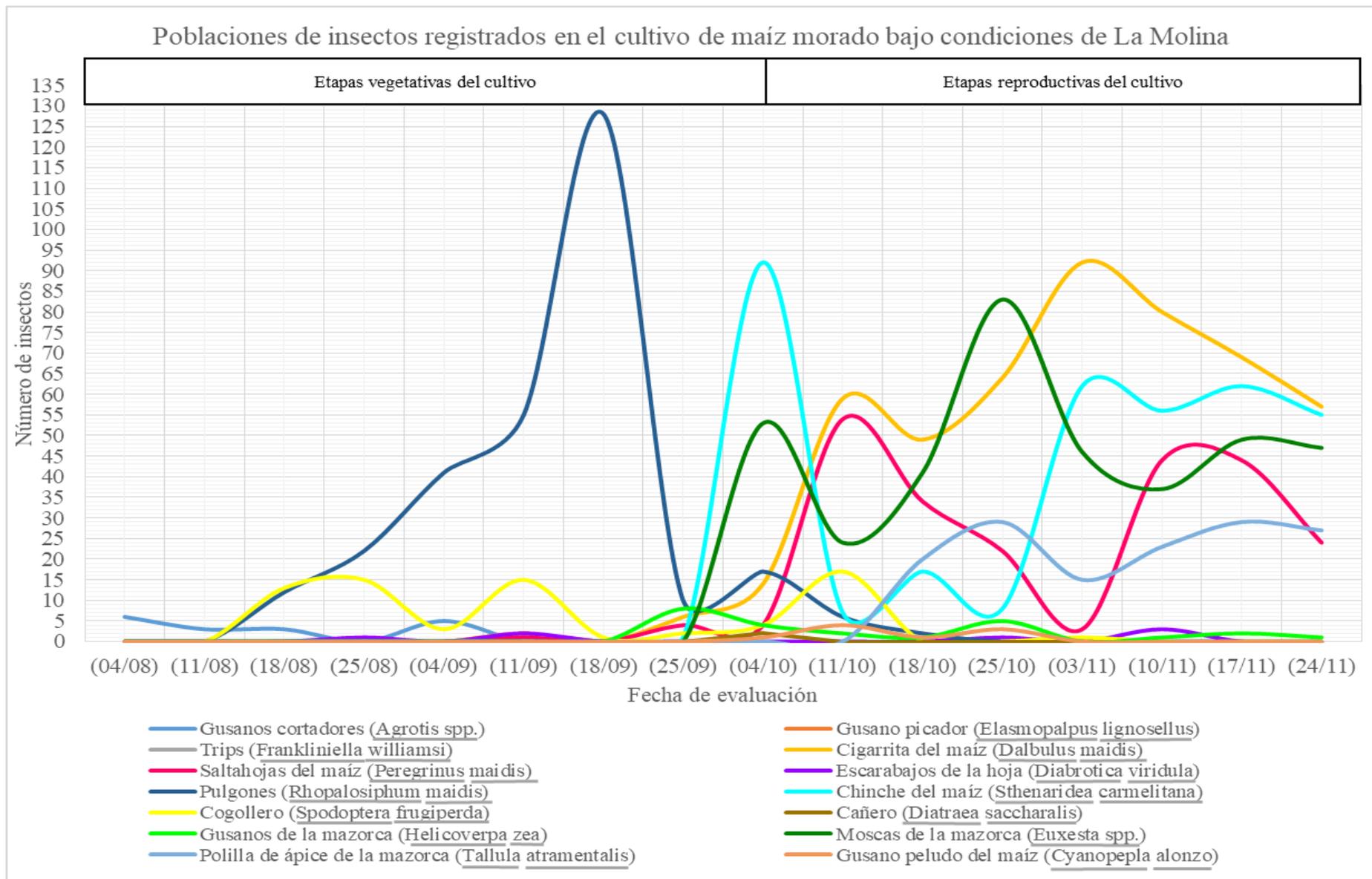


Figura 10: Registros por semana de los insectos plaga en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Los nueve insectos seleccionados para el análisis estadístico de su patrón poblacional en este estudio, fueron: *Agrotis* spp. (Walker), *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott), *Peregrinus maidis* (Ashmead), *Sthenaridea carmelitana* (Carvalho), *Spodoptera frugiperda* (Smith), *Euxesta* spp. (Loew), *Tallula atramentalis* (Lederer), *Rhopalosiphum maidis* (Fitch) y *Helicoverpa zea* (Boddie). Se realizaron regresiones no lineales. En todos los casos, la variabilidad explicada por el modelo pseudo- R^2 , fue superior al 70%; es decir, definitivamente hubieron patrones establecidos en el monitoreo de insectos en el tiempo T .

En el caso de los insectos N° 2, 3, 5, 8 y 9, se pudo observar que el parámetro es positivo. Esto indicó que el monitoreo de insectos es creciente en el tiempo. En los casos N° 1 y 6, el parámetro es negativo; por lo tanto, la presencia de estos insectos decrece a lo largo de la campaña.

En el caso del insecto N°4, *Rhopalosiphum maidis*, se observó su parámetro b_1 , el cual resultó más negativo que el del insecto N°7, *Helicoverpa zea*. Esto indica que la población total de *R. maidis* es mayor que la de *H. zea* en toda la campaña agrícola. Asimismo, se observa que el máximo valor de conteo total de *R. maidis* se obtiene en el tiempo 1.962 (ver tabla N° 3 parámetros b_2); mientras que, para *H. zea*, en el tiempo 2.77, respectivamente.

Debido a que la evaluación se dividió en cuatro etapas temporales, los resultados en semanas se detallan a continuación. Para el caso de *Rhopalosiphum maidis*, el tiempo 1.962 corresponde a 7.848 semanas; es decir, 55 días después de la emergencia, aproximadamente. Para el caso de *Helicoverpa zea*, el tiempo 2.77 corresponde a 11.08 semanas; es decir, 78 días a la emergencia del cultivo, aproximadamente.

4.2 POBLACIÓN Y ANÁLISIS DE REGRESIÓN NO LINEAL POR INSECTO PLAGA

4.2.1 Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de gusanos cortadores (*Agrotis* spp.):

En la figura N°11 y anexo 2, se registró el 04 de agosto de 2018, a los cinco días después de la emergencia, un total de seis larvas, a una temperatura de 15.07°C y 87.40% de humedad relativa. Los registros más bajos se obtuvieron: el 11 de agosto de 2018 con tres larvas, a una temperatura de 14.69°C y 85.80% de humedad relativa; y el 18 de agosto de 2018 con tres larvas, a una temperatura de 15.60°C y 82.00% de humedad relativa. El último registro de la

presencia de este insecto plaga se obtuvo en la quinta semana, el 04 de septiembre de 2018, con un total de cinco larvas en el área de estudio, a una temperatura de 16.38°C y 79.70% de humedad relativa. La baja presencia del insecto estuvo relacionada con la preparación del terreno, principalmente. La población total registrada durante la campaña del cultivo de maíz morado fue de 17 larvas (Figura 11).

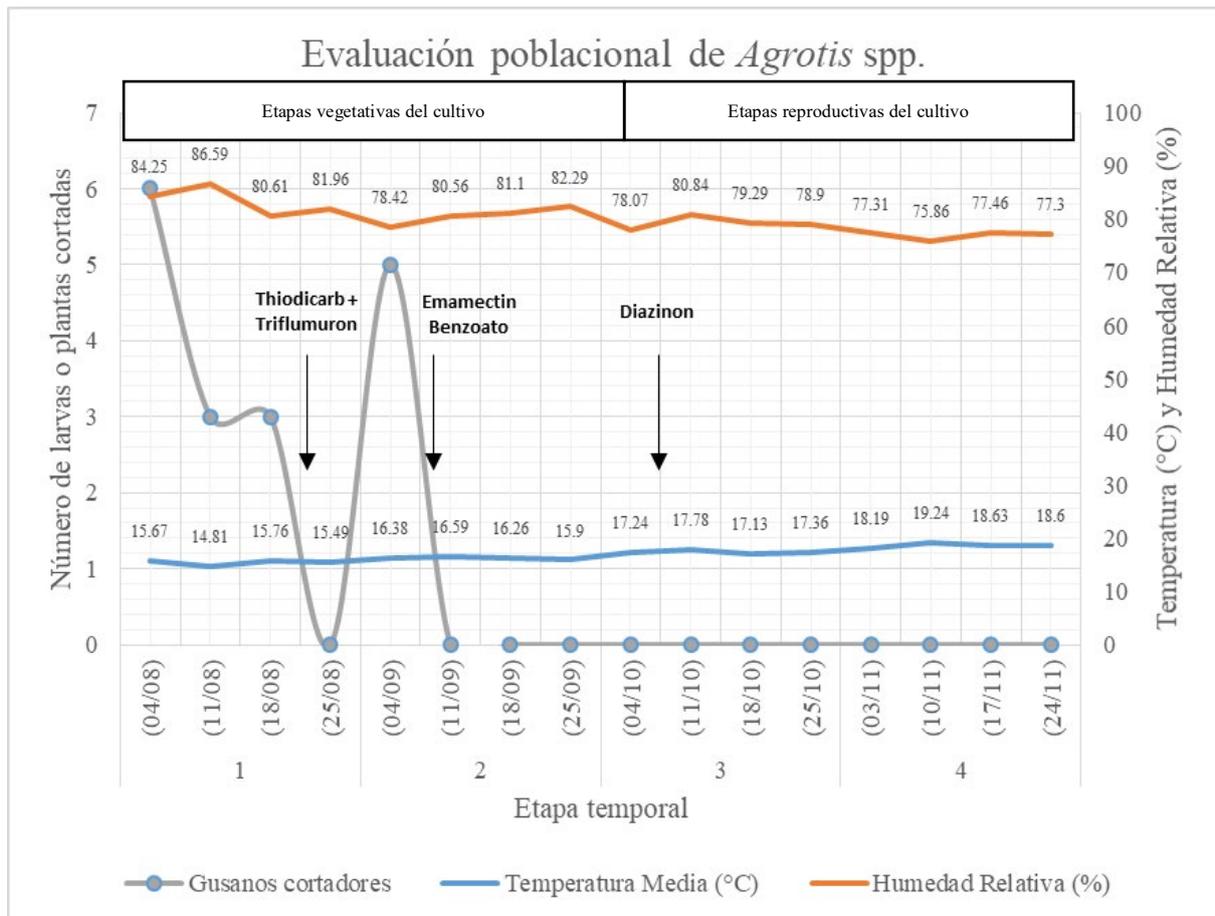


Figura 11: Evaluación poblacional por semana de *Agrotis* spp. en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Para determinar el patrón de comportamiento de *Agrotis* spp. en el área de estudio, el análisis de varianza (ANVA) tuvo un resultado de 97.71%, con un nivel de significación del 5%. Este resultado indicó que hubo patrones establecidos en la presencia poblacional del insecto durante las evaluaciones (Figura 12, anexo 15).

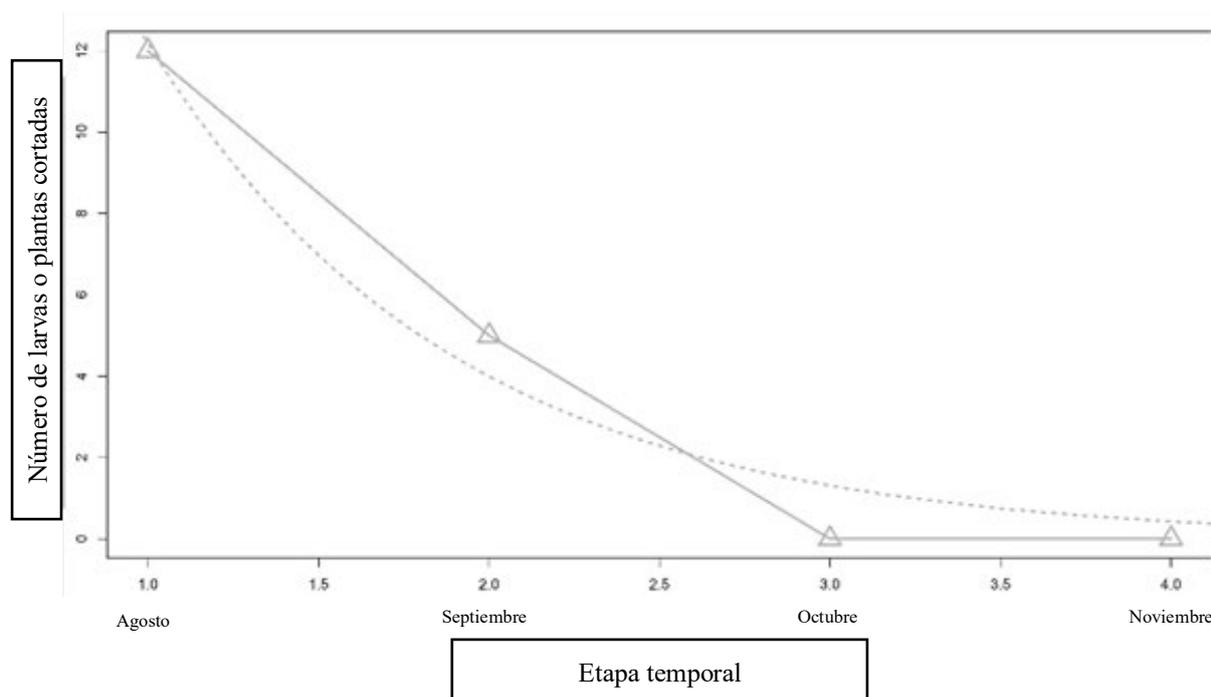


Figura 12: Patrón poblacional de *Agrotis* spp. en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Reemplazando los parámetros obtenidos:

$$f(T) = 37.060 * e^{-1.113*T}$$

Se observa que los registros del número de larvas de *Agrotis* spp. siguieron un comportamiento exponencial negativo; es decir, la población mostró una tendencia a disminuir con el paso del tiempo. Los gusanos de tierra o “cortadores” son plagas de mayor importancia para las siembras de verano; cuando las infestaciones son muy altas (Beingolea *et al.* 1993). La siembra de la campaña evaluada en este estudio, se efectuó a finales del mes de julio, por lo que corresponde a una instalación del cultivo en época de invierno.

El factor climático influye en la biología y comportamiento de la plaga. Escalante (2015) sostiene que la temperatura máxima, temperatura mínima, y la precipitación pluvial, son las variables climáticas que se consideran como las más importantes, las cuales inciden en la biología y el comportamiento de los insectos plaga. Estas condiciones determinan la distribución geográfica de los insectos y su disponibilidad de alcanzar altas o bajas densidades según las características óptimas o marginales para su desarrollo (Odum, 1986; citado por Escalante, 2015). Según Córdova (2015), en un estudio desarrollado en el cultivo de espárrago,

observó que al incrementar la temperatura, aumentó el número de larvas y porcentaje de daños de *Agrotis* spp.

En el mes de agosto de 2018 (época donde se reportó mayor presencia de larvas de *Agrotis* spp.), las temperaturas mínima, media y máxima fueron 14.8°C, 16.1°C y 17.1°C, respectivamente. Para la mayoría de las especies, la temperatura óptima varía entre 25 y 30 °C. Cuanto más se desvía una especie del óptimo, más desfavorables se tornan sus condiciones de vida, el desarrollo se retrasa o finalmente se detiene (Andrew *et al.*, 1999; citado por Escalante, 2015). Por lo tanto, la baja población reportada durante el crecimiento vegetativo del cultivo de maíz morado, puede ser explicada por el factor climático.

Esta plaga se caracteriza por atacar los primeros estados fenológicos de la planta, siendo el periodo crítico desde el momento de la germinación hasta los 30 a 40 días después de la emergencia del cultivo de maíz morado. En este caso, esta información coincide con la fluctuación poblacional registrada en estas evaluaciones, la cual tiende a decrecer con el transcurso del tiempo. Esto se debe a que la parte basal de la planta se va esclerotizando, y *Agrotis* spp. ataca las partes turgentes (Castillo, 2017).

Otro factor a considerar en la evaluación fue la preparación del terreno y la ausencia de malezas. Se realizaron dos riegos de machaco previo a la labranza, lo cual en conjunto pudo generar el ahogamiento y exposición de las larvas y pupas a enemigos naturales. Asimismo, la ausencia de malezas antes de la siembra y durante los primeros 30 días de establecido el maíz morado, impidieron que *Agrotis* spp. encuentre fuente de alimento en otras plantas hospedantes. Cabe resaltar que durante el mes de agosto, en la fase de crecimiento vegetativo lento, hubo parcelas vecinas de papa, por lo que esta plaga, al ser polífaga y en ausencia de malezas, pudo haberse desplazado e infestado este cultivo.

Finalmente, se observaron plantas con daño o cortadas en aquellos golpes donde se registraron las larvas. Los porcentajes de plantas que presentaron daño en la parte basal fueron variando de 3.0% a 6.0%. Podemos observar el ataque de *Agrotis* spp. en la figura 13.



Figura 13: Ataque y presencia de gusano de tierra

4.2.2 Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de cigarrita del maíz (*Dalbulus maidis*):

En la figura N°14 y anexo 3, se registró en la sexta semana de evaluación, el 11 de septiembre de 2018, a los 43 días después de la emergencia, un total de dos individuos, a una temperatura de 16.36°C y 82.10% de humedad relativa. En las evaluaciones posteriores, la presencia de *D. maidis* incrementó notablemente, hasta alcanzar el mayor pico poblacional el 03 de noviembre de 2018, con 92 individuos, a una temperatura de 19.65°C y 75.80% de humedad relativa. Posterior a ello, la población fue disminuyendo por la pérdida de la calidad de la planta como fuente de alimento, registrándose en la última evaluación, el 24 de noviembre de 2018, un total de 57 individuos, a una temperatura de 18.40°C y 79.00% de humedad relativa.

Cabe resaltar que las aplicaciones químicas contra cogollero pudieron influir en la ausencia o descensos poblacionales de *D. maidis*. La población total registrada durante la campaña del cultivo de maíz morado fue de 492 individuos (entre ninfas y adultos) (Figura 14).

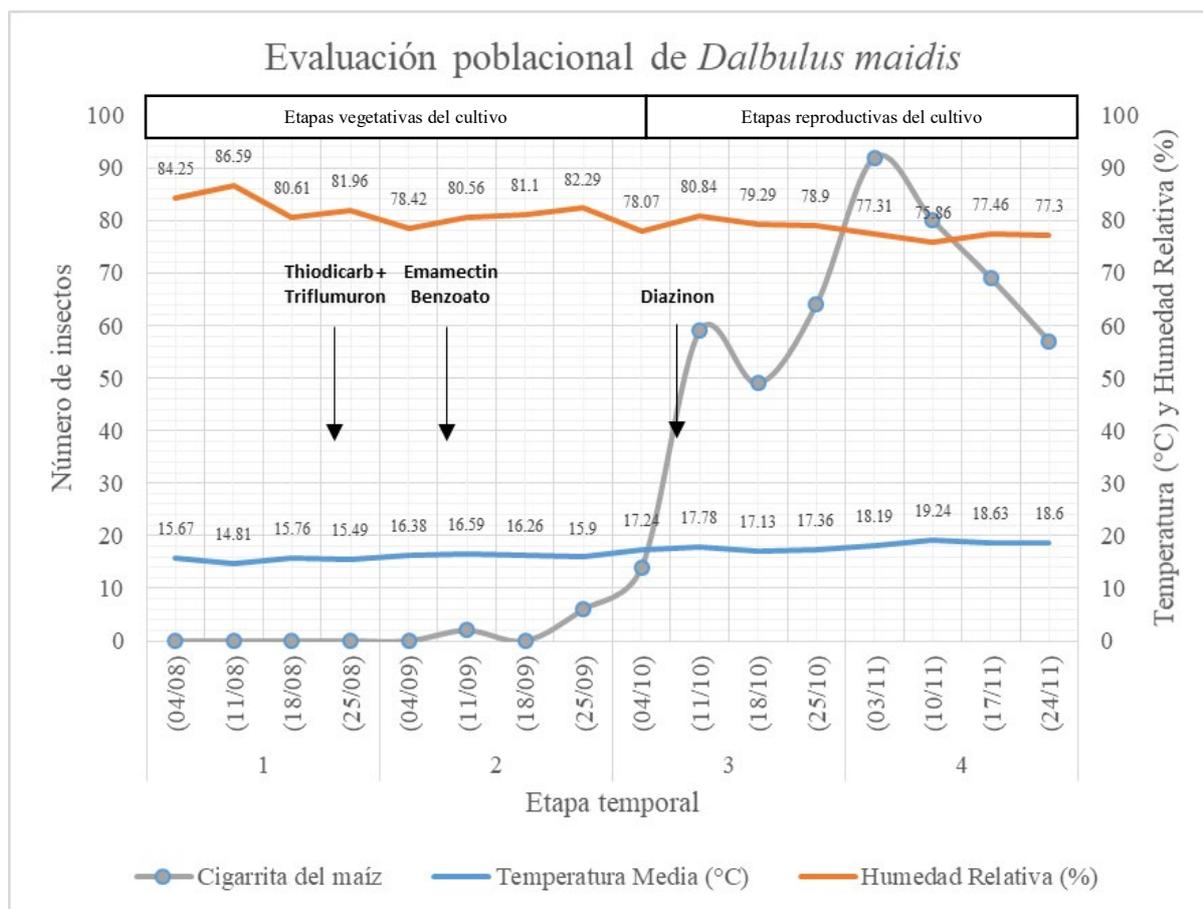


Figura 14: Evaluación poblacional por semana de *Dalbulus maidis* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Para determinar el patrón de comportamiento de *Dalbulus maidis* en el área de estudio, el Análisis de Varianza (ANVA) tuvo un resultado de 92.90%, con un nivel de significación del 5%. Este resultado indicó que hubo patrones establecidos en la presencia poblacional del insecto durante las evaluaciones (Figura 15, anexo 16).

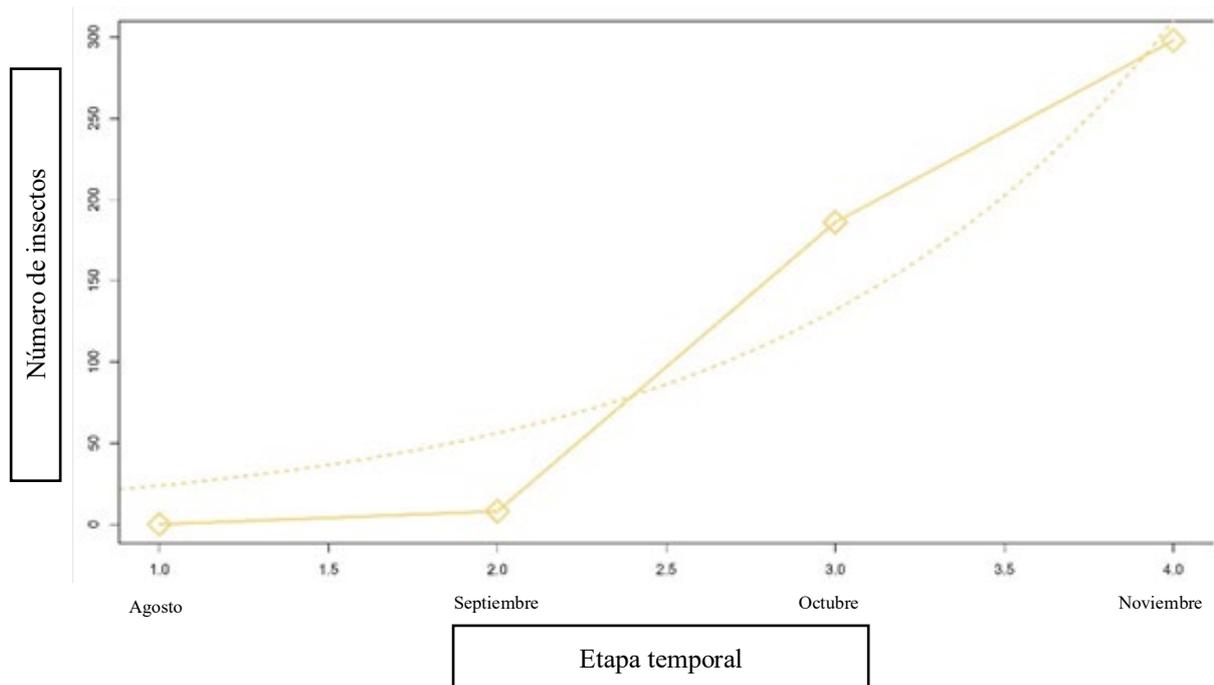


Figura 15: Patrón poblacional de *Dalbulus maidis* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Reemplazando los parámetros obtenidos:

$$f(T) = 10.165 * e^{0.855*T}$$

Se observa que los registros del número de ninfas y adultos de *Dalbulus maidis* siguieron un comportamiento exponencial positivo; es decir, la población mostró una tendencia a incrementar con el paso del tiempo. La cigarrita del maíz se localiza en el envés de las hojas de las plantas jóvenes, y es el agente vector del virus del rayado fino y el achaparramiento del maíz (Beingolea *et al.* 1993).

Casuso (2017) indica que en la región tropical, los cultivos de maíz están disponibles durante todo el año, por lo que hay generaciones continuas y solapadas de *D. maidis*. Asimismo, sostiene que los adultos de la última generación de la campaña anterior sobreviven el invierno y colonizan los cultivos de maíz durante la primavera siguiente, a partir del estado fenológico V5 (aproximadamente 22 días después de la emergencia) (Virla *et al.*, 2003; citado por Casuso, 2017). Esta información coincide con la aparición de ninfas de la cigarrita en la etapa temporal 2 (inicios de septiembre) observado en este estudio, aproximadamente a los 43 días después de la emergencia del cultivo.

Casuso (2017) señala que *D. maidis* es una plaga monófaga; es decir, solo se alimenta de representantes del género *Zea*, principalmente maíz. Sin embargo, se han reportado otros géneros hospedantes tales como Lauraceae: *Persea* (aguacate); Malvaceae: *Gossypium* (algodón); Poaceae: *Paspalum*, *Euchlaena*; Solanaceae: *Solanum* (papa, berenjena), *Cynodon dactylon*, *Sorghum bicolor*. Cabe resaltar que han sido considerados como hospedantes accidentales, ya que *D. maidis* no se reproduce sobre estas plantas. Esta información podría explicar una posible migración de los adultos de la última generación de la campaña anterior hacia el cultivo de papa, el cual estuvo en crecimiento vegetativo en una parcela vecina durante la siembra del maíz morado.

Valarezo (2013) indica que a una temperatura media de 25°C la eclosión de los huevos depositados por las hembras tarda alrededor de 2.5 días aproximadamente. Asimismo, señala que hasta el V estado ninfal transcurren en promedio 18.78 días. Bajo estas condiciones, las hembras de este insecto tiene un ciclo biológico más prolongado, por lo que pueden llegar a vivir en promedio 62.58 días; y los machos, 40.58, respectivamente.

En este estudio, se registró la presencia de la cigarrita a los 43 días después de la emergencia, cuando el maíz morado inició la fase de crecimiento vegetativo rápido. De acuerdo a lo citado anteriormente, se ha reportado la aparición de ninfas y adultos en el estado vegetativo V5 (Virla *et al.*, 2003; citado por Casuso, 2017); sin embargo, en el mes de septiembre, durante el estudio, la temperatura media fue de 16.7°C, pudiendo verse afectado el ciclo biológico de la plaga. Las bajas temperaturas probablemente alargaron el periodo de incubación del huevo y desarrollo de los estados ninfales, así como la longevidad de los adultos machos y hembras. Por lo tanto, bajo estas observaciones, se justifica el incremento y la presencia de las poblaciones de *D. maidis* hasta la última semana de evaluación del cultivo.

La importancia de *D. maidis* no está en relación con los daños directos que causa su alimentación, sino debido a que se constituye como agente vector de enfermedades virales (Beingolea *et al.* 1993). Cabe resaltar que en este estudio no se evaluó la capacidad vectora de *D. maidis*, pero sí se observaron plantas con síntomas de enanismo. Estas estuvieron localizadas en los bordes del terreno, principalmente.



Figura 16: Adulto de *Dalbulus maidis* en hoja del cultivo de maíz morado



Figura 17: Planta con entrenudos cortos como síntoma de enanismo

4.2.3 Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de saltahojas del maíz (*Peregrinus maidis*):

En la figura N°18 y anexo 4, se registró en la sexta semana de evaluación, el 11 de septiembre de 2018, a los 43 días después de la emergencia, la presencia de un individuo, a una temperatura de 16.36°C y 82.10% de humedad relativa. En las evaluaciones posteriores, la población de *P. maidis* incrementó, alcanzando el mayor pico poblacional el 11 de octubre de 2018, con 54 individuos, a una temperatura de 17.10°C y 80.30% de humedad relativa. Posterior a ello, hubo un descenso poblacional, relacionado con las aplicaciones químicas efectuadas contra cogollero, alcanzando el siguiente pico más bajo el 03 de noviembre de 2018, con 3 individuos, a una temperatura de 19.65°C y 75.80% de humedad relativa. Finalmente, las poblaciones volvieron a incrementar en los días 10 y 17 de noviembre de 2018, con 44 individuos en cada fecha, para luego iniciar el último descenso poblacional registrado el 24 de noviembre de 2018, con 24 individuos, a una temperatura de 18.40°C y 79.00% de humedad relativa. Este último

descenso es explicado por la pérdida de la calidad de la planta como fuente de alimento. La población total registrada durante la campaña del cultivo de maíz morado fue de 234 individuos (entre ninfas y adultos) (Figura 18).

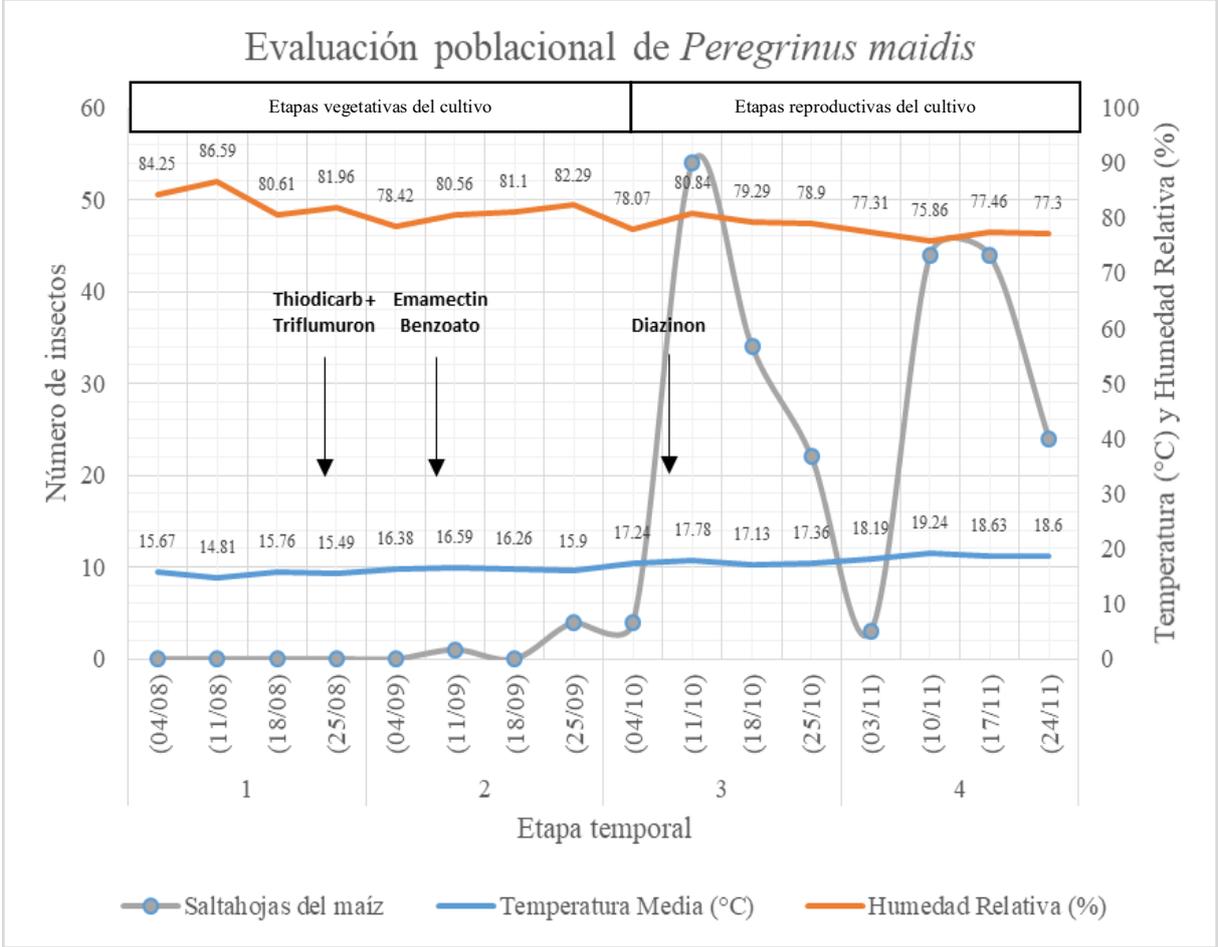


Figura 18: Evaluación poblacional por semana de *Peregrinus maidis* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Para determinar el patrón de comportamiento de *Peregrinus maidis* en el área de estudio, el Análisis de Varianza (ANVA) tuvo un resultado de 78.38%, con un nivel de significación del 5%. Este resultado indicó que hubo patrones establecidos en la presencia estacional del insecto durante las evaluaciones (Figura 19, anexo 17).

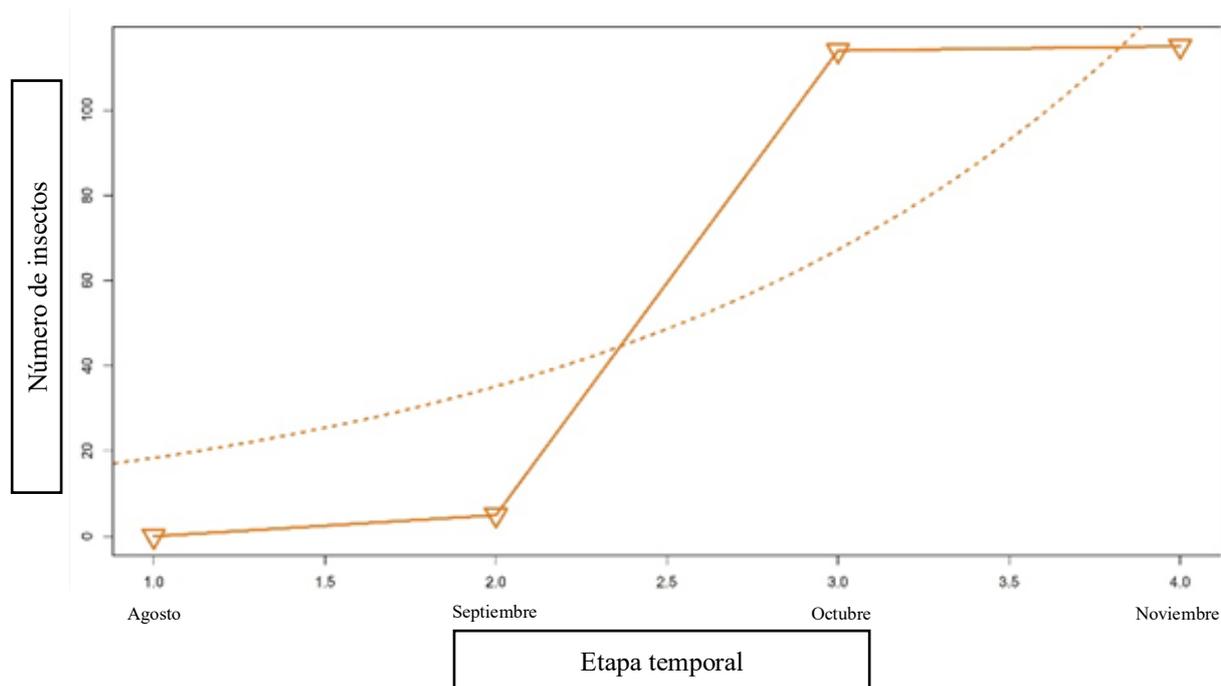


Figura 19: Patrón poblacional de *Peregrinus maidis* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Reemplazando los parámetros obtenidos:

$$f(T) = 9.638 * e^{0.648 * T}$$

Se observa que los registros del número de ninfas y adultos de *Peregrinus maidis* siguieron un comportamiento exponencial positivo; es decir, la población mostró una tendencia a incrementar con el paso del tiempo. El saltahojas del maíz se localiza de preferencia en el cogollo de la planta, y se caracteriza por transmitir el Virus del Mosaico y el Virus del Rayado o Bandeado del maíz (Beingolea *et al.* 1993).

Padrón (2008) señala que las épocas que tienen una temperatura media entre 21°C y 24.6°C, son óptimas para la reproducción y desarrollo de esta especie. Asimismo, Méndez (2007) comprueba mediante un ensayo que en la campaña de frío, los mayores niveles poblacionales no superaron promedios de 6-8 insectos/planta, lo que sitúa a este periodo como poco favorable para el desarrollo de sus poblaciones. Hay una relación altamente significativa entre la temperatura media y el índice poblacional de la plaga.

En este estudio, se registró la presencia de *P. maidis* a los 43 días después de la emergencia, a inicios del mes de septiembre. En este periodo (etapa temporal 2), el nivel poblacional fue muy

bajo. En total se obtuvo un registro de ocho individuos entre las cien plantas evaluadas; sin embargo, en las etapas temporales 3 y 4, correspondientes a los meses de octubre y noviembre, respectivamente, las poblaciones de *P. maidis* incrementaron significativamente con respecto a la etapa temporal 2. Esto concuerda con la información citada anteriormente, debido a que en el mes de septiembre, la temperatura media fue de 16.7°C, poco favorable para el desarrollo de la plaga. Los meses de octubre y noviembre presentaron una temperatura media de 18°C y 19.6°C, respectivamente, por lo que explicaría el aumento considerable del índice poblacional de la plaga.

Rioja *et al.* (2006) indican que *P. maidis* no utiliza plantas hospedantes alternativas; es decir, desarrolla su ciclo ontogénico exclusivamente en la planta de maíz. Sin embargo, reportan la presencia de *P. maidis* de forma esporádica en la maleza *Setaria verticillata*, sin formar colonias en esta especie de planta. Esta información podría explicar una posible migración de los adultos de la última generación de la campaña anterior hacia parcelas vecinas que presentaron esta especie de maleza durante la siembra del maíz morado.

García *et al.* (2015) reportaron en un estudio de fluctuación poblacional la presencia de esta plaga desde la primera semana posterior a la germinación, alcanzando el pico de población a las seis semanas, y manteniéndose presente hasta el final de la campaña, no registrándose aplicaciones químicas. Según De Faz (1985) (citado por Méndez, 2007), esta plaga es de fácil control con los productos químicos que se usan contra *S. frugiperda*.

Durante el desarrollo de este estudio, se realizaron tres aplicaciones contra cogollero, a los 25, 40 y 70 días después de la emergencia del cultivo, respectivamente. Esto puede explicar la ausencia en la etapa temporal 1 (mes de agosto) no sólo de *P. maidis*, sino también de *D. maidis*. Asimismo, notamos que en los dos últimos meses de la campaña, hubo similitud en cuanto al número total de individuos presentes en las etapas temporales 3 y 4 (meses de octubre y noviembre, respectivamente); es decir, la población se mantuvo estable, no se incrementó. Esto podría deberse a la última aplicación contra *S. frugiperda* que se realizó dirigido al cogollo de la planta, lugar hacia donde se reportan desplazamientos de los estados ninfales de *P. maidis* para formar colonias (Rioja *et al.* 2006).

La importancia de *P. maidis* se debe a que se constituye como agente vector de enfermedades virales (Beingolea *et al.* 1993). Como en el caso de *D. maidis*, en este estudio no se evaluó la capacidad vectora de *P. maidis*.



Figura 20: Ninfa de *Peregrinus maidis* en hoja del cultivo de maíz morado



Figura 21: Adulto de *Peregrinus maidis* en hoja del cultivo de maíz morado

4.2.4 Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de pulgones del maíz (*Rhopalosiphum maidis*):

En la figura N°22 y anexo 5, se registró en la tercera semana de evaluación, el 18 de agosto de 2018, a los 19 días después de la emergencia, la presencia de 12 individuos, a una temperatura de 15.60°C y 82.00% de humedad relativa. En las evaluaciones posteriores, la población de *R. maidis* incrementó, alcanzando un pico poblacional en la séptima semana, el 18 de septiembre de 2018 con la presencia de 128 individuos, a una temperatura de 15.68°C y 84.50% de humedad relativa, para luego iniciar el descenso del número de individuos, registrándose la última presencia de este insecto el 18 de octubre de 2018 con 2 individuos, a una temperatura de 17.45°C y 75.20% de humedad relativa. Probablemente, el inicio de la senescencia de las hojas inferiores, hábitat que predominó en las poblaciones registradas durante el estudio, generó la búsqueda de este insecto por nuevas fuentes de alimento. De igual manera, el control ejercido por los predadores biológicos pudo tener efecto. La población total registrada durante la campaña del cultivo de maíz morado fue de 293 individuos (entre ninfas y adultos) (Figura 22).

El menor grado de infestación que se registró fue de Grado 1 con 0 individuos, llegando a incrementarse hasta el Grado 2 con un promedio de 2.84 individuos por planta, el día 18 de septiembre de 2018. La infestación fue variable a lo largo de la campaña. Cabe resaltar que se determinaron índices promedio de infestación por fecha de evaluación (Figura 22).

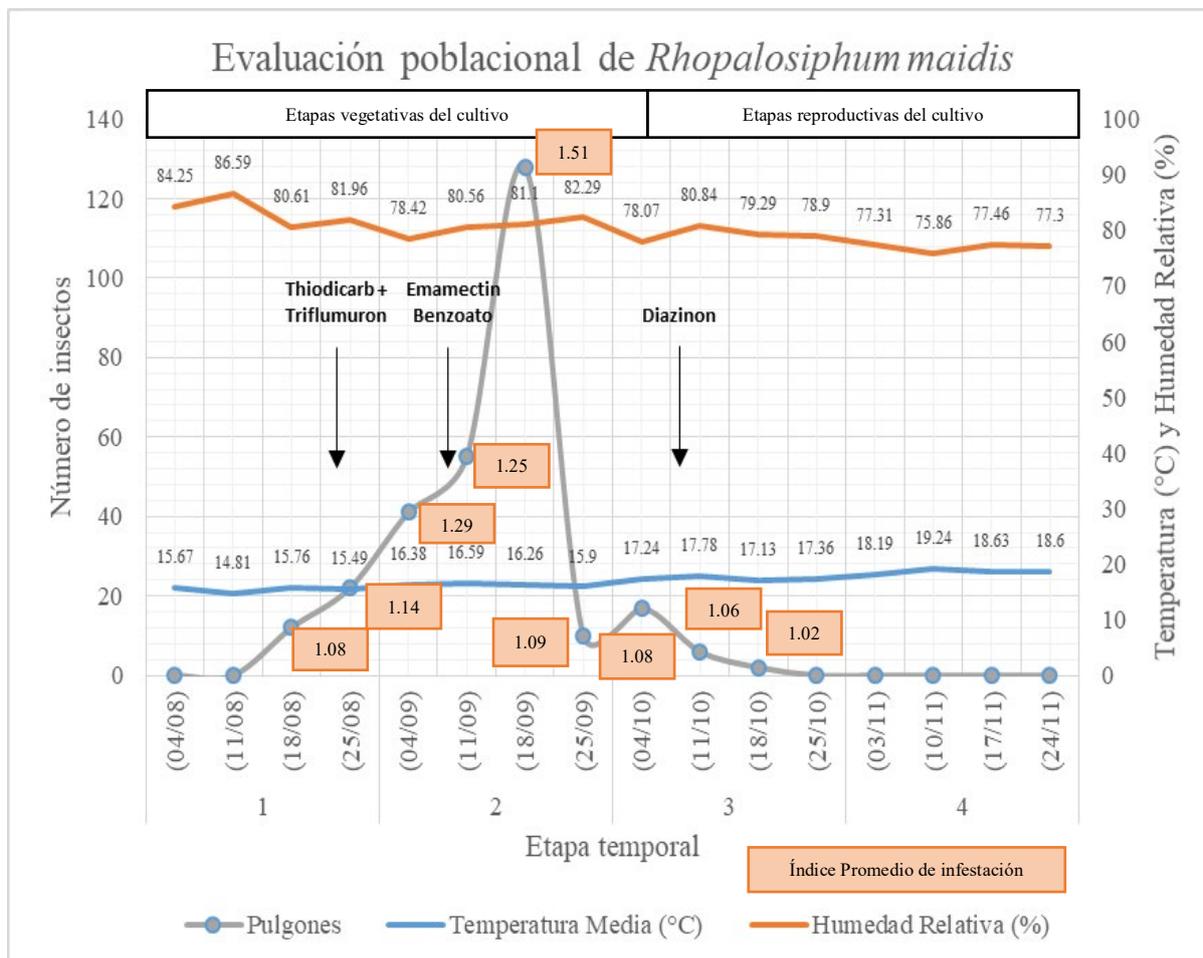


Figura 22: Evaluación poblacional por semana de *Rhopalosiphum maidis* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Para determinar el patrón de comportamiento de *Rhopalosiphum maidis* en el área de estudio, el Análisis de Varianza (ANVA) tuvo un resultado de 99.99%, con un nivel de significación del 5%. Este resultado indicó que hubo patrones establecidos en la presencia poblacional del insecto durante las evaluaciones (Figura 23, anexo 18).

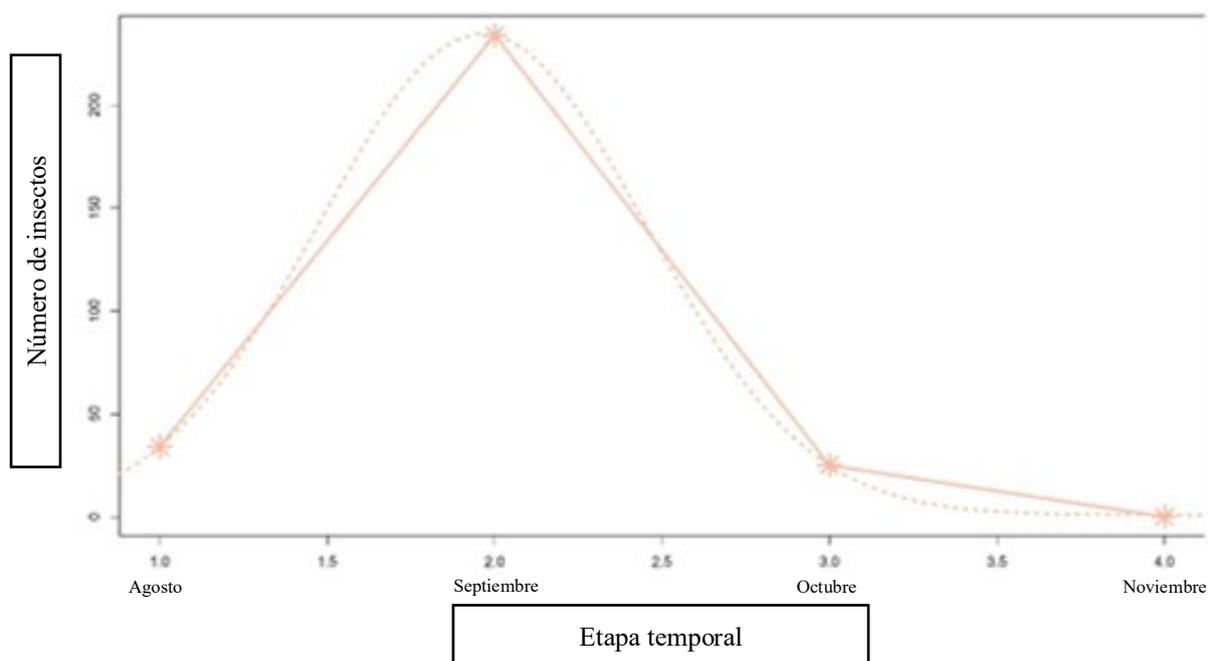


Figura 23: Patrón poblacional de *Rhopalosiphum maidis* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Reemplazando los parámetros obtenidos:

$$f(T) = 1 - (-233.701) * e^{\left(-\frac{1}{2} \left(\frac{T-1.962}{-0.486}\right)^2\right)}$$

Se observa que los registros del número de ninfas y adultos de *Rhopalosiphum maidis* siguieron un comportamiento creciente y decreciente a lo largo de la campaña, explicado por el modelo estadístico de Taylor. Los daños de estos insectos, además de su alimentación directa en las plantas, se agravan en la transmisión de ciertos virus como el del Mosaico Enanizante del Maíz (MDMV) (Aragón *et. al.*, 2013).

Los pulgones atacan el maíz alimentándose de los jugos de la planta y localizándose preferentemente en los cogollos; sin embargo, en casos de fuertes ataques, pueden llegar a poblar toda la planta, produciendo gran cantidad de mielecilla sobre la que luego se desarrolla un hongo negro denominado fumagina (Beingolea *et al.* 1993). Sifuentes (1976) (citado por Pérez, 1984), señaló que este insecto prefiere el cogollo de la planta para alimentarse, porque se encuentra protegido de la luz, y tal vez, porque ahí existe un alto contenido de humedad, lo cual modifica las condiciones de microclima, bajo el cual prospera mejor, en comparación con el haz y el envés de las hojas en donde está más expuesto a las condiciones del medio ambiente.

En este estudio, la mayoría de pulgones se localizaron en el envés de las tres primeras hojas. Esto pudo deberse a que la siembra se realizó en invierno, donde la energía solar incidente diaria disminuye notablemente, y se incrementa la humedad relativa. Asimismo, la escala de infestación observada en las plantas evaluadas fluctuó entre Grado 1 a 3 durante los meses de agosto, septiembre y octubre, por lo cual esta plaga no llegó a poblar toda la planta.

La dinámica poblacional de los pulgones del maíz está definida por fases como la colonización temprana del cultivo y el descenso de los niveles poblacionales luego de alcanzado el pico de incidencia (Pons 1986, citado por Asín, 2000). Asimismo, sostiene que la evolución de las poblaciones de pulgones que muestran un rápido y temprano incremento en la campaña sobre plantas jóvenes, seguido de una rápida disminución de poblaciones, está influenciada por cambios en la planta huésped. Sugiere que un factor clave del descenso poblacional sería la pérdida de la calidad de la planta como fuente de alimentación (Frazer 1988, citado por Asín, 2000).

Gutiérrez y Castañera (1986) (citado por Mayoral, 1995) afirman que la concentración de ácidos hidroxámicos en el maíz varía a lo largo del ciclo del cultivo. Estas sustancias están relacionadas con la resistencia de la planta al ataque de pulgones. Klun y Robinson (1969) (citado por Mayoral, 1995) encontraron que la concentración de ácidos hidroxámicos fue disminuyendo exponencialmente a medida que aumentaba la edad de la planta, hasta alcanzar valores mínimos en el estado de dehiscencia de las anteras.

Estos estudios previos coinciden con la fluctuación poblacional de la plaga reportada en este estudio. A los 19 días después de la emergencia, se observó la presencia de ninfas y adultos, ápteros y alados. Estos últimos fueron los encargados de colonizar las plantas en su fase de crecimiento vegetativo lento. La población se mantuvo en aumento hasta los 47 días después de la emergencia, momento en el que se registró el pico poblacional; es decir, el mayor número de ninfas y adultos. Este aumento pudo estar influenciado por la disminución de los ácidos hidroxámicos en los haces vasculares de la planta, ya que su concentración es inversamente proporcional a la energía solar (Mayoral, 1995), la cual se incrementó en el mes de septiembre en 2.0 kW h/m^2 con respecto a agosto.

Posterior a esta etapa, inició el descenso de la presencia de la plaga hasta concluir en la semana 11 (etapa temporal 3, 18 de octubre). Esto pudo deberse a la pérdida de la calidad de la planta como fuente de alimento. Por otro lado, los pulgones tienen un excelente complejo de enemigos

naturales que evitan altas gradaciones de poblaciones y daños a este cultivo, como parasitoides y predadores (Catalán, 2012). Este pudo ser otro factor por el cual disminuyó la presencia de la plaga, ya que a partir de la semana 7 (momento del pico poblacional) se reportó en mayor medida predadores pertenecientes a las familias Chrysopidae, Hemerobiidae, Nabidae y Coccinellidae.



Figura 24: Ninfas y adultos de *Rhopalosiphum maidis* en hoja del cultivo de maíz morado



Figura 25: Alados de *Rhopalosiphum maidis* en hoja del cultivo de maíz morado

4.2.5 Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal del chinche del maíz (*Sthenaridea carmelitana*):

En la figura N°26 y anexo 6, se registró en la octava semana de evaluación, el día 25 de septiembre de 2018, a los 61 días después de la emergencia, la presencia de un individuo, a una temperatura de 15.70°C y 83.30% de humedad relativa. En la evaluación posterior, la población de *S. carmelitana* incrementó, alcanzando pico poblacional el 04 de octubre de 2018 con la presencia de 92 individuos, a una temperatura de 18.51°C y 76.60% de humedad relativa. Esto se explica por el inicio de la exposición de las panojas, órgano preferido para la oviposición de este insecto. En las posteriores evaluaciones comprendidas entre el 11 y 25 de octubre de 2018, las poblaciones disminuyeron, probablemente por efecto de la última aplicación química para el control de cogollero. Finalmente, incrementó en el mes de noviembre. La población

manifestó cierta estabilidad en el número de individuos presente, descendiendo y aumentando ligeramente, al final de las evaluaciones. La población total registrada durante la campaña del cultivo de maíz morado fue de 360 individuos (entre ninfas y adultos) (Figura 26).

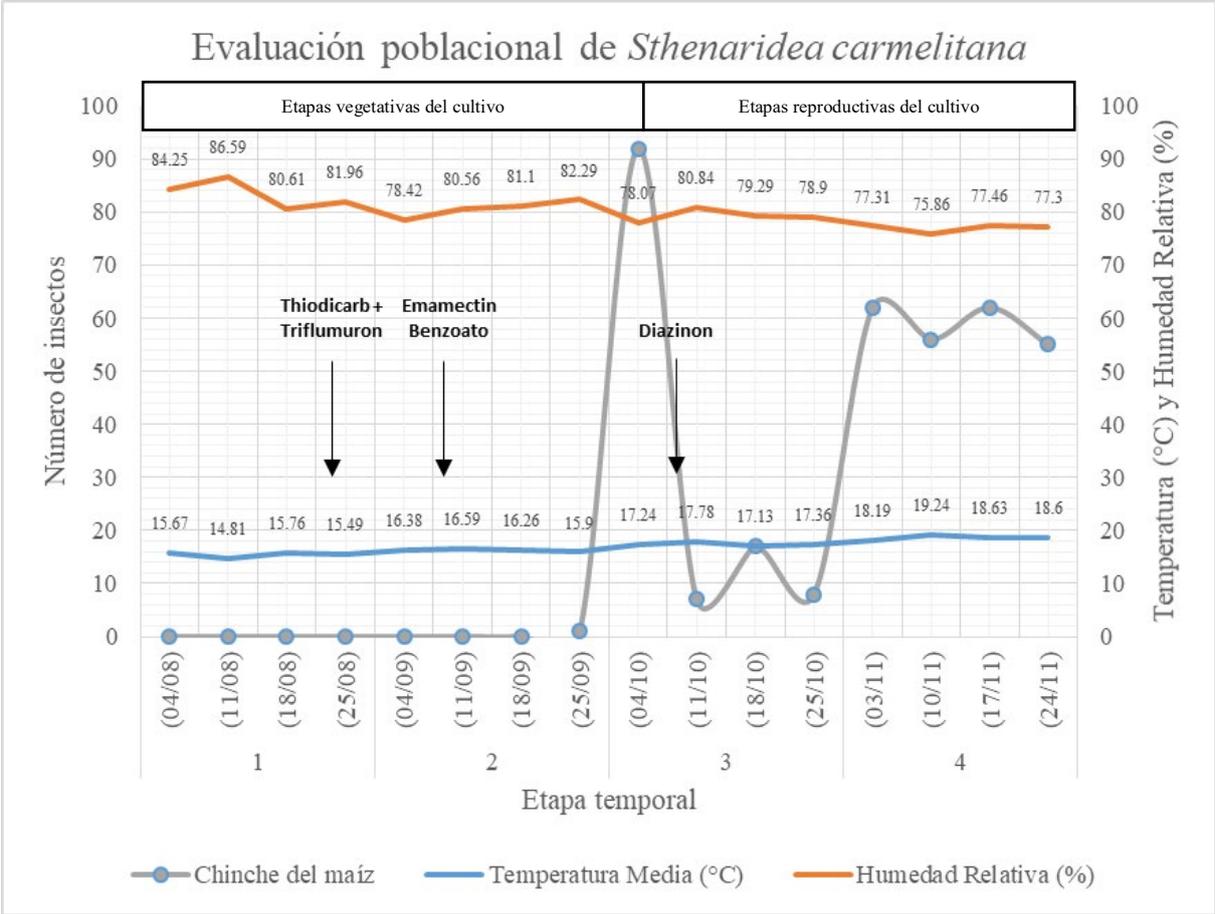


Figura 26: Evaluación poblacional por semana de *Sthenaridea carmelitana* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Para determinar el patrón de comportamiento de *Sthenaridea carmelitana* en el área de estudio, el Análisis de Varianza (ANVA) tuvo un resultado de 95.28%, con un nivel de significación del 5%. Este resultado indicó que hubo patrones establecidos en la presencia poblacional del insecto durante las evaluaciones (Figura 27, anexo 19).

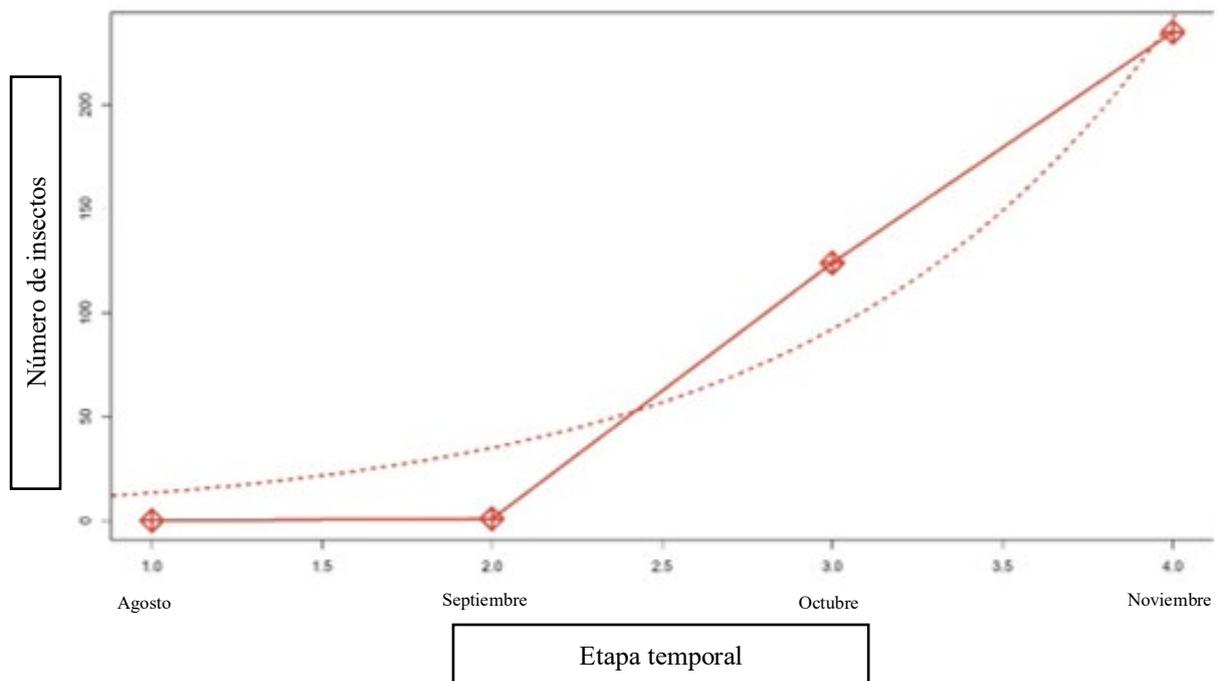


Figura 27: Patrón poblacional de *Sthenaridea carmelitana* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Reemplazando los parámetros obtenidos:

$$f(T) = 5.113 * e^{0.964*T}$$

Se observa que los registros del número de ninfas y adultos de *Sthenaridea carmelitana* siguieron un comportamiento exponencial positivo. La población mostró una tendencia a incrementar con el paso del tiempo.

Según Beingolea *et. al.* (1993), esta especie alcanza características de plaga principal en épocas de verano para la Costa Central. Asimismo, sostiene que durante los meses de enero a marzo, se registran poblaciones que superan los 1000 individuos por planta, dando lugar a un acelerado proceso de secamiento o madurez prematura del cultivo. De igual manera, Castillo (2017) indica que, tanto ninfas como adultos, se alimentan del mesófilo de la hoja, consumiendo elementos fotosintéticos y generando un secamiento prematuro de la planta.

Bajo las condiciones de este estudio, al realizarse la siembra en época de invierno, las poblaciones de *S. carmelitana* no representaron infestaciones agresivas en el cultivo. El desarrollo poblacional coincide con el fin del crecimiento rápido del cultivo e inicio de la etapa reproductiva, durante los meses de octubre y noviembre, con un ligero incremento de la

temperatura media. Por lo tanto, se confirma lo citado por Beingolea *et. al.* (1993), quienes indican que este chinche se incrementa con el aumento de la temperatura y durante la emisión de la panoja.

En el mes de octubre se registró en total una población de 124 individuos, incrementándose a 235 en noviembre, en 100 plantas evaluadas. La mayor infestación en octubre alcanzó 92 individuos/100 plantas; y en noviembre, 62 individuos/100 plantas. Estos datos coinciden con un estudio realizado en maíz amarillo de la variedad Agroceres, por Santiago (2019) en fechas de siembra similares y bajo condiciones de Huacho, Lima; donde reportó que el número de adultos en las hojas, alcanzó los más altos niveles en una evaluación del mes de noviembre, con un total de 19 individuos/1000 plantas; y en las panojas, en la última evaluación de octubre, con un total de 25 individuos/1000 plantas.

Sánchez (2004) sostiene que *S. carmelitana* fue siempre considerada como plaga secundaria, ocasional e incluso benéfica, pues se comportaba como predador de huevos de *Helicoverpa zea*. Esta afirmación podría también explicar la coincidencia del desarrollo de *S. carmelitana* con la aparición de las poblaciones de *H. zea*, a finales del mes de septiembre. Asimismo, Santiago (2019) confirmó el mismo suceso en sus evaluaciones de fluctuación poblacional, donde observó que durante la época de presencia de *H. zea* en la mazorca, se reportaron niveles altos del chinche.



Figura 28: Ninfas de *Sthenaridea carmelitana* en hoja del cultivo de maíz morado



Figura 29: Ninfas y adulto de *Sthenaridea carmelitana* en hoja del cultivo de maíz morado

4.2.6 Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de cogollero (*Spodoptera frugiperda*):

En la figura N°30 y anexo 7, se registró en la tercera semana de evaluación, el día 18 de agosto de 2018, a los 19 días después de la emergencia, la presencia de 13 larvas, a una temperatura de 15.60°C y 82.00% de humedad relativa. En las evaluaciones posteriores, la población de *S. frugiperda* alcanzó tres picos poblacionales. El primero, el día 25 de agosto de 2018 con 15 larvas, a una temperatura de 16.43°C y 79.00% de humedad relativa. El segundo, el día 11 de septiembre de 2018 con 15 larvas, a una temperatura de 16.36°C y 82.10% de humedad relativa. El tercero, el 11 de octubre de 2018 con 17 larvas, a una temperatura de 17.10°C y 80.30% de humedad relativa. Después de cada pico alcanzado, viene un descenso de poblaciones explicado por las aplicaciones químicas para el control de este insecto. La población total registrada, durante la campaña del cultivo de maíz morado fue de 71 larvas (Figura 30).

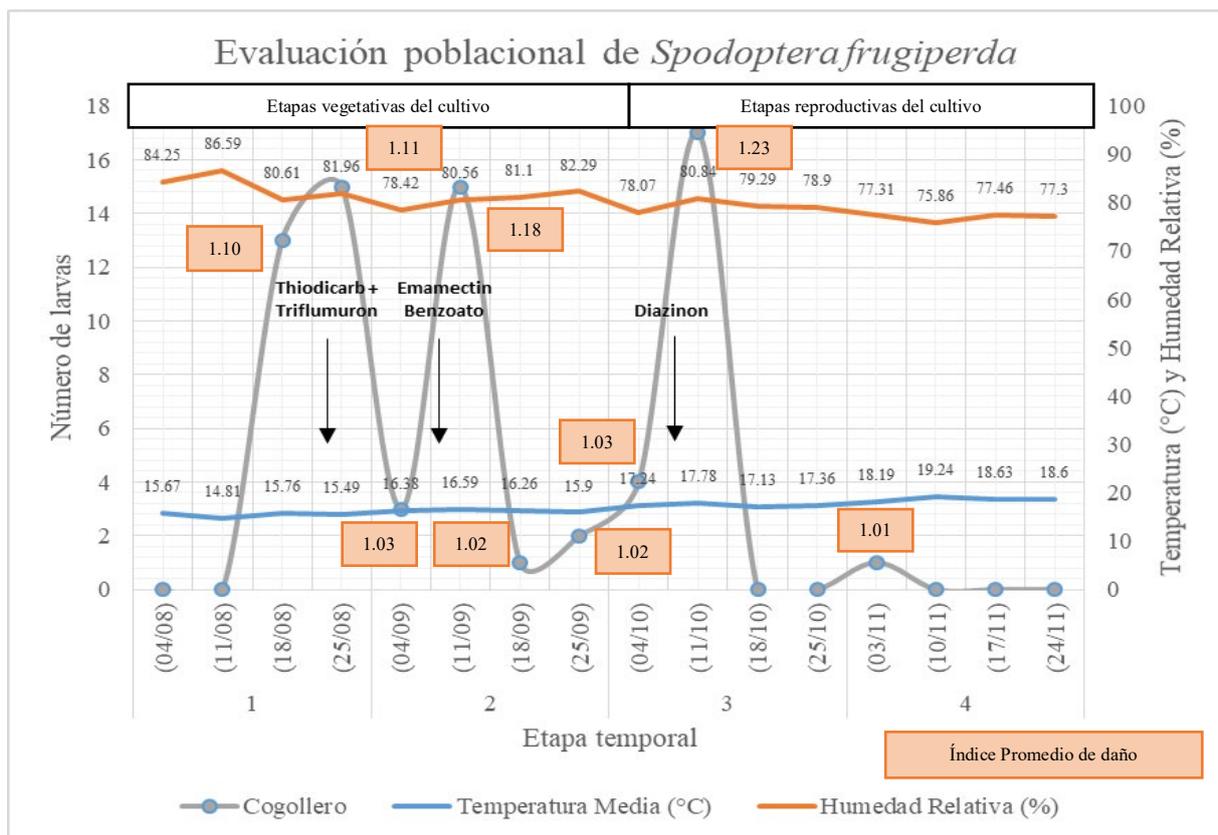


Figura 30: Evaluación poblacional por semana de *Spodoptera frugiperda* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Con respecto a la evaluación del Grado de daño por planta, estas presentaron desde Grado 1 hasta Grado 3. Por esta razón, se observaron tantas plantas sin raspaduras ni comeduras en las hojas, como plantas con agujeros irregulares que abarcaron entre el 11 y 25% de área foliar. Asimismo, se determinaron los índices promedio de daño por fecha de evaluación (Figura 30).

Para determinar el patrón de comportamiento de *Spodoptera frugiperda* en el área de estudio, el Análisis de Varianza (ANVA) tuvo un resultado de 76.81%, con un nivel de significación del 5%. Este resultado indicó que hubo patrones establecidos en la presencia poblacional del insecto durante las evaluaciones (Figura 31, anexo 20).

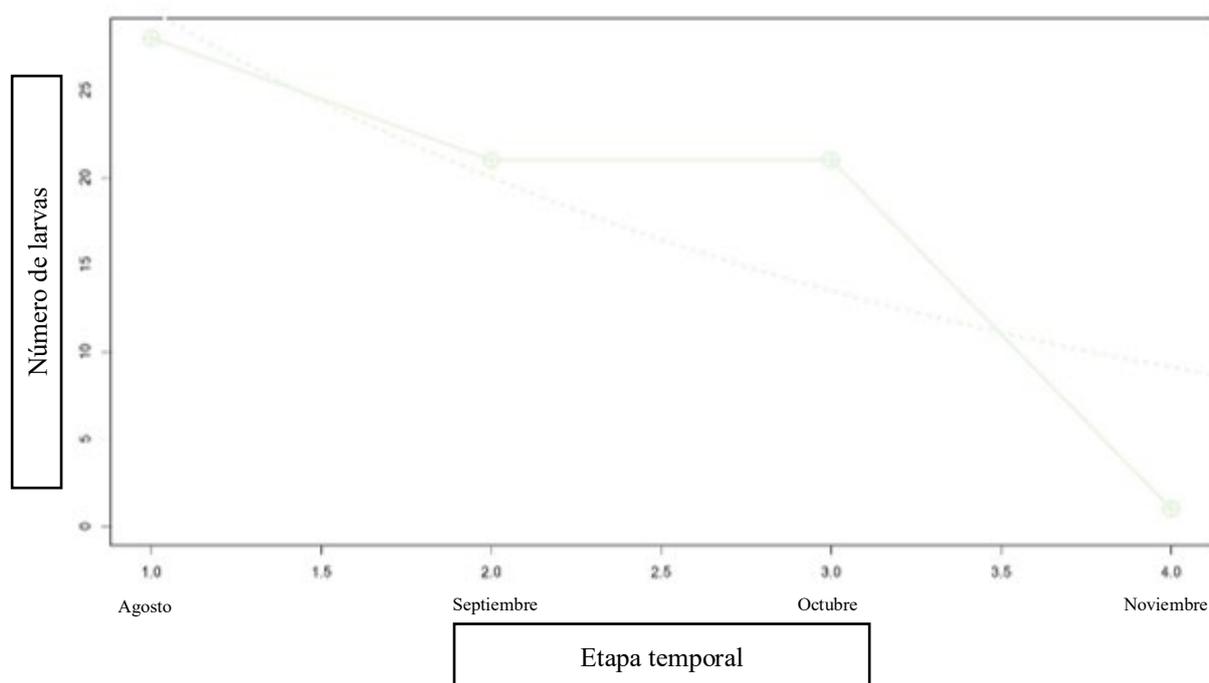


Figura 31: Patrón poblacional de *Spodoptera frugiperda* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Reemplazando los parámetros obtenidos:

$$f(T) = 43.801 * e^{-0.392*T}$$

Se observa que los registros del número de larvas de *Spodoptera frugiperda* siguieron un comportamiento exponencial negativo. La población mostró una tendencia a disminuir con el paso del tiempo.

Este insecto en su fase larval se alimenta en el cogollo o estuche, llegando a provocar la muerte de la planta, si todavía es tierna; o produciendo un debilitamiento general en las más desarrolladas (Beingolea *et al.* 1993). Asimismo, afirman que los daños son más fuertes durante los meses de mayor temperatura, en el verano, donde atacan a plantas desde que tienen entre 10 a 15 cm de altura. En la costa central y sur, las infestaciones decrecen en el invierno, para luego elevarse a fines de primavera, alcanzando las más altas entre enero y marzo (Ojeda, 2018).

Si bien es cierto, las evaluaciones de este estudio se realizaron en la campaña de invierno hasta fines de primavera, pero en este periodo se comprobó la influencia de la temperatura citada anteriormente. Se observó que la plaga alcanzó su mayor presencia el 11 de octubre, con 17 larvas/100 plantas, debido al incremento de la temperatura media a partir de los últimos días de septiembre.

En estas evaluaciones, los ataques de *S. frugiperda* iniciaron en la segunda mitad del mes de agosto, con 13 larvas/100 plantas, época en la que se registró una temperatura media de 15.8°C y humedad relativa de 80.9%. Existe una temperatura mínima de 16 a 21 °C para dispersión e inicio del vuelo de *S. frugiperda* (Mc Cambridge, 1971; citado por Neyra y Chanducas, 2009). Esto coincide con temperaturas registradas a inicios del mes de agosto, por lo que se confirma que la colonización de la plaga tuvo lugar en esta época, durante los primeros 14 días después de la emergencia.

En las plantas que manifestaron el ataque de cogollero, se encontraron: 1 planta con 3 larvas, 9 plantas con 2 larvas, y 50 plantas con 1 larva. Esta información coincide con lo descrito por Beingolea *et al.* (1993), quienes señalan que después de una a dos semanas de la colonización e inicio del ataque, lo más común es observar una sola larva de 3 a 4 cm, que masca y perfora el cogollo dejando gran cantidad de excrementos.

Casmuz *et al.* (2010) indican que existen un total de 186 plantas hospedantes citadas para *Spodoptera frugiperda*, repartidas en 42 familias. Asimismo, señalan que en Sudamérica las más importantes son: maíz, arroz, frijol, algodón, tomate y papa.

En adición, Injante y Joyo (2010), reportan a las malezas gramíneas como principales hospedantes de esta plaga. Esto coincide con cultivos y malezas que se encontraron en parcelas vecinas durante la preparación del terreno y siembra, por lo que *S. frugiperda* tuvo fuente de alimentos para colonizar posteriormente el maíz morado. Entre las plantas sembradas en parcelas dentro de la UNALM destacaron los cultivos de papa y algodón, principalmente.

El Programa de Maíz de la UNALM, durante la campaña de invierno, realiza tres aplicaciones para el control de *S. frugiperda*. En este estudio, a los 25 días después de la emergencia, se realizó la aplicación de Larvin Plus (Thiodicarb 360 g/litro + Triflumuron 120 g/litro, dosis 0.5 L/ha). Esto podría explicar la caída del número de larvas reportadas el 4 de septiembre, donde la incidencia sólo fue de 3 larvas/100 plantas. En la segunda aplicación, a los 40 días después de la emergencia, se utilizó Proclaim Opti (Emamectin benzoato 50 g/kg, dosis 125 g/ha). De la misma manera, se observó el descenso poblacional, reportándose el 18 de septiembre 1 larva/100 plantas. En la tercera y última aplicación, a los 70 días después de la emergencia, se utilizó Granolate Plus (Diazinon 10 g/kg, dosis 8 kg/ha). El mayor ataque se reportó el 11 de octubre, con 17 larvas/100 plantas, y con la última aplicación, la población descendió totalmente, reportándose el último registro de la plaga el 3 de noviembre, con 1 larva/100 plantas.

La presencia de cogollero durante la campaña de invierno no representó fuertes daños en el cultivo de maíz morado. Esto pudo deberse, además del control químico y las temperaturas, por la buena preparación del terreno que se realizó en el mes de julio. Esta consistió previamente en dos riegos pesados de machaco, con el objetivo de lograr la destrucción de pupas de la campaña anterior. Posterior a ello, se realizó la preparación del terreno con arado de discos, cruza, grada y surcado.

Se registraron poblaciones de predadores que posiblemente pudieron atacar huevos y larvas de *S. frugiperda*. Cabe resaltar que durante este estudio, el % de control biológico no fue determinado. No se encontraron larvas ecto-parasitadas en las plantas evaluadas; sin embargo, es importante que en un futuro se pueda estudiar específicamente el comportamiento de controladores biológicos durante una campaña de invierno bajo condiciones de la UNALM.



Figura 32: Larva de *Spodoptera frugiperda* en el cultivo de maíz morado



Figura 33: Daño por cogollero en hoja del cultivo de maíz morado

4.2.7 Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de gusanos de la mazorca (*Helicoverpa zea*):

En la figura N°34 y anexo 8, se registró en la octava semana de evaluación, el 25 de septiembre de 2018, a los 57 días después de la emergencia, la presencia de 8 individuos adultos, a una temperatura de 15.70°C y 83.30% de humedad relativa. En las evaluaciones posteriores, la población de *H. zea* disminuyó hasta el 18 de octubre de 2018, con el registro de 1 larva, a una temperatura de 17.45°C y 75.20% de humedad relativa. Posterior a ello, se observó un pico poblacional el 25 de octubre de 2018, con el registro de 5 larvas, a una temperatura de 18.01°C

y 76.90% de humedad relativa. Durante las evaluaciones del mes de noviembre, las poblaciones se mantuvieron bajas, con un rango de 0 a 2 larvas hasta la última evaluación. La población total registrada durante la campaña del cultivo de maíz morado fue de 24 individuos (larvas + adultos) (Figura 34).

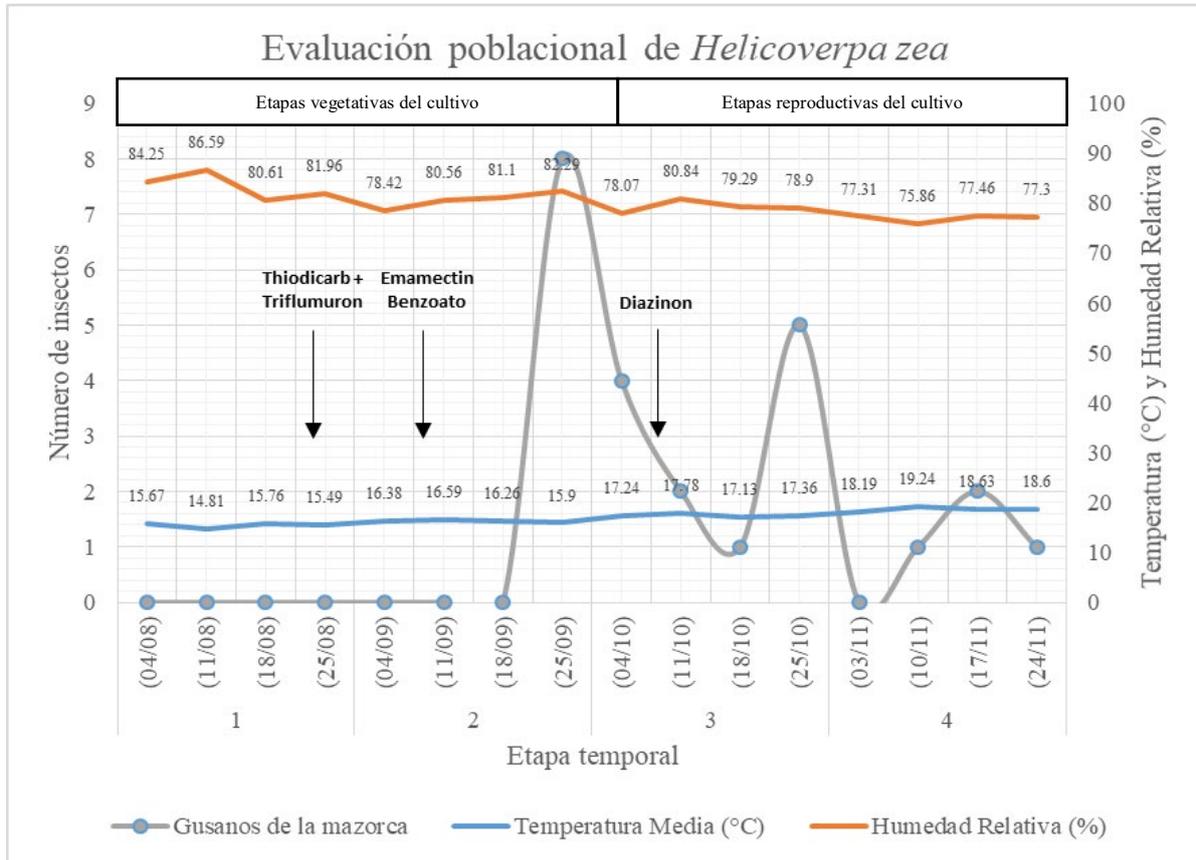


Figura 34: Evaluación poblacional por semana de *Helicoverpa zea* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Para determinar el patrón de comportamiento de *Helicoverpa zea* en el área de estudio, el Análisis de Varianza (ANVA) tuvo un resultado de 97.46%, con un nivel de significación del 5%. Este resultado indicó que hubo patrones establecidos en la presencia poblacional del insecto durante las evaluaciones (Figura 35, anexo 21).

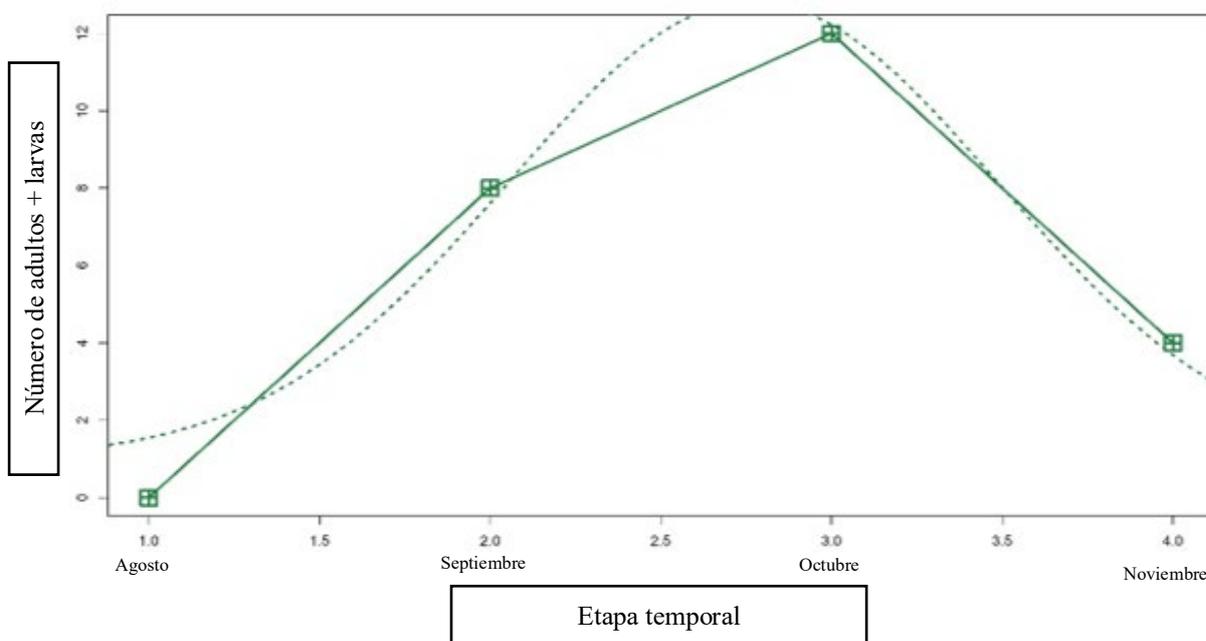


Figura 35: Patrón poblacional de *Helicoverpa zea* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Reemplazando los parámetros obtenidos:

$$f(T) = 1 - (-11.825) * e^{\left(-\frac{1}{2} \left(-\frac{(T-2.770)}{0.714}\right)^2\right)}$$

Se observa que los registros del número de individuos (larvas + adultos) de *Helicoverpa zea* siguieron un comportamiento creciente y decreciente a lo largo de la campaña. Esto es explicado por el modelo estadístico de Taylor.

Las hembras adultas depositan sus huevos en las barbas de la mazorca tan pronto estas aparecen (Beingolea *et al.* 1993). En este estudio, se reportó la presencia de adultos a fines del mes de septiembre e inicios de octubre, coincidiendo con etapas finales del crecimiento vegetativo y el comienzo de la emisión de inflorescencia masculina y femenina. Por lo tanto, coincide con la época y las condiciones de oviposición favorables descritas anteriormente.

Toctaguano (2014) sostiene que *H. zea* presenta un rango de hospedantes que pertenecen a las familias Poaceae, Malvaceae, Fabaceae y Solanaceae; en sus diferentes estados. Esto coincide con cultivos de parcelas que se instalaron incluso antes de la siembra de maíz morado, como

papa y algodón, principalmente, y pudieron albergar la plaga en ausencia de su hospedante principal.

Las larvas de *H. zea* muestran canibalismo; y por lo general, sólo una larva se desarrolla por mazorca, ocasionando daño significativo en los cultivares susceptibles (Stinner *et al.* 1977; citado por Fuentes *et al.* 1998). De igual manera, en este estudio, se reportó como máximo una larva por planta, no representando daños significativos en el cultivo de maíz morado.

Injante y Joyo (2010), sostienen que *H. zea* puede presentar, en ausencia de alimento, diapausa pupal para sobrevivir a las condiciones adversas. Como empupan en el suelo, y la preparación del terreno involucró dos riegos previos de machaco, arado de discos, cruza, grada y surcado, pudo significar un control efectivo de las poblaciones provenientes de la campaña anterior.

Valencia y Valdivia (1973) reportaron en un estudio desarrollado en el valle de Ica, la presencia de moscas de la familia Tachinidae *Archytas marmoratus* y *Archytas platonicus* C. & C. como principales controladores biológicos de *H. zea*. Durante este estudio no se registró el nivel de parasitismo; sin embargo, se observaron dípteros que pudieron pertenecer a la familia Tachinidae y tener efecto en el control de la plaga. Asimismo, como se explicó anteriormente, existen registros del comportamiento de *S. carmelitana* como predador de huevos de *H. zea*, y en este estudio; de igual manera, se reportó la presencia de ambas especies a finales del mes de septiembre, momento en el que inició la colonización de adultos de *H. zea*. Cabe resaltar que otros predadores de huevos fueron registrados, estos pertenecientes a las familias Chrysopidae, Hemerobiidae y Nabidae, principalmente.



Figura 36: Larva de *Helicoverpa zea* en el cultivo de maíz morado



Figura 37: Pupa de *Helicoverpa zea* en el cultivo de maíz morado



**Figura 38: Adulto de *Helicoverpa zea*
en el cultivo de maíz morado**

4.2.8 Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de moscas de la mazorca (*Euxesta* spp.):

En la figura N°39 y anexo 9, se registró en la novena semana de evaluación, el 04 de octubre de 2018 a los 66 días después de la emergencia, la presencia de 53 adultos, a una temperatura de 18.51°C y 76.60% de humedad relativa. En las evaluaciones posteriores, *Euxesta* spp. alcanzó un pico poblacional el 25 de octubre de 2018, con 83 individuos entre larvas y adultos, a una temperatura de 18.01°C y 76.90% de humedad relativa. Este aumento poblacional es explicado por la alimentación característica de las larvas, las cuales consumen los estigmas y parte apical de las mazorcas. Este insecto persistió hasta la maduración del cultivo, registrándose en la última evaluación, el 24 de noviembre de 2018, la presencia de 47 individuos, a una temperatura de 18.40°C y 79.00% de humedad relativa. Se observó un descenso poblacional el último mes de evaluación, influenciado por la progresiva pérdida de humedad de la mazorca. Este insecto incrementa su ataque en condiciones de alta humedad y primeros estados de desarrollo del grano. La población total registrada durante la campaña del cultivo de maíz morado fue de 380 individuos, entre larvas y adultos (Figura 39).

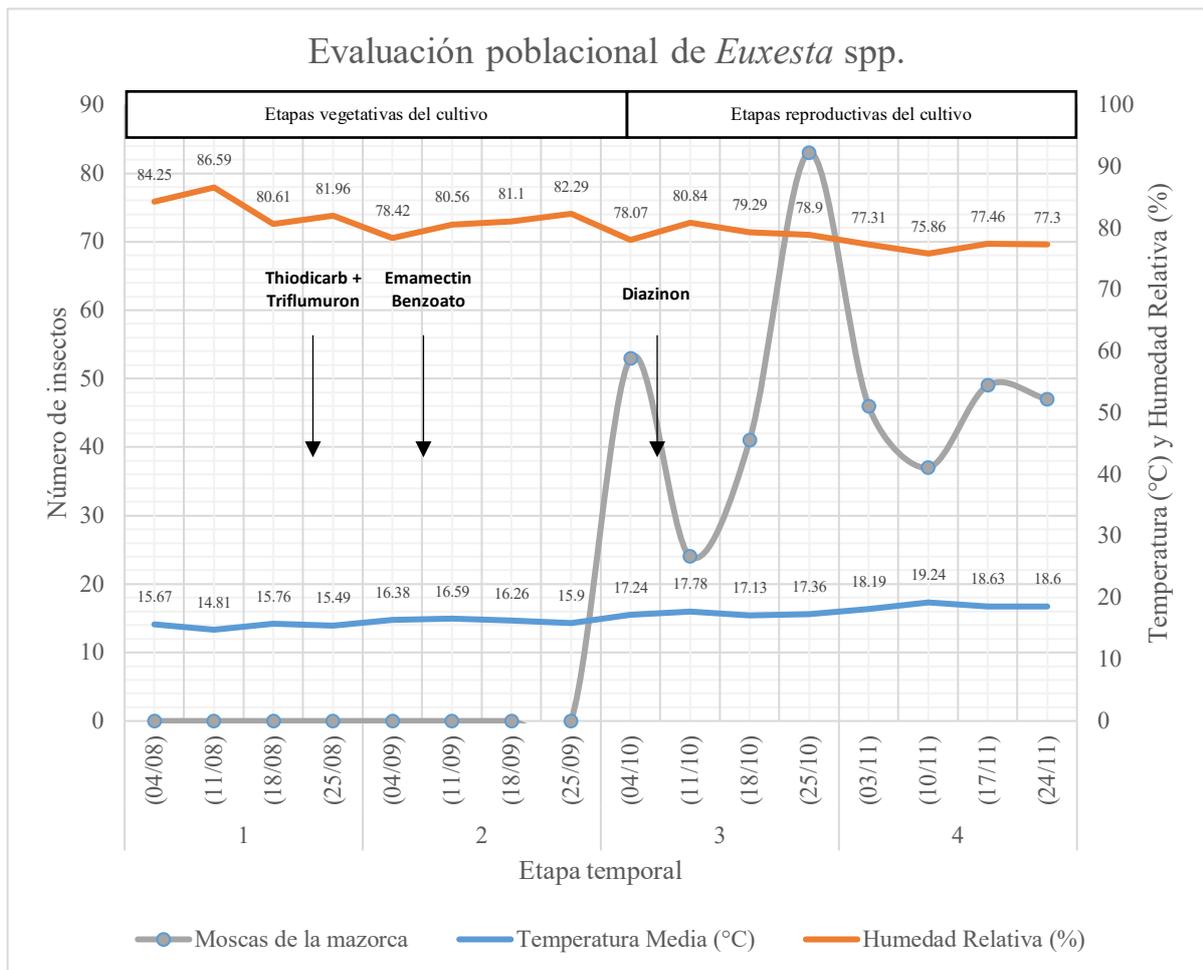


Figura 39: Evaluación poblacional por semana de *Euxesta* spp. en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Para determinar el patrón de comportamiento de *Euxesta* spp. en el área de estudio, el Análisis de Varianza (ANVA) tuvo un resultado de 72.25%, con un nivel de significación del 5%. Este resultado indicó que hubo patrones establecidos en la presencia poblacional del insecto durante las evaluaciones (Figura 40, anexo 22).

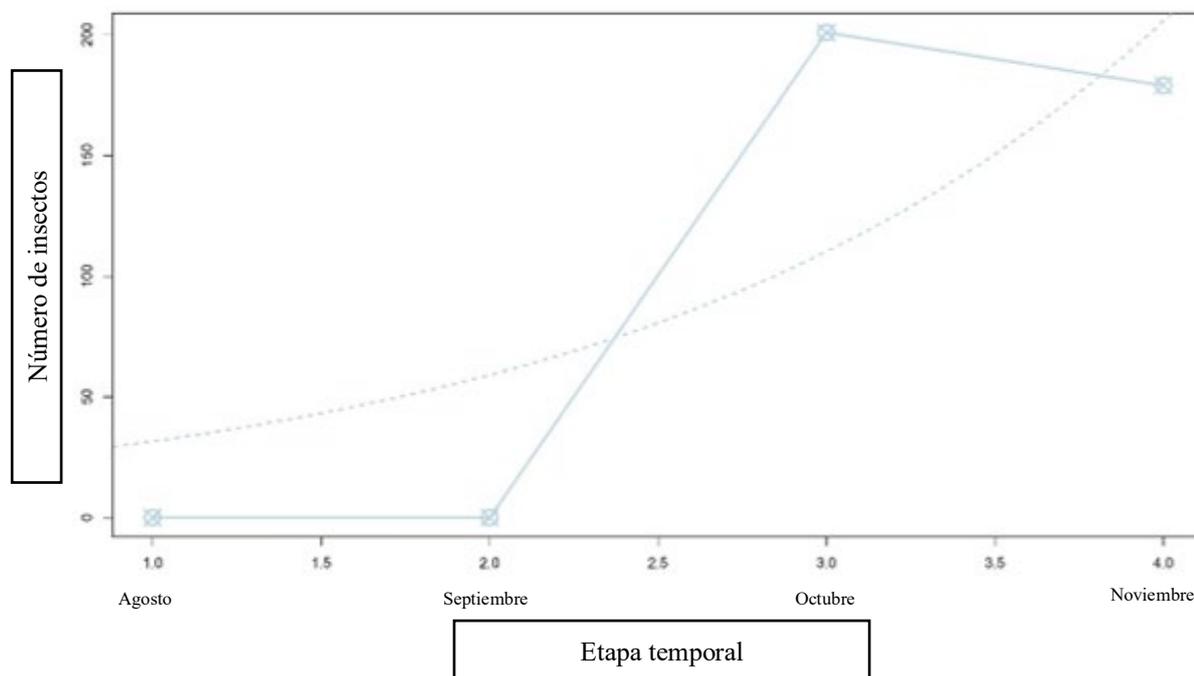


Figura 40: Patrón poblacional de *Euxesta* spp. en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Reemplazando los parámetros obtenidos:

$$f(T) = 16.989 * e^{0.624 * T}$$

Se observa que los registros del número de larvas y adultos de *Euxesta* spp. siguieron un comportamiento exponencial positivo. La población mostró una tendencia a crecer con el paso del tiempo.

Beingolea *et al.* (1993) sostienen que las larvas de *Euxesta* spp. se alimentan de los pistilos y luego del grano semi-lechoso, produciendo fuertes pudriciones. Asimismo, afirman que pueden ingresar a la mazorca independientemente; es decir, no necesitan del ingreso de otros insectos para afectarla. De igual manera, Frías (1978) comprobó en un estudio realizado en Chile, que especies de este insecto colocan la gran mayoría de los huevos al comienzo de la fase reproductiva del cultivo, de preferencia en las envolturas de la parte apical de las mazorcas de escaso desarrollo, en las cuales todavía no se visualizan externamente los estigmas.

Se comprueba lo citado anteriormente con la época de aparición del insecto en este estudio, debido a que la colonización de los adultos coincidió con el inicio de la fase reproductiva del maíz morado. Las larvas de *Euxesta* spp. atacaron de manera independiente, pues en la mayoría

de los casos, en las mazorcas sólo se reportó la presencia de este insecto, coincidiendo con lo registrado por Beingolea *et al.* (1993). Por el contrario, difiere de los resultados obtenidos por Curis *et al.* (2015) en Santa Fe, Argentina, donde la presencia de la “mosca de los estigmas” estuvo relacionada con la presencia de *H. zea* en las mazorcas.

Las especies del género *Euxesta* spp. poseen una gran cantidad de hospedantes que incluyen cultivos como yuca, ajo, tomate, papa, guayaba, banano, entre los más importantes; además de malezas como la higuera, e inclusive, se comportan en algunos casos como saprófitas (Seal *et al.*, 1996; citado por Curis *et al.*, 2015). Esto podría explicar la conservación de la plaga en cultivos vecinos, teniendo una parcela de papa a pocos metros entre crecimiento vegetativo y floración; así como otros campos de maíz distribuidos dentro de las áreas de siembra de la UNALM.

La temperatura y la humedad relativa son factores que controlan la abundancia de las poblaciones de los representantes del género *Euxesta* (Curis *et al.* 2015). Frías (1978) observó que a 25°C, hembras de *Euxesta* spp. desovan como promedio una mayor cantidad de huevos que a 16°C. Asimismo, conforme se incrementa la humedad relativa, aumenta la abundancia de la especie, confirmado en otro estudio en el valle de Lluta, Arica, realizado por Huepe *et al.* (1986).

Durante las etapas temporales 3 (octubre) y 4 (noviembre), se presentaron temperaturas medias de 17.5°C y 18.9°C, con una humedad relativa en promedio de 79.0% y 76.0%; respectivamente. Hubo mayor variación en la HR con respecto a la T°. Esto puede explicar mayor presencia de la plaga durante el mes de octubre, por lo que se confirma lo citado anteriormente en relación a la influencia de la humedad relativa con la densidad poblacional.

No se conoce la existencia de enemigos naturales eficientes contra esta plaga potencial del maíz (Beingolea *et al.*, 1993); sin embargo, en algunas zonas, se controla con aplicaciones de insecticidas para plagas claves, como *H. zea* y *Spodoptera* spp. según Curis *et al.*, reportado en Argentina. Probablemente, la última aplicación contra *S. frugiperda* influyó en las poblaciones del insecto.

Injante y Joyo (2010), señalan que la alimentación de los adultos de *Euxesta* spp. consiste en la miel segregada por los individuos del Orden Hemiptera. De igual manera, Catalán (2016) en un informe final sostuvo que los adultos de *Euxesta* spp. se alimentan de la miel producida por hemípteros, y que pueden presentarse en la fase de desarrollo vegetativo de la planta, cuando

hay fuerte daño por cogollero; mientras que en la etapa reproductiva, se ubican en el haz y envés de las hojas próximas a la mazorca. Esto confirma la presencia del insecto en las mismas etapas temporales, a fines del crecimiento vegetativo e inicios del reproductivo, cuando se incrementaron las poblaciones de *D. maidis* y *P. maidis*. Estos en su fase adulta depositan gotas de miel en las hojas, según Loladze *et al.* (2016).



Figura 41: Larva de *Euxesta* spp. en el cultivo de maíz morado



Figura 42: Pupa de *Euxesta* spp. en el cultivo de maíz morado



Figura 43: Adulto de *Euxesta* spp. en el cultivo de maíz morado

4.2.9 Conteo de poblaciones y modelo de regresión no lineal de la polilla del ápice de la mazorca (*Tallula atramentalis*):

En la figura N°44 y anexo 10, se registró el 18 de octubre de 2018, a los 80 días después de la emergencia, la presencia de 20 larvas, a una temperatura de 17.45°C y 75.20% de humedad relativa. En las evaluaciones posteriores, *T. atramentalis* se mantuvo en crecimiento y alcanzó dos picos poblacionales. El primero, el 25 de octubre de 2018 con 29 larvas, a una temperatura de 18.01°C y 76.90%. El segundo, el 17 de noviembre de 2018 con 29 larvas, a una temperatura de 18.29°C y 77.40% de humedad relativa. Las poblaciones de este insecto incrementaron en

el último mes de evaluación, debido a su preferencia por consumir los estigmas y granos en proceso de maduración. La población total registrada durante la campaña del cultivo de maíz morado fue de 143 individuos (Figura 44).

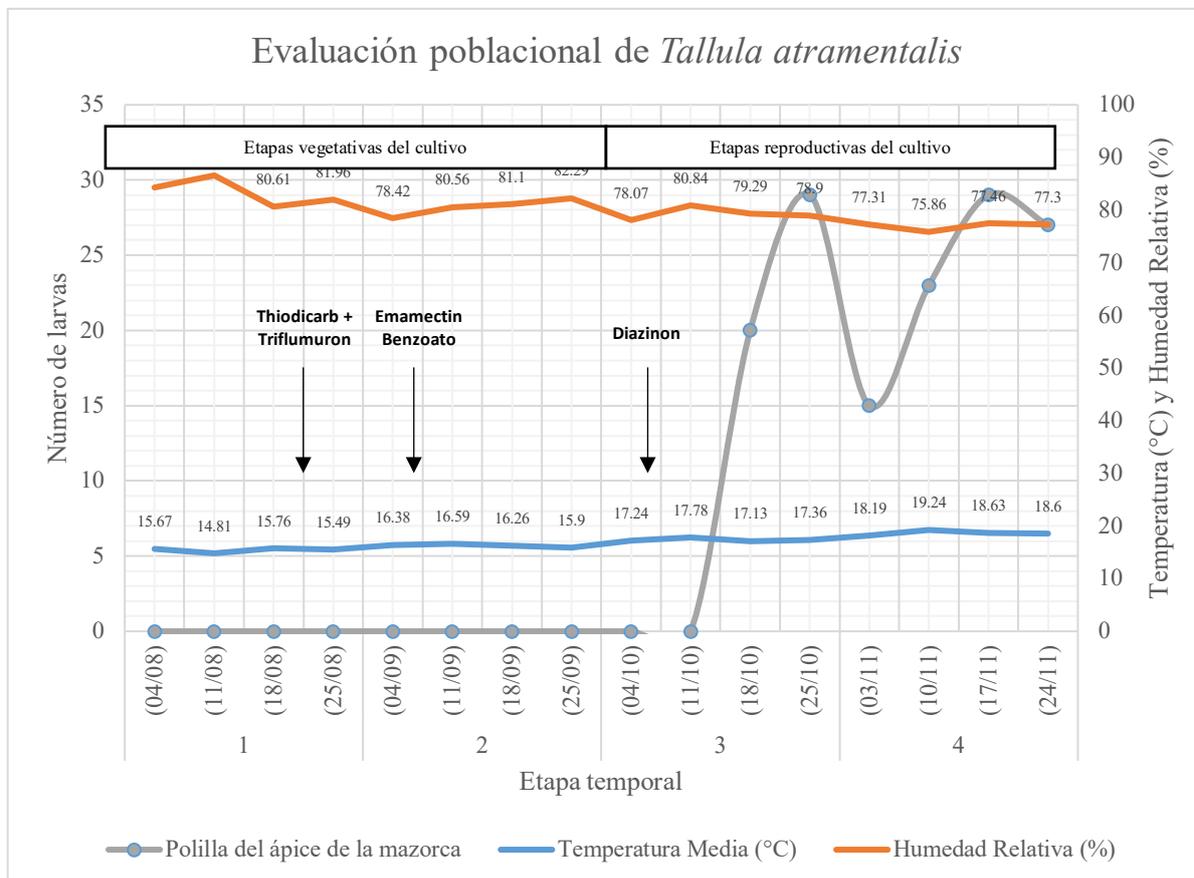


Figura 44: Evaluación poblacional por semana de *Tallula atramentalis* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Para determinar el patrón de comportamiento de *Tallula atramentalis* en el área de estudio, el Análisis de Varianza (ANVA) tuvo un resultado de 95.34%, con un nivel de significación del 5%. Este resultado indicó que hubo patrones establecidos en la presencia poblacional del insecto durante las evaluaciones (Figura 45, anexo 23).

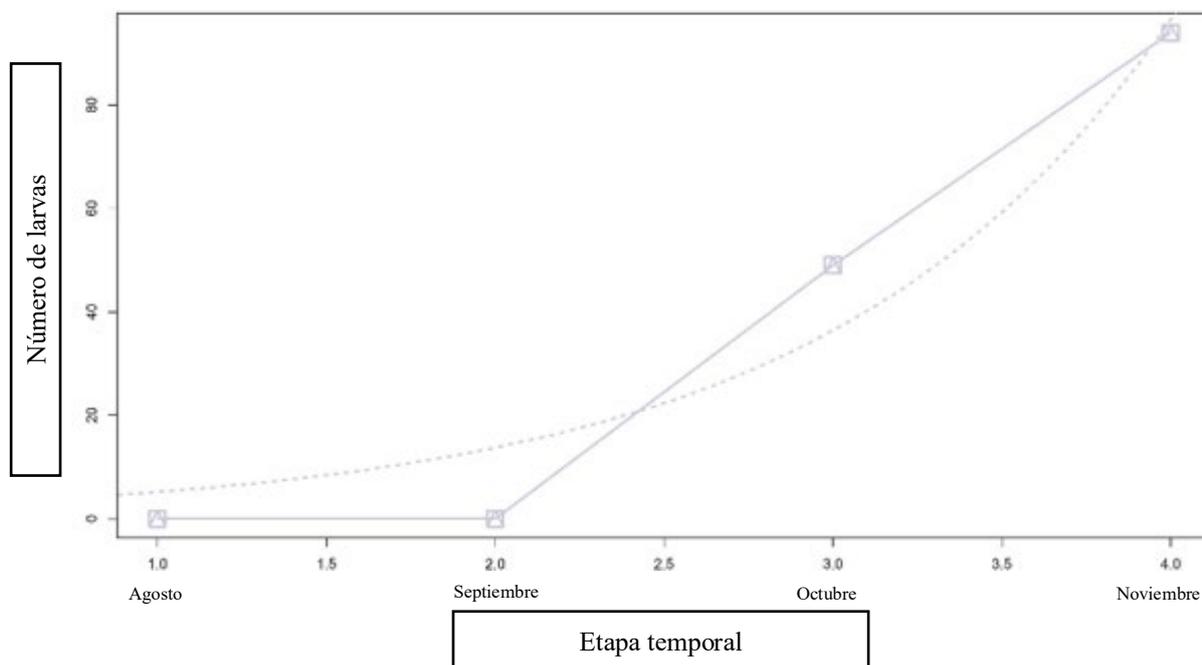


Figura 45: Patrón poblacional de *Tallula atramentalis* en el cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

Reemplazando los parámetros obtenidos:

$$f(T) = 1.956 * e^{0.975 * T}$$

Se observa que los registros del número de larvas de *Tallula atramentalis* siguieron un comportamiento exponencial positivo. La población mostró una tendencia a incrementar en las últimas etapas temporales de la campaña.

Es una plaga secundaria que ataca de preferencia el grano duro, no lechoso, con tendencia de oviposición en los pistilos y brácteas del maíz (Beingolea *et al.*, 1993). De igual manera, en otro estudio realizado bajo condiciones de Perú, Catalán (2016) confirmó el mismo hábito de oviposición, y sostuvo que la larva recién emergida se alimenta de los pistilos para luego ingresar a la mazorca y consumir granos maduros, así como también esta plaga muestra preferencia por pistilos secos. Por lo tanto, los registros de la plaga en este estudio coinciden con el comportamiento descrito anteriormente, pues las primeras larvas surgieron durante la época de emisión de los estigmas del maíz, y la población se incrementó conforme la mazorca se acercaba a la maduración fisiológica al final de la campaña.

Hoyle (1961), en un estudio realizado en la costa central del Perú, explicó la influencia de la temperatura y humedad sobre el ataque de *T. atramentalis*. En el verano, encontró el mayor número de huevos ovipositados, al igual que mayor daño y propagación de la plaga. Asimismo, indicó que aparentemente prospera mejor en ambientes secos, y ello también ha sido descrito por Injante y Joyo (2010), y Catalán (2016). Esto coincide con las variaciones de temperatura y humedad reportadas en este estudio. En el mes de octubre, se presentó una T° media de 17.5°C y HR de 79.0%, en promedio. En el mes de noviembre, una T° media de 18.9°C y HR de 76.0%. Las temperaturas incrementaron y las condiciones de humedad disminuyeron, por lo que se concluye que estas variables meteorológicas influyeron en el aumento poblacional de *T. atramentalis* al final de la campaña.

Injante y Joyo (2010) señalan que *T. atramentalis* presenta otras plantas hospedantes tales como algodónero, sorgo, girasol, higuera, paca, granado, ají, maní, kiwicha, entre las más importantes. Hoyle (1961) determinó que el alimento más apropiado para *T. atramentalis* son las barbas frescas de maíz, seguido de la higuera y en tercer lugar del algodón. Asimismo, reportó que larvas procedentes del maíz pueden alimentarse satisfactoriamente de higuera y algodón. Las poblaciones de la campaña anterior al desarrollo de este estudio (siembra de verano), en ausencia de maíz, pudieron migrar hacia estos cultivos, incluyendo el granado, los cuales están presentes en diversas parcelas dentro de la UNALM.

Se han reportado como eficientes predadores de huevos de *T. atramentalis* a especies de los géneros *Chrysoperla*, *Nabidae*, *Geocoris* y *Orius*; así como de coccinélidos, en estudios realizados por Injante y Joyo (2010) y Hoyle (2016), con porcentajes de control de hasta 37%. Si bien en este estudio no se evaluó el control biológico ejercido por estos insectos, sí se registró la presencia de varios de ellos, pudiendo tener algún efecto en la disminución de la población entre algunas semanas de evaluación.

Cabe resaltar que el principal método de control de esta plaga es no dejar sobremadurar los campos de maíz, ni que este momento coincida con la floración de plantas hospedantes como el algodónero, principalmente. Al final de este estudio, hubo un retraso en la cosecha, y esta se realizó un mes después de la última evaluación. En este lapso (mes de diciembre), se registró una T° media de 20.9°C y HR de 74.8%, en promedio mensual, favoreciendo el ataque de la plaga, por lo que a la cosecha se reportaron daños en algunas mazorcas.



Figura 46: Larva de *Tallula atramentalis* en mazorca del cultivo de maíz morado



Figura 47: Larva de *Tallula atramentalis* a la cosecha en el cultivo de maíz morado

4.3 ANÁLISIS DE LA HOMOGENEIDAD ENTRE ETAPAS TEMPORALES

Las infestaciones de las plagas descritas anteriormente fueron agrupadas para su análisis en cuatro etapas temporales, las cuales correspondieron a los meses de agosto, septiembre, octubre y noviembre del año 2018, para el cultivo de maíz morado. Cada etapa estuvo conformada por cuatro evaluaciones correspondientes a cuatro semanas, las cuales fueron agrupadas a fin de obtener el total poblacional mensual. Estadísticamente, se buscó probar si hubo diferencias de registros entre las etapas temporales, según el conteo total de todas las plagas.

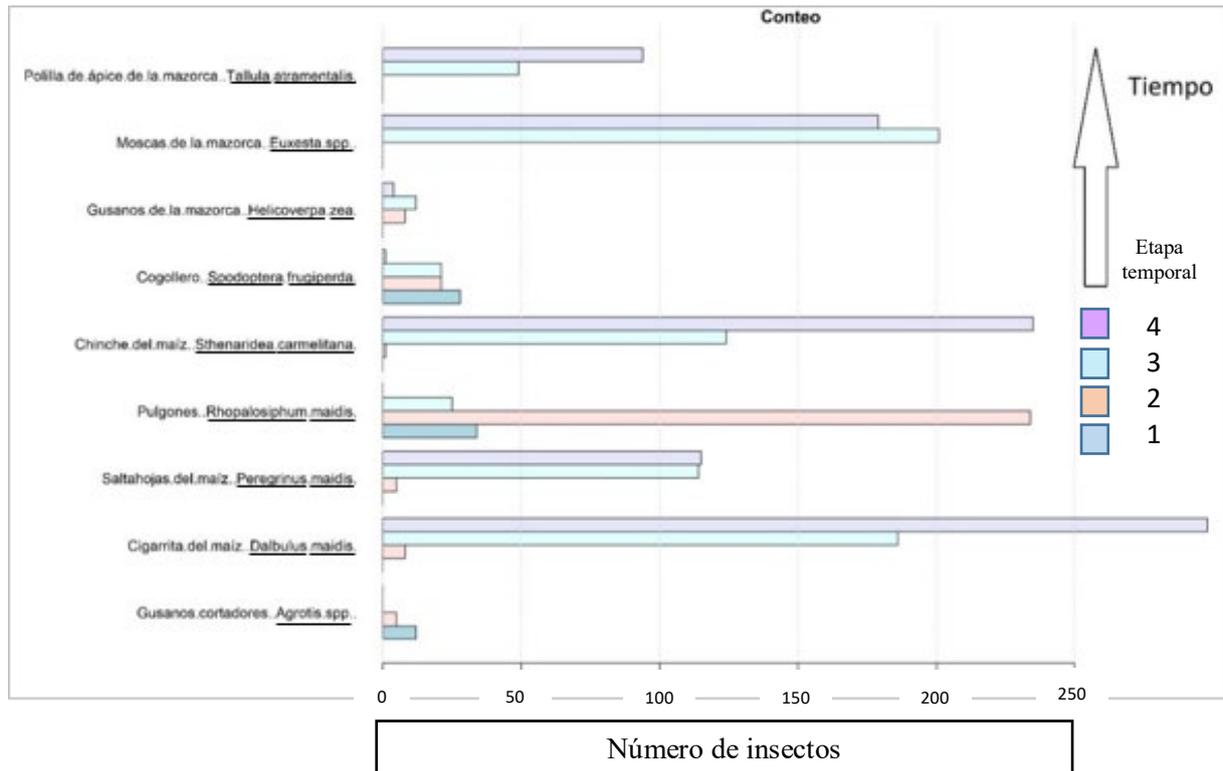


Figura 48: Análisis descriptivo entre las etapas temporales de cada insecto evaluado

Se realizó una prueba de homogeneidad con el empleo del análisis estadístico Chi-Cuadrado. A un nivel de significación del 5%, se rechazó la hipótesis planteada anteriormente. Por lo tanto, se pudo comprobar que las poblaciones de insectos no son homogéneas; es decir, hubieron diferencias significativas entre las cuatro etapas temporales. (Tiempos A_i ($i=1, 2, 3, 4$))

Esta variación mensual registrada estuvo influenciada por factores climáticos y por las etapas fenológicas que presentó el cultivo de maíz morado, principalmente. La campaña se realizó durante las estaciones de invierno y primavera, por lo que la incidencia de los insectos no estuvo dentro de los rangos de temperatura óptima para causar fuertes daños al cultivo. Sin embargo, entre cada etapa temporal hubieron variaciones meteorológicas que pudieron afectar las poblaciones registradas.

En el mes de agosto, cuando el cultivo inició la fase de emergencia y crecimiento vegetativo lento, se presentó una temperatura media mensual de 15.57°C, con humedad relativa de 82.5% (Figura 49). En este periodo, se registraron poblaciones de *Agrotis spp.*, *Diabrotica spp.*, *Rhopalosiphum maidis* y *Spodoptera frugiperda* (Figura 50).

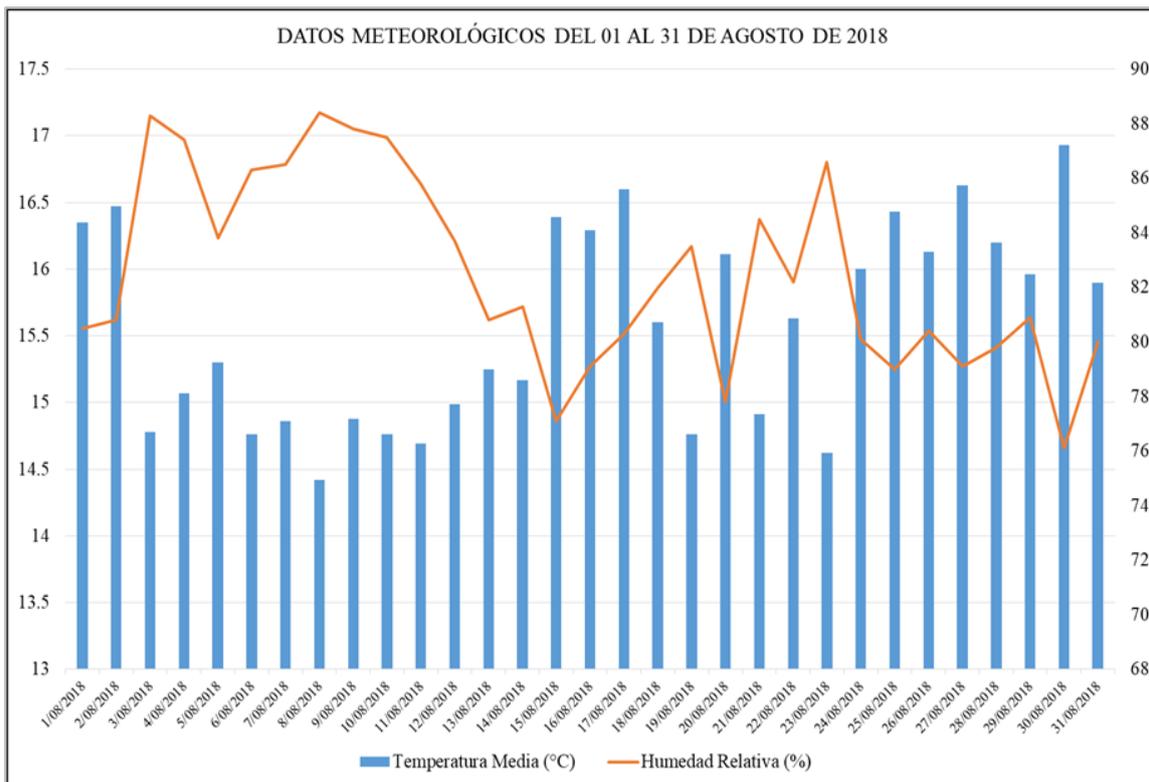


Figura 49: Fluctuación de variables climáticas en el mes de agosto de 2018

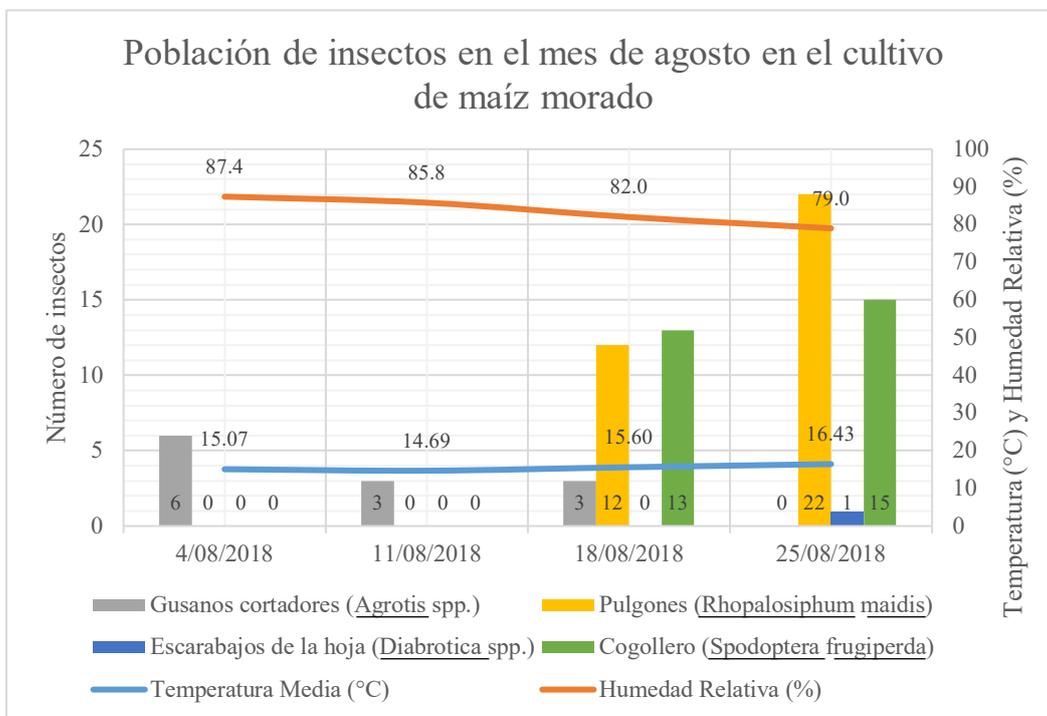


Figura 50: Relación de poblaciones de insectos y variables climáticas en el mes de agosto de 2018

Durante este periodo de crecimiento vegetativo, INTAGRI (2012) señala que el cultivo distribuye la mayor parte de la energía a la formación de follaje; por lo que la planta muestra cierta tolerancia a la pérdida de este a causa del ataque de alguna plaga. Asimismo, coincide con los insectos reportados para esta fase, donde predominan gusanos de tierra, cogollero, escarabajos de la hoja y pulgones, caracterizados por su comportamiento de alimentación de partes turgentes de la planta. En un inicio, a la emergencia del cultivo, es la parte basal aún tierna, por lo que los primeros 30-40 días representan un periodo crítico frente al ataque de estas plagas.

Labores culturales como la preparación del terreno, con dos riegos de machaco previos e incorporación de NPK a los 26 días después de la emergencia, permitieron mantener bajos niveles poblacionales de insectos como gusanos cortadores y escarabajos de la hoja, fortaleciendo el crecimiento de las plántulas. Podemos apreciar que el ligero incremento de la temperatura, coincidió con el aumento de las infestaciones de pulgones, además del desarrollo creciente del número de hojas, lo cual propició mayor área de infestación. Finalmente, inició el ataque de cogollero, a la tercera semana post-emergencia, característico dentro del periodo crítico de la planta (15 a 50 cm de altura, según Beingolea *et al.*, 1993), realizándose la primera aplicación fitosanitaria para el control de esta plaga (aplicación de LARVIN PLUS) a los 25 días post-emergencia.

En el mes de septiembre, cuando el cultivo inició la fase de crecimiento vegetativo rápido, se presentó una temperatura media mensual de 16.42°C, con humedad relativa de 80.2% (Figura 51). En este periodo, se registraron poblaciones de *Agrotis spp.*, *Diabrotica spp.*, *Rhopalosiphum maidis*, *Spodoptera frugiperda*, *Elasmopalpus lignosellus*, *Dalbulus maidis*, *Peregrinus maidis*, *Sthenaridea carmelitana* y *Helicoverpa zea* (Figura 52).

El incremento de la temperatura, propio del inicio de la primavera, coincide con el crecimiento poblacional de la mayoría de plagas. Asimismo, el desarrollo rápido del área foliar del cultivo, previo a la floración, marca la aparición de insectos característicos de esta etapa.

La población que registró crecimiento en mayor medida correspondió a los pulgones del maíz *R. maidis*, como se observa en la figura 52. Estos se alimentan de los azúcares contenidos en el follaje del cultivo, sobre todo en las hojas y vainas en desarrollo, por lo que se confirmó la tendencia y predisposición del maíz morado al ataque de esta plaga durante los primeros 60 días. Cabe resaltar que se registraron mayormente individuos alados al inicio de la colonización.

Esto coincide con lo señalado por Castillo (2013), quien indica que la presencia de adultos alados en las plantas es característica al inicio de la campaña.

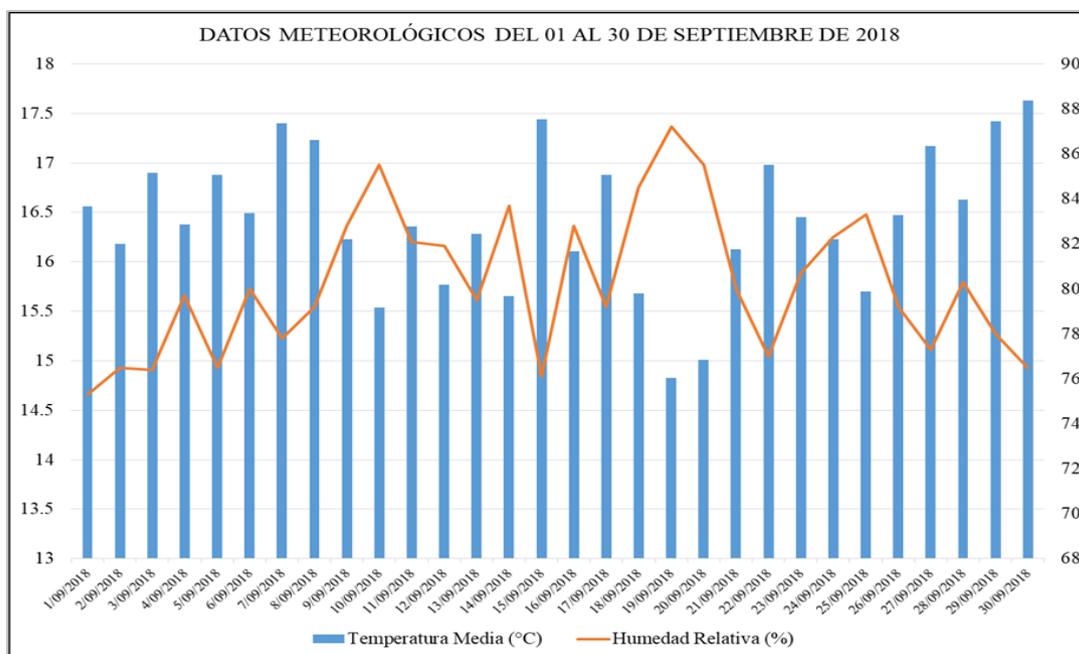


Figura 51: Fluctuación de variables climáticas en el mes de septiembre de 2018

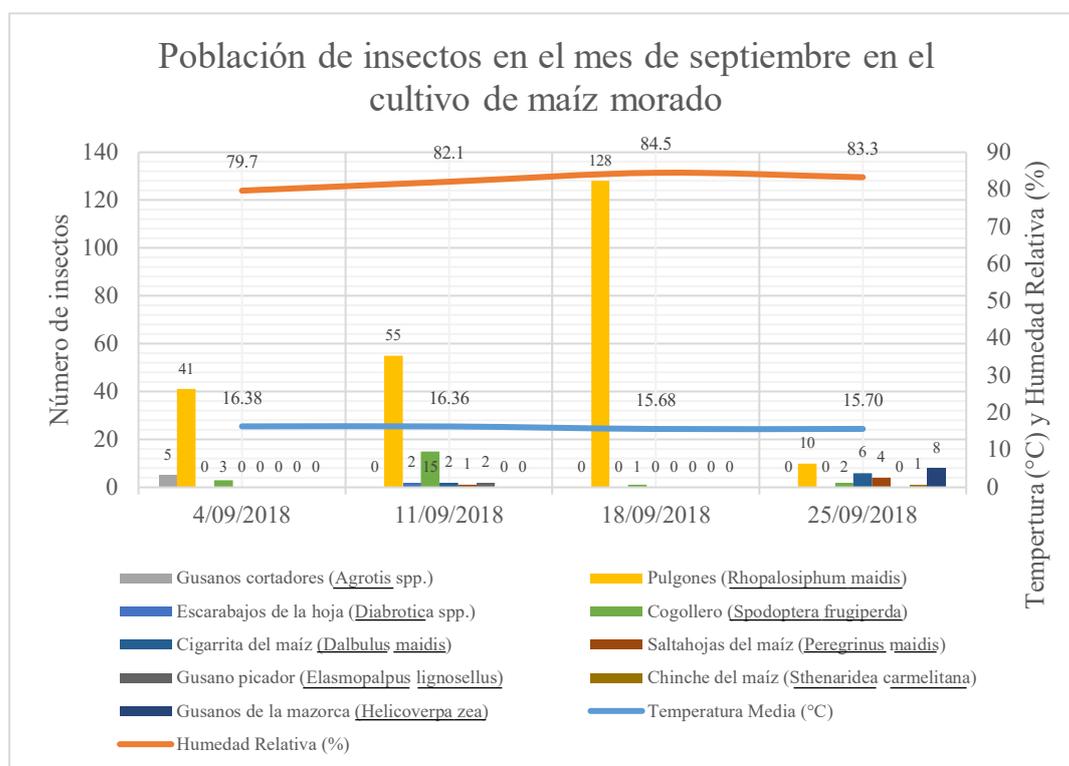


Figura 52: Relación de poblaciones de insectos y variables climáticas en el mes de septiembre de 2018

De igual manera, otros insectos picadores-chupadores, tales como *D. maidis* y *P. maidis*, desarrollaron sus primeras poblaciones, pues presentan el mismo hábito alimenticio que los pulgones. Esto coincide con lo descrito por Gutiérrez (2019), quien indicó una alimentación basada en la succión directa de la savia del floema y xilema de las hojas, extrayendo así nutrientes vitales de la planta.

Por otro lado, se evidenció la disminución de poblaciones de *S. frugiperda*, como resultado de la aplicación de PROCLAIM OPTI, a los 40 días post-emergencia. Este insecticida muestra un modo de acción translaminar y de contacto, por lo que pudieron generar la caída poblacional de otros insectos.

A finales de esta etapa, se registró la aparición de primeros individuos adultos de *S. carmelitana* y *H. zea*, coincidiendo con la pre-floración (inflorescencias masculinas y femeninas próximas a visualizarse). Beingolea *et al.* (1993) sostienen que la oviposición de estos insectos se caracteriza por tener lugar en esta etapa reproductiva del cultivo, coincidiendo con la colonización registrada en este estudio.

En el mes de octubre, cuando el cultivo se encontraba a fines de la fase de crecimiento vegetativo rápido e inicios de las etapas reproductivas, se presentó una temperatura media mensual de 17.49°C, con humedad relativa de 79.0% (Figura 53). En este periodo, se registraron poblaciones de *Diatraea saccharalis*, *Diabrotica* spp., *Rhopalosiphum maidis*, *Spodoptera frugiperda*, *Euxesta* spp., *Dalbulus maidis*, *Peregrinus maidis*, *Sthenaridea carmelitana*, *Helicoverpa zea*, *Tallula atramentalis* y *Cyanopepla alonzo* (Figura 54).

En esta etapa, las poblaciones ápteras de pulgones comenzaron a disminuir gradualmente. Esto podría estar relacionado con el inicio de la translocación de fotosintatos, desde las partes vegetativas del maíz hacia las mazorcas próximas a desarrollarse, marcando el inicio de la senescencia de las hojas inferiores (Lafitte, 2001), hábitat que predominó en las poblaciones registradas durante el estudio.

Las poblaciones de cogollero aumentaron tres semanas después de la aplicación con PROCLAIM OPTI. Según la etiqueta del producto, este presenta un periodo de carencia de 7 días, por lo que se explica el resurgimiento de la plaga al disminuir la cantidad de ingrediente activo presente en el cultivo. Aproximadamente, a los 70 días post-emergencia, se realizó la última aplicación contra *S. frugiperda*. Se empleó GRANOLATE PLUS, y con ello se controló

por completo la presencia de la plaga, disminuyendo hasta registrarse por última vez la primera semana de noviembre.

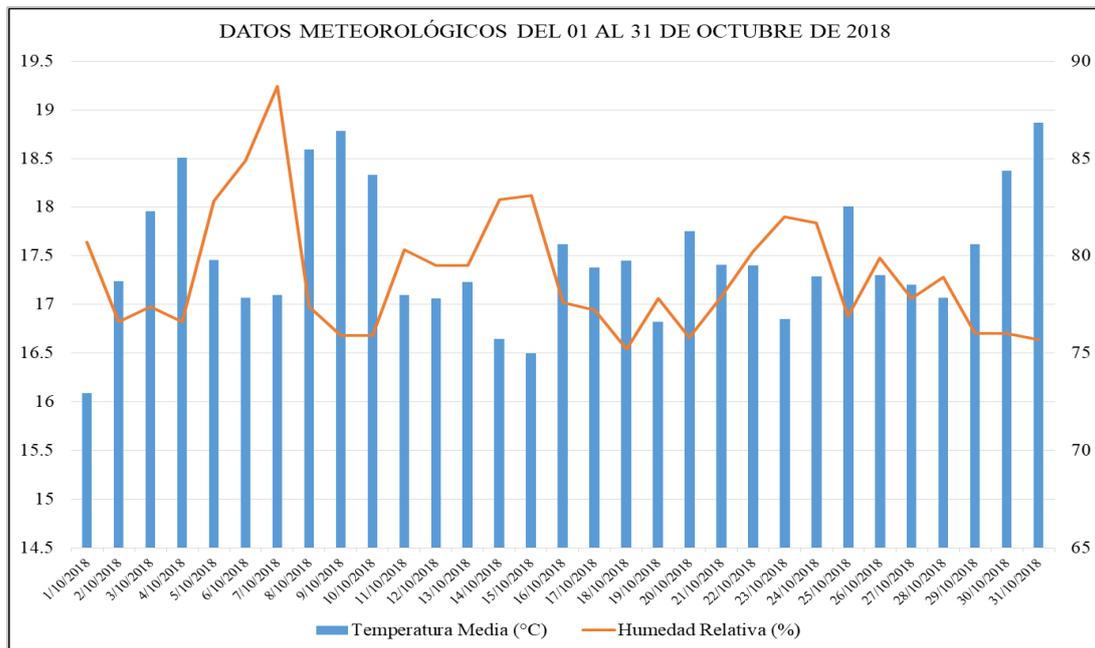


Figura 53: Fluctuación de variables climáticas en el mes de octubre de 2018

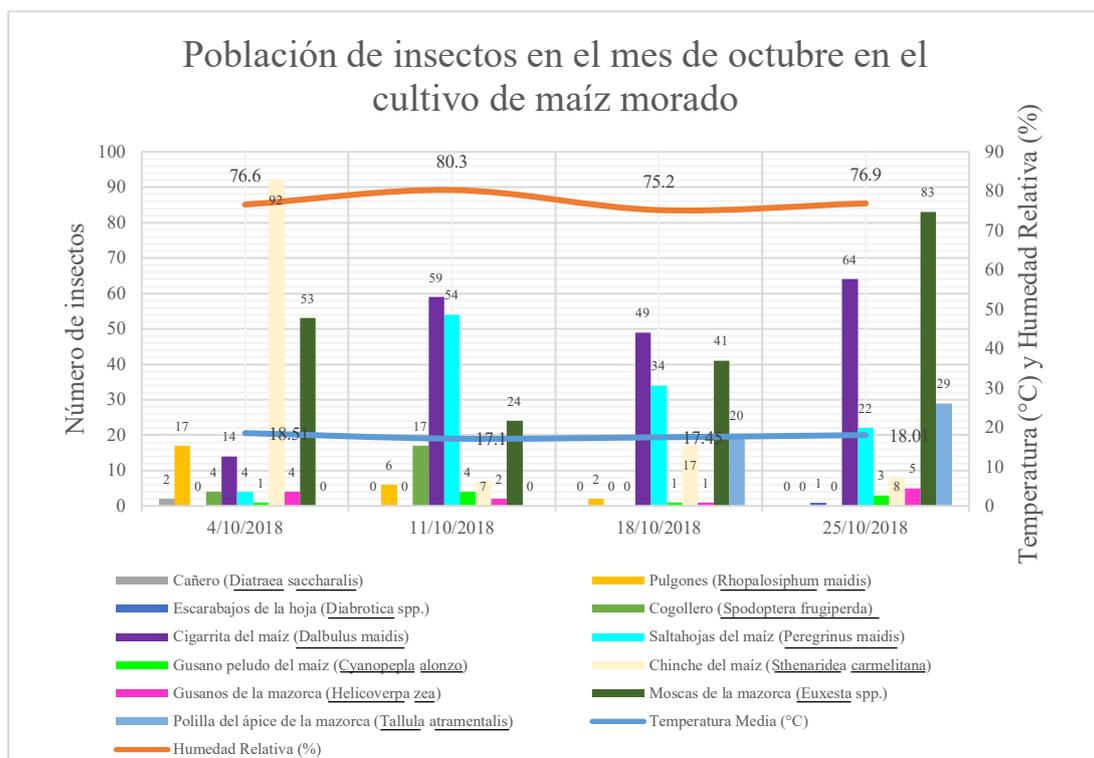


Figura 54: Relación de poblaciones de insectos y variables climáticas en el mes de octubre de 2018

Entre la primera y segunda semana de octubre, las inflorescencias masculinas quedaron expuestas, dando inicio a la fase reproductiva del cultivo. Se evidenció colonización del chinche del maíz, *S. carmelitana*, en las hojas y panojas. Castillo (2013) indica que las hembras se localizan en las inflorescencias masculinas por ser los órganos que prefieren para la oviposición. Por lo tanto, las altas poblaciones registradas estuvieron relacionadas con estos hábitos propios de la plaga al establecerse en el cultivo.

Los registros de adultos de *Euxesta* spp. iniciaron en esta etapa. A los pocos días después de la exposición de las panojas, se visualizaron los estigmas del cultivo. Estos constituyen fuente de alimento para larvas de esta mosca; además de ser el lugar propicio para la oviposición de hembras adultas de *H. zea*, cuyos registros también coincidieron de igual manera con esta etapa. Hacia finales del mes de octubre, llevándose a cabo el inicio del crecimiento y desarrollo del grano de las mazorcas, se registraron las primeras larvas de *T. atramentalis*, las cuales se han caracterizado por el ataque y preferencia hacia los estigmas que se encuentran en proceso de maduración.

Las poblaciones de cigarritas se incrementaron durante esta etapa temporal. Probablemente las aplicaciones fitosanitarias pudieron disminuir su presencia en las primeras fases vegetativas del cultivo, donde es más característica la visualización de adultos. En este estudio se agruparon tanto ninfas como adultos por conteo poblacional, pero se observó mayor número de ninfas en las poblaciones registradas. Esto coincide con lo reportado en un boletín técnico por Aragón *et al.* (2013), donde afirman que las infestaciones iniciales para el caso de ninfas, suelen verse cuando la planta tiene de 8 a 10 hojas, generalmente. Cabe resaltar que el desarrollo de las cigarritas coincide con las poblaciones de *Euxesta* spp., confirmando que este último se alimenta de las excretas azucaradas segregadas por los hemípteros.

Es importante resaltar la presencia de *Cyanopepla alonzo* durante esta época. Se confirma lo descrito por Beingolea *et al.* (1993), quienes afirman que esta plaga se presenta ocasionalmente en la Costa Central durante primaveras calurosas. Si bien es cierto, las temperaturas no superaron los 19°C, pero se incrementaron con respecto a las registradas los meses anteriores.



Figura 55: Larvas de *Cyanopepla alonzo* en hoja del cultivo de maíz morado



Figura 56: Larvas policromas de *Cyanopepla alonzo* en maíz morado



Figura 57: Adulto de *Cyanopepla alonzo* del cultivo de maíz morado

Por último, en el mes de noviembre, cuando el cultivo se encontraba en las etapas finales reproductivas, se presentó una temperatura media mensual de 18.99°C, con humedad relativa de 76.0% (Figura 58). En este periodo, se registraron poblaciones de *Diabrotica* spp., *Spodoptera frugiperda*, *Euxesta* spp., *Dalbulus maidis*, *Peregrinus maidis*, *Sthenaridea carmelitana*, *Helicoverpa zea* y *Tallula atramentalis* (Figura 59).

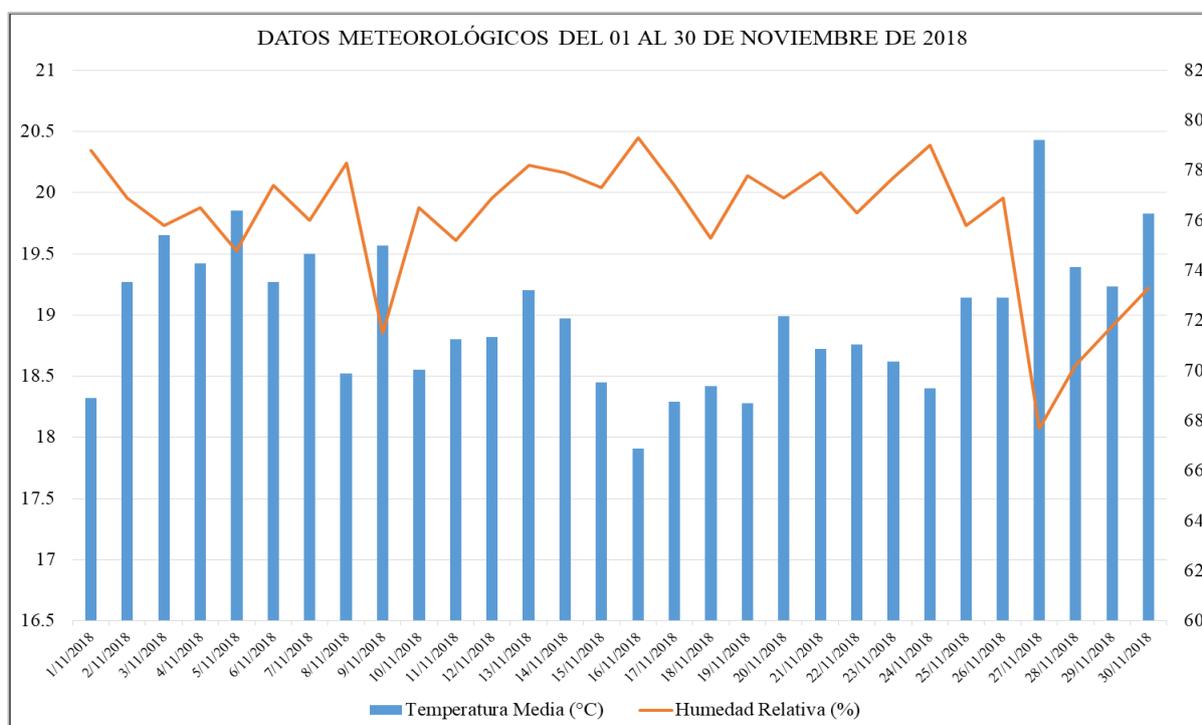


Figura 58: Fluctuación de variables climáticas en el mes de noviembre de 2018

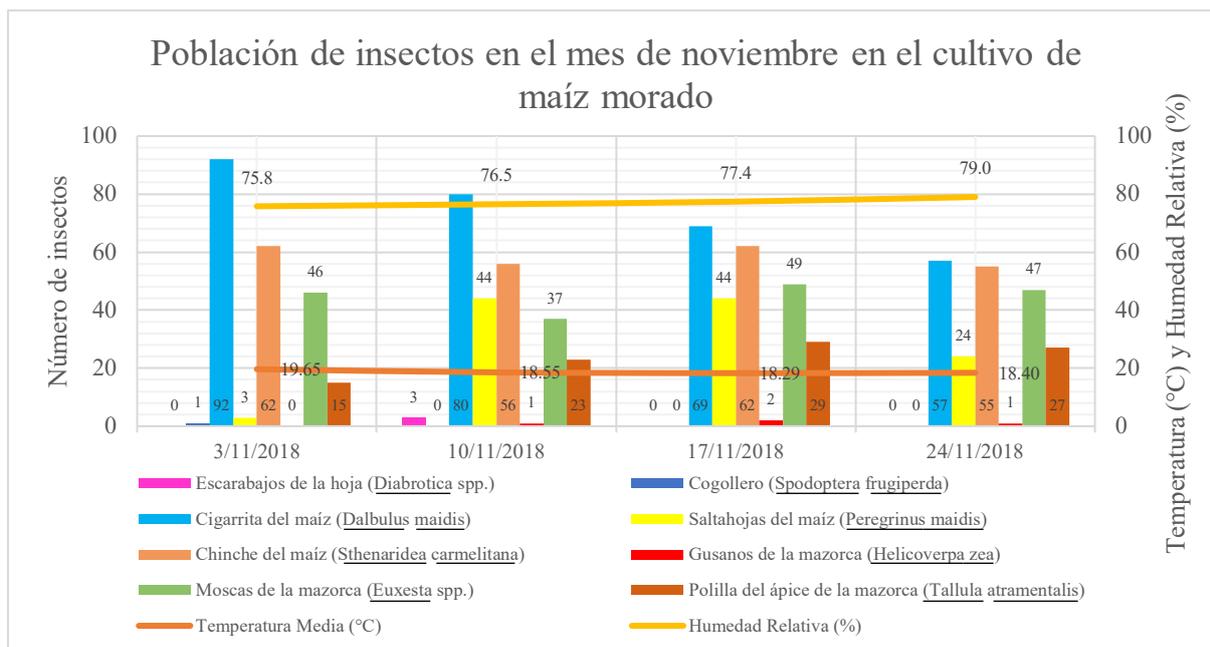


Figura 59: Relación de poblaciones de insectos y variables climáticas en el mes de noviembre de 2018

En el último mes de evaluación, el cultivo se encontraba en las etapas finales de desarrollo del grano, alcanzando la madurez fisiológica a fines de noviembre. Durante estas semanas, se registraron las temperaturas más altas con respecto a los meses anteriores de evaluación, por lo que las poblaciones de insectos incrementaron, al tener condiciones más óptimas para su desarrollo.

Se pudo observar que las poblaciones de cigarritas fueron disminuyendo en el transcurso de las evaluaciones hasta llegar a la madurez del cultivo. Al ya no ser una fuente de alimento atractiva para este conjunto de plagas, se pudieron iniciar las migraciones de adultos en busca de nuevas plantas hospedantes.

Las poblaciones del chinche del maíz se mantuvieron estables entre cada evaluación de noviembre; sin embargo, en su totalidad se presentaron mayores registros que en los meses anteriores. Esto se debió al estado fenológico propiamente del cultivo, puesto que el desarrollo de las etapas reproductivas del maíz propicia la presencia de esta plaga. Coincide con lo registrado por Sánchez (2004), quien indicó la preferencia de las hembras de esta especie por realizar la oviposición en las panojas del cultivo.

La presencia de cogollero sólo se registró en la primera evaluación de noviembre. Por lo tanto, las aplicaciones que se realizaron, así como las labores culturales de preparación de terreno,

fertilización y riego, aminoraron el ataque de esta plaga, y aseguraron el crecimiento fortalecido de la planta desde la siembra del cultivo.

Las poblaciones de *H. zea* fueron mínimas en esta etapa, contrario a los registros de *T. atramentalis*. Esto se debió principalmente a los estados de maduración de los granos de la mazorca. En el primer caso, *H. zea* prefiere granos lechosos en primeras etapas de formación, y conforme estos van adquiriendo dureza, se vuelven fuente de alimento para larvas de *T. atramentalis*. Cabe resaltar que aplicaciones contra cogollero pudieron tener efecto sobre *H. zea*, al aparecer esta plaga antes que *T. atramentalis* y en momentos donde se realizó el control fitosanitario. Asimismo, la presencia de algunos predadores de huevos pudo tener efecto de control biológico.

Por último, la presencia de larvas de *Euxesta* spp. se incrementó en esta etapa. La mayoría de poblaciones fueron registradas en el ápice de las mazorcas afectando a los granos, sin la presencia de otras especies que pudieron haber atacado previamente. Por lo tanto, se comprueba lo descrito en las discusiones de esta plaga por Beingolea *et al.* (1993), con respecto al ataque independiente de la especie.

4.4 DAÑOS REPORTADOS EN MAZORCAS A LA COSECHA

En la evaluación realizada a la cosecha del cultivo, se reportaron mazorcas dañadas por pájaros y larvas, principalmente *Euxesta* spp. y *T. atramentalis*. De las 756 mazorcas evaluadas (Figura 60), correspondiente a 2 surcos cosechados, 104 mazorcas presentaron picoteado de pájaros, 378 manifestaron ataque de larvas, y finalmente 274 no presentaron daño alguno. En términos de porcentajes, estos representan 13.76%, 50.0% y 36.24%, respectivamente. Probablemente, la demora en la cosecha incrementó el ataque de plagas y daño de mazorcas. Esto también es señalado por Marcal *et al.* (1991), quienes sostienen que “cuanto más larga sea la permanencia del producto en el campo, para el secado natural en la planta, menor será el rendimiento de granos enteros”. Las mazorcas observadas para determinar el ataque de larvas, variaron entre Grado 1 a Grado 3; es decir, desde mazorcas libre de daños hasta aquellas que presentaron daños hasta 5 cm de profundidad, o con un 11 a 25% de granos dañados (Figuras 63 y 64). El índice promedio de daño en mazorcas, considerando sólo las que presentaron daño por el ataque de larvas, fue de 1.77 (Mazorcas: 274 Grado 1, 255 Grado 2 y 123 Grado 3).

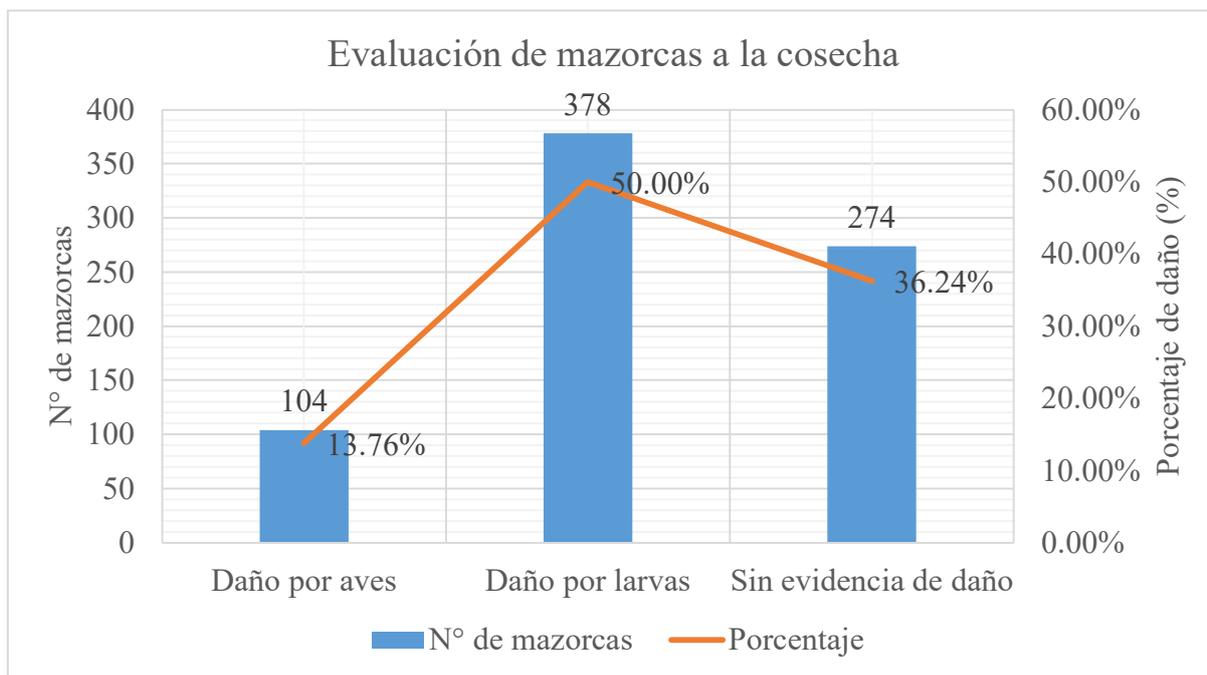


Figura 60: Daños reportados en cosecha de mazorcas del cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018



Figura 61: Cosecha de dos surcos del cultivo de maíz morado bajo condiciones de La Molina, Lima, 2018

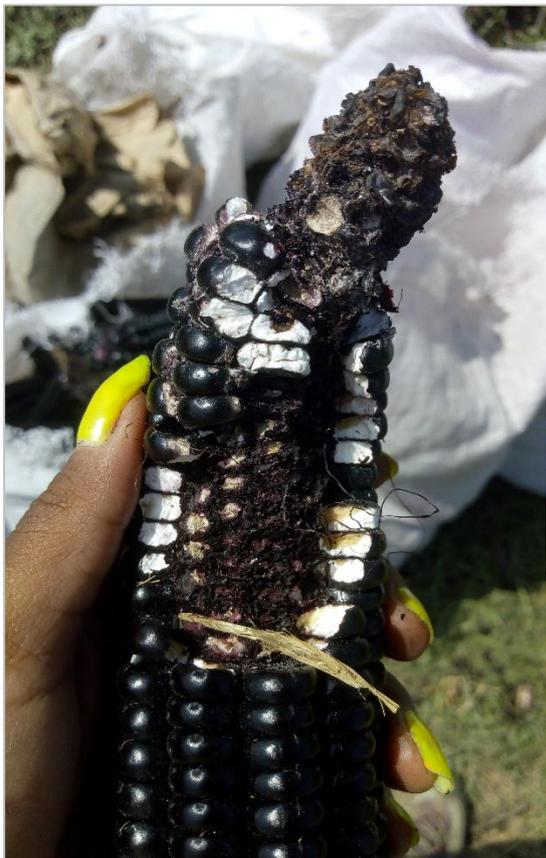


Figura 62: Mazorca de maíz morado dañada por picoteado de pájaros



Figura 63: Ápice de mazorca de maíz morado dañado por larvas



Figura 64: Mazorcas sin evidencia de daño

4.5 INCIDENCIA DE INSECTOS PREDADORES REPORTADOS EN EL CULTIVO DE MAÍZ MORADO

Las familias y especies registradas durante la campaña del maíz morado se detallan en la tabla 5. Estas corresponden a predadores de las plagas descritas anteriormente en el estudio, y cuya presencia se registró de las plantas tomadas en cada evaluación. Asimismo, los registros poblacionales se detallan en la figura 65.

Tabla 5: Insectos predadores presentes en la zona del cultivo

Órdenes, familias y especies registradas	Tipo de alimentación
<i>Chrysoperla externa</i> , <i>Ceraeochrysa cincta</i> Orden Neuróptera: Familia Chrysopidae	Principalmente de huevos y larvas de primer estado de <i>Spodoptera frugiperda</i> y <i>Helicoverpa zea</i> . En ausencia de estos, se alimentan de pulgones (Núñez, 1988; citado por Salazar, 2016).
<i>Hemerobius</i> spp. Orden Neuróptera: Familia Hemerobiidae	De huevos y ninfas de ácaros, mosca blanca, pulgones; huevos de lepidópteros (Reguilón, 2008).
<i>Nabis punctipennis</i> Orden Hemíptera: Familia Nabidae	Los huevos y larvas de diversas especies de lepidópteros son presas comunes (Ojeda, 1971; citado por Romero <i>et al.</i> , 2007). En un estudio, se observaron grupos de 5 a 10 individuos depredando larvas desarrolladas del gusano de la mazorca <i>Helicoverpa zea</i> , de hasta más de 30 mm de longitud (Romero <i>et al.</i> , 2007).
<i>Cycloneda sanguinea</i> , <i>Hippodamia convergens</i> , <i>Harmonia</i> sp. Orden Coleóptera: Familia Coccinellidae	Son polípagos; sin embargo, muestra preferencia por los pulgones del maíz en sus diferentes estados biológicos (Escalante, 1972).
<i>Condylostylus similis</i> Orden Díptera: Familia Dolichopodidae	Depredadores de pequeños ácaros, pulgones, moscas blancas y larvas de lepidópteros (Portugal, 2012; citado por Borst y Rodríguez, 2018).

Como información adicional, en las evaluaciones se pudieron observar algunas moscas, probablemente pertenecientes a la familia Tachinidae. Estas se posaban repentinamente sobre unas cuantas plantas durante la toma de datos en el estudio. Podrían comportarse como parasitoides de las plagas descritas; por lo que estudios posteriores sobre parasitismo en el cultivo de maíz morado enriquecería la investigación.

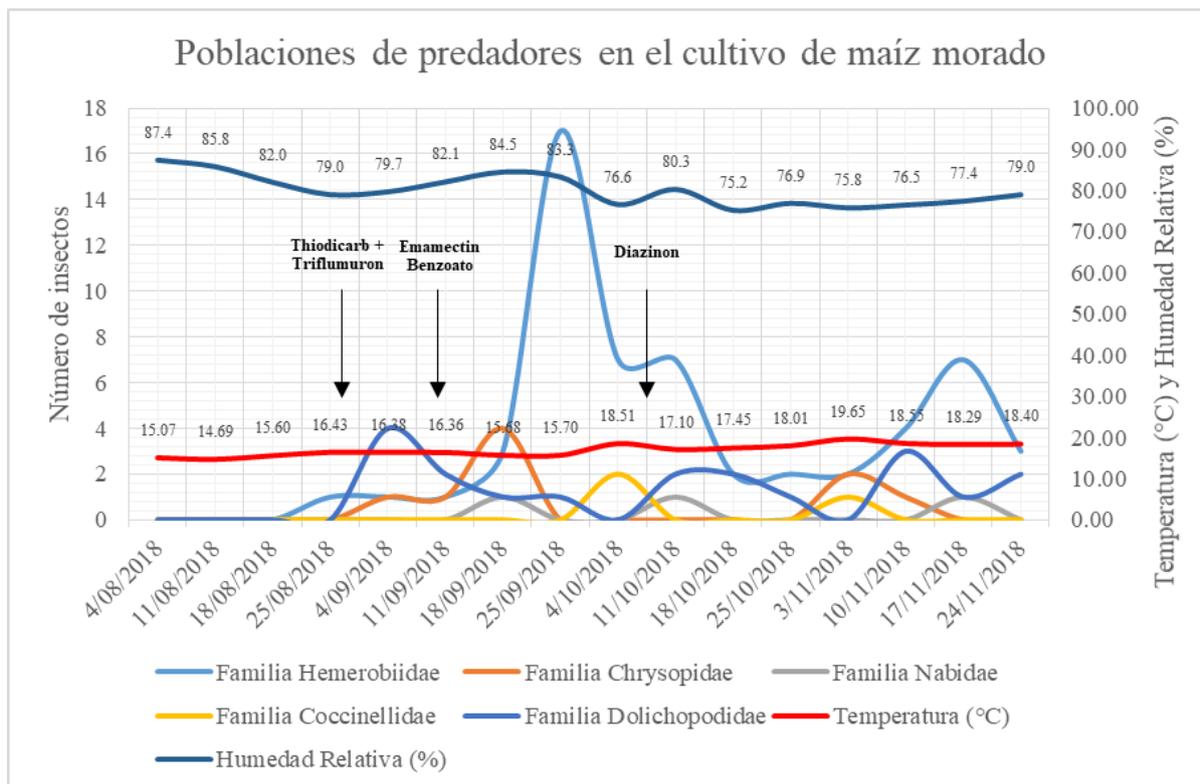


Figura 65: Registros poblacionales de predadores en el cultivo de maíz morado, La Molina, Lima, 2018

Durante las evaluaciones, se registraron familias que actúan como predadores en diferentes etapas biológicas de las plagas. Joyo e Injante (2013) sostienen que las Familias Chrysopidae, Hemerobiidae, Coccinellidae y Nabidae se comportan como predadores de huevos de las especies reportadas en estas evaluaciones (*S. frugiperda*, *H. zea*, *T. atramentalis*). Asimismo, son capaces de alimentarse de ninfas y adultos de pulgones y cigarritas que atacan el maíz a lo largo de su fenología, principalmente durante el crecimiento vegetativo. Esto podría explicar mayor presencia de los predadores dentro de las cuatro a nueve semanas post-emergencia del cultivo, puesto que se registraron infestaciones de pulgones, principalmente. Finalmente, las aplicaciones de productos químicos pudieron afectar las poblaciones benéficas durante el desarrollo de este estudio, como se observa en la figura 65.



Figura 66: Postura de *Chrysoperla externa* Familia Chrysopidae



Figura 67: Larva de *Hemerobius* spp. Familia Hemerobiidae



Figura 68: *Hemerobius* spp. Familia Hemerobiidae



Figura 69: *Chrysoperla externa* Familia Chrysopidae



Figura 70: *Harmonia* spp. Familia Coccinellidae



Figura 71: *Nabis punctipennis* Familia Nabidae

V. CONCLUSIONES

Bajo las condiciones de este estudio, realizado en La Molina, durante los meses de julio a diciembre del año 2018, se concluye lo siguiente:

1. Los insectos plaga reportados en el cultivo de maíz convencional se presentan en el maíz morado, a excepción de *Frankliniella williamsi*, bajo las condiciones de este estudio.
2. Los insectos plaga presentes en el cultivo de maíz morado son *Agrotis* spp., *Dalbulus maidis* (DeLong & Wolcott), *Diabrotica viridula* (Fabricius), *Diatraea saccharalis* (Fabricius), *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller), *Euxesta* spp. (Loew), *Helicoverpa zea* (Boddie), *Peregrinus maidis* (Ashmed), *Rhopalosiphum maidis* (Fitch), *Spodoptera frugiperda* (J.E.Smith), *Sthenaridea carmelitana* (Carvalho), *Tallula atramentalis* (Lederer) y *Cyanopepla alonzo* (Butler).
3. Los insectos que presentan menores poblaciones son *Cyanopepla alonzo*, *Elasmopalpus lignosellus*, *Diabrotica viridula* y *Diatraea saccharalis*. No se reporta la presencia de *Frankliniella williamsi*.
4. Los insectos que presentan mayores poblaciones son *Dalbulus maidis*, *Peregrinus maidis*, *Rhopalosiphum maidis*, *Sthenaridea carmelitana* y *Euxesta* spp.
5. El complejo de cigarritas del maíz, *Dalbulus maidis* y *Peregrinus maidis*, se presenta a inicios del crecimiento vegetativo rápido, incrementando sus poblaciones durante la etapa reproductiva del cultivo.
6. Las poblaciones de pulgones *Rhopalosiphum maidis* se incrementan durante el crecimiento vegetativo del cultivo. Estas van descendiendo hasta desaparecer en la etapa reproductiva y desarrollo de mazorcas.
7. Las poblaciones de *Sthenaridea carmelitana*, *Euxesta* spp., *Tallula atramentalis* y *Helicoverpa zea*, se registran cuando inicia la etapa reproductiva del cultivo, con la emisión de las panículas y pistilos del maíz morado.

8. Las poblaciones de *Agrotis* spp. se registran durante el crecimiento vegetativo del cultivo. La preparación del terreno se constituye como su principal medida de control.
9. Las poblaciones de *Spodoptera frugiperda* se registran principalmente durante las etapas vegetativas del cultivo. Las aplicaciones químicas y las bajas temperaturas disminuyen su presencia a lo largo de la campaña.
10. Las aplicaciones de los insecticidas Thiodicarb, Triflumuron, Emamectin benzoato y Diazinon, destinados al control de *Spodoptera frugiperda*, pueden afectar y mermar poblaciones de otros insectos plaga reportados en el estudio, así como de la fauna benéfica.
11. Las condiciones climáticas influyen en la presencia de las poblaciones, principalmente la temperatura. Esta manifiesta una relación directa con el número de insectos reportados, por lo que a mediados de primavera hay un incremento de ambas variables.
12. Se comprueban diferencias significativas entre las cuatro etapas temporales; correspondientes a los meses de agosto, septiembre, octubre y noviembre; por lo tanto, las poblaciones no son homogéneas a lo largo de la campaña del maíz morado. Esto se debe a la fenología del cultivo en cada etapa, temperatura y humedad relativa como variables climáticas, y labores culturales realizadas.
13. Los daños por insectos, principalmente larvas de *Euxesta* spp. y *Tallula atramentalis*, representan el 50% del total de las mazorcas evaluadas.
14. Los predadores encontrados son *Hemerobius* spp. (Fam. Hemerobiidae), *Chrysoperla externa* y *Ceraeochrysa cincta* (Fam. Chrysopidae), *Cycloneda sanguinea*, *Hippodamia convergens* y *Harmonia* sp. (Fam. Coccinellidae), *Nabis punctipennis* (Fam. Nabidae) y *Condylostylus similis* (Fam. Dolichopodidae). Se registra mayor presencia de la familia Hemerobiidae, alcanzando un pico poblacional entre la transición del fin de la etapa vegetativa y el inicio de la reproductiva.
15. La presencia de los predadores está relacionada con las fluctuaciones poblacionales de los insectos plaga reportados en el estudio.

VI. RECOMENDACIONES

1. Este estudio se realizó durante las estaciones de invierno y primavera; por lo que evaluar la presencia de los insectos plaga en una campaña de verano explicaría a mayor detalle la influencia de la temperatura y humedad relativa en el comportamiento de las poblaciones, bajo condiciones de La Molina.
2. Este estudio no registró los niveles de parasitismo y predación ejercidos por el control biológico; por lo que se recomienda realizar investigaciones posteriores para determinar el efecto sobre los insectos plaga y la reducción de poblaciones.
3. Toda la fauna reportada en el cultivo de maíz morado estuvo bajo efecto de aplicaciones químicas fitosanitarias que mermaron en ciertos momentos las poblaciones de las especies; por lo que realizar una comparación en otro estudio, con un campo sin ningún control químico, enriquecería la información sobre el comportamiento de los insectos y su relación con factores adversos del ambiente.
4. Este estudio agrupó la fenología del cultivo en las etapas de emergencia, crecimiento vegetativo lento, crecimiento vegetativo rápido, floración y maduración; por lo que estudios posteriores divididos en cada sub-etapa vegetativa (VE, V1, V2, Vn, VT) y reproductiva (R0, R1, R2, R3, R4, R5, R6) complementarían lo hasta aquí expuesto.

VII. BIBLIOGRAFÍA

Aragón, L; Castillo, J; Fernández-Northcote, EN. 2013. Boletín Técnico Fitosanitario de Maíz en Apoyo a la Toma de Decisiones en Bioseguridad. Proyecto LAC-Biosafety, Perú. Instituto de Biotecnología, Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. 61 p.

Arenillo Guallasamín, RM. 2017. Evaluación de daños producidos por *Euxesta spp.* (Diptera: Ulidiidae) en la mazorca de maíz suave, en dos localidades de Pichincha-Ecuador. Tesis Ing. Agr. Sangolquí, Ecuador, Universidad de las Fuerzas Armadas. 68 p.

Asín Jones, L. 2000. Ecología y control de los pulgones del maíz (en línea). Tesis de doctorado. Lérída, España, Escola Tècnica Superior d'Enginyeria Agrària. 67 p. Consultado 4 jun. 2020. Disponible en <https://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/8352/TLAJ1de4.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.

Barbu, C; Dumonteil, E; Gourbiere, S. 2011. Evaluation of Spatially Targeted Strategies to Control Non-Domiciliated *Triatoma dimidiata* Vector of Chagas Disease. In PLoS Neglected Tropical Diseases 5(5):e1045. doi:10.1371/journal.pntd.0001045.

Beingolea, L; Manrique, A; Fegan, W; Sánchez, H; Noriega, V; Borbor, M; Chura, J; Castillo, J; Sarmiento, J. 1993. Manual del maíz para la costa. Davelouis, J, Nakahodo, J (eds.). Lima, Perú, Proyecto TTA. 93 p.

Bermejo, J. 2011. Información sobre *Agrotis spp.*; *A. segetum*, *A. ipsilon* (en línea, página web). In AGROLOGICA. Consultado 24 abr. 2020. Disponible en <https://www.agrologica.es/informacion-plaga/gusanos-grises-agrotis-spp/>.

Borst, JO; Rodríguez, MU. 2018. Evaluación de extractos botánicos para el manejo de insectos plagas asociados al cultivo de pipián (*Cucurbita pepo* L.), en El Plantel, Masaya, 2017. Tesis Ing. Agr. Managua, Nicaragua, Universidad Nacional Agraria. 65 p.

Cabrera, A; Guerra, W; Surís, M. 2002. Selección de modelos de regresión para describir el patrón espacial de *Thrips palmi* Karny (Thysanoptera: Thripidae) en el cultivo de papa. Cultivos Tropicales 23(4):76-81. ISSN 0258-5936.

Cáceres Pérez, R. Septiembre 2018. Morfología y Biología de *Cyanopepla alonzo* (en línea, página web). In Scribd. Consultado 2 abr. 2020. Disponible en <https://es.scribd.com/document/387853283/Morfologia-y-Biologia-de-Cyanopepla-alonzo>.

Cajiao, CH; Rodriguez, OV; Pulido, JI. 1984. Ciclo de vida y hábitos de *Pococera atramentalis* Lederer (Pyralidae) plaga de la panoja del sorgo. Acta Agron. 34(1):53-58. ISSN electrónico 2323-0118. ISSN impreso 0120-2812.

Campos Palomino, J. 1965. Investigaciones Sobre el Control Biológico del “Cogollero” del Maíz, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) y Otros Noctuides. Revista Peruana de Entomología 8(1):126-131.

Cárdenas, E; Corredor, D. 1989. Biología del Trips *Frankliniella occidentalis* (Pegande) (Thysanoptera: Thripidae) sobre crisantemo *Chrysanthemum morifolium* L. Bajo Condiciones de Laboratorio. Agronomía Colombiana 6:71-77.

Casmuz, A; Juárez, ML; Socías, MG; Murúa, MG; Prieto, S; Medina, S; Willink, E; Gastaminza, G. 2010. Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) (en línea). Revista de la Sociedad Entomológica Argentina 69(3-4):209-231. Consultado 6 jun. 2020. Disponible en <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=322028487010>. ISSN 0373-5680 (impresa), ISSN 1851-7471 (en línea).

Castillo, J. 2017. Entomología agrícola. Curso de pregrado de la Facultad de Agronomía (2017, Lima, Perú).

Castro Alvarez, HE. 2016. Ciclo biológico y algunos aspectos del comportamiento de *Diatraea saccharalis* Fabricius en caña de azúcar, Valle del Chira, Piura, 2016. Tesis Biólogo. Trujillo, Perú, Universidad Nacional de Trujillo. 68 p.

Castro Diego, JA. Junio 2015. Gusano del Fruto, Gusano bellotero (en línea, página web). In SlideShare. Universidad Autónoma de Sinaloa. Consultado 30 mar. 2020. Disponible en <https://es.slideshare.net/AntonioCastro55/gusano-del-fruto-gusano-bellotero-helicoverpa-heliothis-zea-helicoverpa-heliothis-virescens>.

Casuso, M. Mayo 2017. *Dalbulus maidis* (De Long & Wolcott) (Hemiptera: Cicadellidae): una plaga que va cobrando importancia en los maíces del sudoeste chaqueño. Provincia del Chaco, Argentina, Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. 12 p. Consultado 30 mar. 2020. Disponible en https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta-dalbulus_maidis.pdf.

Catalán Bazán, W. 2012. Manejo Integrado de Plagas en el cultivo de maíz amiláceo blanco (en línea). Calca, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 32 p. Consultado 4 jun. 2020. Disponible en <http://www.agrobanco.com.pe/data/uploads%20/ctecnica/022-e-mab.pdf>.

Catalán Bazán, W. 2016. Informe Final del Servicio de Consultoría para el Análisis sobre Organismos y Microorganismos del Aire y Suelo del Maíz. Consorcio Eco Development Group SAC (coord.). Amazonas, Perú, Ministerio del Ambiente. 117 p. Decreto Supremo N°008-2012-MINAM.

Ccahuana Laura, D. 2016. Ocurrencia estacional de plagas y predadores en el cultivo de sandía (*Citrullus lanatus*) (Thunb.), en La Molina. Tesis Ing. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 64 p.

Chango Chango, CA. 2018. Manejo de gusano trozador (*Agrotis ipsilon*) en lechuga (*Lactuca sativa* L.), a partir de extractos de dos variedades de ají (*Capsicum annuum*). Tesis Ing. Agr. Ambato, Ecuador, Universidad Técnica de Ambato. 71 p.

Chay-Hernández, DA; Delfín-González, H; Meléndez-Ramírez, V; González-Hernández, A. 2012. Revisión de modelos predictivos de especies en el control biológico. *Tropical and Subtropical Agroecosystems* 15(2012):337-356.

Cisneros Vera, FH. 2012. Control químico de las plagas agrícolas. Sociedad Entomológica del Perú (coord.); Aguilar, P (ed.). Lima, Perú, Sociedad Entomológica del Perú. 288 p. ISBN: 978-612-46103-1-8.

Córdova Vega, PM. 2015. Fluctuación poblacional de los insectos plaga en el cultivo de espárrago *Asparagus officinalis*, en Chincha. Tesis Ing. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 117 p.

Cruces Navarro, EV. 2016. Los neonicotinoides y su uso seguro en la agricultura. Monogr. Ing. Agr. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 52 p.

Curis, M; Re, M; Favaro, JC; Sánchez, D; Bertolaccini, I. 2015. *Euxesta* spp. nueva plaga en *Zea mays* L. var. rugosa: Asociación con ataques de *Heliothis zea* en siembras de primavera y verano (en línea). *Revista Tropical and Subtropical Agroecosystems* 18(3):251-257. Consultado 9 jun. 2020. Disponible en <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=93944043016>.

Dughetti, A. Diciembre 2012. Pulgones: Clave para identificar las formas ápteras que atacan a los cereales (en línea). *In Red de Información Agropecuaria Nacional*. 44 p. Consultado 26 abr. 2020. Disponible en https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_-_pulgones.pdf.

Escalante Cruz, V. 2015. Diagnóstico de insectos plaga en el cultivo de la oca (*Oxalis tuberosa* Mol.) en el Altiplano Norte, provincia Camacho, La Paz (en línea). Tesis Ing. Agr. La Paz, Bolivia, Universidad Mayor de San Andrés. 86 p. Consultado 1 jun. 2020. Disponible en <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/5879/T-2108.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.

Escalante, JA. 1972. Datos sobre la biología de *Hippodamia convergens* Guerin en la localidad del Cusco. *Revista Peruana de Entomología* 15(2):237-239.

Estay, P. 2018. Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades: Gusano cortador. Santiago de Chile, Chile, Instituto de Investigaciones Agropecuarias. 2 p. (Ficha Técnica N°15).

Fassio, A; Carriquiry, A; Tojo, C; Romero, R. 1998. Maíz: Aspectos sobre fenología. Montevideo, Uruguay, Unidad de Difusión e Información Tecnológica del INIA. 59 p. ISBN 9974-38-095-2 (Serie Técnica N° 101).

FMC Chile. 2020. Capacitación virtual Piretroides. Curso de Adama Agriculture Peru S.A. (2020, Chile).

Frías, D. 1978. Estudios ecológicos en *Euxesta eluta* y *Euxesta annonae* (Diptera *Otitidae*) (en línea). Revista Agricultura Técnica 38(3):109-115. Consultado 9 jun. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/profile/Daniel_Frias/publication/237051716_Estudios_Ecologicos_en_Euxesta_eluta_y_Euxesta_annonae_Diptera_Otitidae/links/02e7e51b0d76a2c489000000/Estudios-Ecologicos-en-Euxesta-eluta-y-Euxesta-annonae-Diptera-Otitidae.pdf.

Fuentes, M; Pantoja, A; Sotomayor, A; Beaver, J. 1998. Selección recurrente recíproca en maíz: tolerancia al ataque del gusano de la mazorca y el cogollero (Lepidoptera: Noctuidae) (en línea). Revista Agronomía Mesoamericana 9(1):42-52. Consultado 8 jun. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/237505107_Seleccion_recurrente_reciproca_en_maiz_tolerancia_al_ataque_del_gusano_de_la_mazorca_y_el_cogollero_Lepidoptera_Noctuidae#pfl

García Gutiérrez, C. 2011. Control biológico de la mosca de los estigmas del maíz (en línea). Zamudio, J, Sánchez, J, Urías, F, Díaz, T, Martínez, C (coords.); Castro, Ó (ed.). Sinaloa, México, Fundación Produce Sinaloa A.C. 15 p. Consultado 1 abr. 2020. Disponible en <https://www.fps.org.mx/portal/index.php/component/phocadownload/category/30-granos-y-flores?download=46:control-biologico-de-la-mosca-del-estigmas-del-maiz>.

García, C; Vásquez, EL; Camacho, JR; Nava, E. Marzo 2011. Morfología, Ciclo de Vida y Comportamiento de la Mosca de los Estigmas del Maíz *Euxesta stigmatias* (Loew) (Diptera: Ulidiidae) en Sinaloa (en línea). Revista Southwestern Entomologist 36(1):111-113. Consultado 1 abr. 2020. Disponible en

https://www.researchgate.net/publication/276214202_Morfologia_Ciclo_de_Vida_y_Compormiento_de_la_Mosca_de_los_Estigmas_del_Maiz_Euxesta_stigmatias_Loew_Diptera_Ulididae_en_Sinaloa.

García, MT; Castellanos, L; Rojas, JA; Grillo, H; Fernández, Y; Vera, YW. Abril-junio 2015. Biología y enemigos naturales de *Peregrinus maidis* (Ashmead) en el maíz (*Zea mays* L.) en sistemas de policultivos (en línea). Revista Centro Agrícola 42(2):17-24. Consultado 3 jun. 2020. Disponible en http://cagricola.uclv.edu.cu/descargas/pdf/V42-Numero_2/cag03215.pdf. ISSN papel 0253-5785, ISSN on line 2072-2001.

Goldarazena, A. 2015. Clase Insecta: Orden Thysanoptera. Revista IDE@ - SEA (52):1-20. ISSN 2386-7183. Consultado 29 mar. 2020. Disponible en http://sea-entomologia.org/IDE@/revista_52.pdf.

Guacho Abarca, EF. 2014. Caracterización Agro-Morfológica del maíz (*Zea mays* L.) de la localidad San José de Chazo. Tesis Ing. Agr. Riobamba, Ecuador, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. 100 p.

Hofstadter, R; Corsi, W; de León, JL. 1975. El riego en el cultivo de maíz. Montevideo, Uruguay, Estación Experimental La Estanzuela. 2 p. (Hoja de divulgación N°49).

Hoyle, PC. 1961. *Pococera atramentalis* Led, (Perforador del ápice de la bellota del algodonero) y la reglamentación del cultivo del maíz. Revista Peruana de Entomología Agrícola 4(1):78-81.

Huanuqueño, EH. 2020. Características de la variedad de maíz morado PMV-581M. Programa de Maíz, Universidad Nacional Agraria La Molina.

Huepe, S; Vargas, H; Frías, D; Bobadilla, D. 1986. Estudio morfológico y ecológico de *Euxesta eluta* Loew y *Euxesta mazorca* Steyskal (Diptera: Otitidae) en cultivares de maíz en el valle de Lluta, Arica. Revista Chilena de Entomología 14:17-24.

Injante, P; Joyo, G. 2010. Manejo Integrado de maíz amarillo duro. *In* Jornada de Capacitación UNALM-Agrobanco. La Libertad, Perú, Oficina Académica de Extensión y Proyección Social-Agrobanco. 42 p.

INTA (Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, Argentina). 2012. Bases para el Manejo del Cultivo de Maíz. Eyhérbide, GH (comp.) (ed.). Buenos Aires, Argentina, INTA. 297 p. ISBN: 978-987-679-141-0.

INTAGRI (Instituto para la Innovación Tecnológica en la Agricultura, México). 2012? La Fenología del Maíz y su Relación con la Incidencia de Plagas. México, INTAGRI. 3 p. Consultado 15 jun. 2020. Disponible en <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/la-fenologia-del-maiz-y-su-relacion-con-la-incidencia-de-plagas>.

INTAGRI. 2018. Manejo de la Diabrotica en el Cultivo de Maíz. Serie Cereales. Núm. 38. Artículos Técnicos de INTAGRI. México. 5 p. Consultado 26 abr. 2020. Disponible en <https://www.intagri.com/articulos/cereales/manejo-de-la-diabrotica-en-el-cultivo-de-maiz>.

Justiniano Aysanoa, E. 2010. Fenología e intensidad de color en corontas del maíz morado (*Zea mays* L.) en sus diferentes estados de desarrollo en la localidad de La Molina. Tesis Mg. Sc. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 77 p.

Lafitte, HR. 2001. Fisiología del maíz tropical (en línea, sitio web). *In* El maíz en los trópicos: Mejoramiento y producción. Consultado 16 jun. 2020. Disponible en [file:///F:/ART%C3%8DCULOS%20CIENT%C3%8DFICOS/Diferencia%20entre%20etapas%20\(meses\)/Pulgones%20y%20fisiolog%C3%ADa%20de%20la%20floraci%C3%B3n%20del%20ma%C3%ADz.html](file:///F:/ART%C3%8DCULOS%20CIENT%C3%8DFICOS/Diferencia%20entre%20etapas%20(meses)/Pulgones%20y%20fisiolog%C3%ADa%20de%20la%20floraci%C3%B3n%20del%20ma%C3%ADz.html).

Leiva, PD. Febrero 2014. Oruga militar tardía *Spodoptera frugiperda*, una plaga de los maíces tardíos (en línea). INTA. Sección Entomología. 4 p. Consultado 24 abr. 2020. Disponible en https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_pergamino_oruga_militar_tarda_spodoptera_frugipe.pdf.

Lezaun, J. 2014. Una plaga de alto impacto: Oruga militar o Gusano cogollero un problema para los cultivos de maíz y sorgo (en línea, página web). *In CropLife Latin America*. Consultado 24 abr. 2020. Disponible en <https://www.croplifela.org/es/plagas/listado-de-plagas/gusano-cogollero>.

Lister, BC; Garcia, A. 2018. Climate-driven declines in arthropod abundance restructure a rainforest food web. *In PNAS* 115(44):1-10. E10397–E10406.

Loladze, S; Jeffers, D; Castillo, A; Muñoz, C. 2016. El Complejo del Achaparramiento de Maíz (diapositivas). Colombia, International Maize and Wheat Improvement Center. 55 diapositivas, color. Consultado 9 jun. 2020. Disponible en <https://repository.cimmyt.org/bitstream/handle/10883/17843/58049.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.

López Romero, SC. 2019. Densidad de siembra y momentos de aplicación de fósforo en el rendimiento de maíz morado (*Zea mays* L.) bajo goteo. Tesis Ing. Agr. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 147 p.

Marcal, D; Antoninho, V; Marques, JA; Sinicio, R. 1991. Secado de granos: natural, solar y a bajas temperaturas (en línea). Santiago, Chile, Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe. 90 p. Consultado 5 jul. 2020. Disponible en file:///F:/ART%C3%8DCULOS%20CIEN%C3%8DFICOS/Secado%20de%20granos_%20natural,%20solar%20y%20a%20bajas%20temperaturas%20-%20Contenido.html.

Mayoral Canalejas, AM. 1995. Papel de los ácidos hidroxámicos de cereales en el control de *Diuraphis noxia* (Homoptera, Aphididae) (en línea). Tesis de doctorado. Madrid, España, Universidad Complutense de Madrid. 177 p. Consultado 4 jun. 2020. Disponible en <https://eprints.ucm.es/4298/1/T20406.pdf>.

Menandro Ortiz, P. 1977. El género *Frankliniella* Karny (Thysanoptera: Thripidae) en el Perú. *Revista Peruana de Entomología* 20(1):49-62.

Méndez Barceló, A. junio-2007. Algunos aspectos bioetológicos de *Peregrinus maidis* Ashmead (Homoptera: Delphacidae) en la zona norte de la Provincia de Las Tunas, Cuba (en línea). Revista Fitosanidad 11(2):69-73. Consultado 3 jun. 2020. Disponible en <https://www.redalyc.org/pdf/2091/209116152002.pdf>. ISSN 1562-3009.

Mendoza Mora, J. 1992. El barrenador del tallo de maíz, *Diatraea* spp. y su control. Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias (coord.). Pichilingue, Ecuador, Sección de Comunicación del INIAP. 14 p. (Boletín Divulgativo N°238).

MINAGRI (Ministerio de Agricultura y Riego, Perú). 2017. Maíz Morado: Purple Corn Fact Sheet. Lima, Perú, Dirección General Agrícola. 8 p. Consultado 23 dic. 2019. Disponible en http://agroaldia.minagri.gob.pe/biblioteca/download/pdf/tematicas/f-taxonomia_plantas/f01-cultivo/maiz_morado.pdf.

MINAGRI (Ministerio de Agricultura y Riego, Perú). 2018. Calendario de siembras y cosechas (en línea, sitio web). Consultado 29 jun. 2020. Disponible en <http://siea.minagri.gob.pe/siea/?q=calendario-de-siembras-y-cosechas/calendario-de-siembras-y-cosechas>.

Molinari, AM; Gamundi, JC. 2010. *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller), un barrenador esporádico en soja. Revista Para mejorar la producción 45:121-122. Consultado 27 mar. 2020. Disponible en https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-elasmopalpus-lignosellus_zeller_un-barrenador-espor.pdf

Municipalidad de La Molina. 2015. Geografía del Distrito (en línea, sitio web). Consultado 29 may. 2020. Disponible en <http://www.munimolina.gob.pe/index.php/la-molina/geografia-del-distrito>.

Neyra, S; Chanducas, H. 2009. Fluctuación Poblacional de *Spodoptera* sp. mediante conteo en trampas de saco negro (en línea). Revista de Investigación Científica REBIOL 29(1):1-7. Consultado 6 jun. 2020. Disponible en http://facbio.unitru.edu.pe/index.php?option=com_docman&task=doc_download&gid=27&Itemid=149.

Ojeda D'Ugard, RA. 2018. Insecticidas para el control de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) en maíz (*Zea mays* L.) en La Molina. Tesis Ing. Agr. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 132 p.

Oñate Zúñiga, LA. 2016. Duración de las etapas fenológicas y profundidad radicular del cultivo de maíz (*Zea mays*) var. Blanco Harinoso Criollo, bajo las condiciones climáticas del Cantón Cevallos. Tesis Ing. Agr. Cevallos, Ecuador, Universidad Técnica de Ambato. 102 p.

Padrón, WR; Marín, LR; Yero, Y. abril-junio 2008. Ecología de *Peregrinus maidis* Ashm. en plantaciones de Maíz; localidad de Potrerillo, municipio de Cruces, Cienfuegos (en línea). Revista Centro Agrícola 35(2):59-64. Consultado 3 jun. 2020. Disponible en http://cagricola.uclv.edu.cu/descargas/pdf/V35-Numero_2/cag112081608.pdf. ISSN 0253-5785.

Pérez Mendoza, J. 1984. Identificación dinámica poblacional y daños causados por plagas en maíz, en Los Altos de Jalisco (en línea). Tesis Ing. Guadalajara, México, Universidad de Guadalajara. 99 p. Consultado 4 jun. 2020. Disponible en http://repositorio.cucba.udg.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/1268/Perez_Mendoza_Joel.pdf?sequence=1&isAllowed=y.

Pérez Rodríguez, MY; Padrón Padrón, MWR.; Alomá Oramas, RM. (2017). Control de *Peregrinus maidis* Ashm. en el cultivo del maíz *Zea mays* L. mediante la utilización de hongos entomopatógenos (en línea). In Revista Científica Agroecosistemas, 5(2):6-11. Consultado 26 abr. 2020. Disponible en <https://aes.ucf.edu.cu/index.php/aes/article/view/114>.

Pinedo Taco, RE. 2015. Niveles de fertilización en dos variedades de maíz morado (*Zea mays* L.) en la localidad de Canaán – Ayacucho. Tesis Mg. Sc. Lima, Perú, Universidad Nacional Agraria La Molina. 95 p.

Quispe, F; Arroyo, K; Gorriti, A. 2011. Características morfológicas y químicas de 3 cultivares de maíz morado (*Zea mays* L.) en Arequipa – Perú. Revista de la Sociedad Química del Perú 77(3):205-217.

Ramos Carrera, EA. Abril 1998. Control químico y biológico del gusano elotero *Helicoverpa zea* (Lepidóptera: Noctuidae) en maíz dulce (en línea). Tesis Ing. Agr. Zamorano, Honduras, Escuela Agrícola Panamericana. 39 p. Consultado 30 mar. 2020. Disponible en <https://bdigital.zamorano.edu/bitstream/11036/2868/1/CPA-1998-T091.pdf>.

Ramos, E. 2019. Exportaciones de maíz morado se duplicaron en 2018 (en línea, sitio web). *In* agraria.pe. Consultado 23 dic. 2019. Disponible en <https://agraria.pe/noticias/exportaciones-de-maiz-morado-se-duplicaron-en-2018-18211>.

Rázuri, V. 1974. Biología y comportamiento de *Elasmopalpus lignosellus* Zeller, en maíz. *Revista Peruana de Entomología* 17(1):74-77.

Reguilón, C. 2008. Orden Neuróptera. *In* Biodiversidad de Insectos de la Argentina II. San Miguel de Tucumán, Argentina, *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*. p. 235-248. Consultado 19 jun. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/280446463_Orden_Neuroptera_En_Biodiversidad_de_Insectos_de_la_Argentina_II.

Requis Varillas, FV. Setiembre 2012. Manejo agronómico del maíz morado en los valles interandinos del Perú (en línea). Lima, Perú, INIA Estación Experimental Agraria Canaán - Ayacucho. 23 p. (Serie, folleto N°1-12). Consultado 21 dic. 2019. Disponible en http://repositorio.inia.gob.pe/bitstream/inia/124/6/Requis-Manejo_agron%b3mico_ma%adz_morado.pdf.

Reyes, C. Febrero 2015. Pulgón del cogollo - *Rhopalosiphum maidis* (en línea, página web). *In* Panorama Agro.com. Consultado 26 abr. 2020. Disponible en <https://panorama-agro.com/?p=649>.

Rioja, TC; Vargas, HE; Bobadilla, DE. 2006. Biología y enemigos naturales de *Peregrinus maidis* (Ashmead) (Hemiptera: Delphacidae) en el Valle de Azapa. *Revista IDESIA (Chile)* 24(1):41-48. Consultado 30 mar. 2020. Disponible en <https://scielo.conicyt.cl/pdf/idesia/v24n1/art08.pdf>.

Rodríguez Maciel, JC. 2020. Curso virtual: Manejo de Insecticidas en Base a los Grupos Toxicológicos. Curso de INTAGRI (2020, México).

Romero, C; Araya, J; Guerrero, MA; Curkovic, T; Viñuela, E. 2007. Biología del depredador generalista *Nabis punctipennis* Blanchard (Hemiptera: Nabidae): Transferencia Tecnológica Control Biológico (en línea, sitio web). Consultado 19 jun. 2020. Disponible en <https://www.phytoma.com/la-revista/phytohemeroteca/191-agosto-septiembre-2007/biologia-del-depredador-generalista-nabis-punctipennis-blanchard-hemiptera-nabidae>.

SAGARPA. 2005. *Diabrotica viridula*. In Programa de Sanidad Vegetal (p. 2). Consultado 3 enero 2019. Disponible en: <http://www.cesaveg.org.mx/new/fichastecnicas/fichatecnicadiabroticabalteata.pdf>.

Salazar Barrios, KK. 2016. Capacidad de predación de larvas de *Chrysoperla externa* Hagen sobre *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) en condiciones de laboratorio del Museo de Entomología Klaus Raven Buller – Lima. Tesis Ing. Agr. Satipo, Perú, Universidad Nacional del Centro del Perú. 64 p.

Salinas, Y.; García, C.; Coutiño, B. y Vidal, V. 2013. Variabilidad en contenido y tipos de antocianinas en granos de color azul/morado de poblaciones mexicanas de maíz (en línea). INIAF. Rev. Fitotec. Mex. Vol. 36 Supl. 3-a: 285-294. Chiapas, México. 294 p. Consultado 29 jun. 2020. Disponible en http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-73802013000500005.

Sánchez, G; Sarmiento, J. 1997. Evaluación de Plagas en el Cultivo de Maíz. In Manual de Evaluación de Insectos (pp. 67–78). La Molina, Perú.

Sánchez, G; Sarmiento, J. 2010. Plagas de la Caña de Azúcar, Maíz y Arroz. Departamento de Entomología y Fitopatología. Universidad Nacional Agraria La Molina. 150 p.

Sánchez, H. 2004. Manual Tecnológico del Maíz Amarillo Duro y de Buenas Prácticas Agrícolas en Huaura – Departamento de Lima. Instituto Interamericano de Cooperación para la

Agricultura (coord.); Chávez, J, Rojas, F (eds.); Morales, P (il.). Lima, Perú, IICA. 139 p. ISBN 92-90-39-617-2.

Santiago Trujillo, MH. 2019. Fluctuación poblacional de insectos fitófagos y controladores biológicos en el cultivo de maíz (*Zea mays* L.), variedad Agroceres (en línea). Revista Infinitum... 9(1):39-45. Consultado 4 jun. 2020. Disponible en <http://revistas.unjfsc.edu.pe/index.php/INFINITUM/article/view/530>.

Sevilla Panizo, R. 2008. El cultivo del maíz en el Perú (diapositiva). Grupo Consultivo sobre Investigación Agrícola Internacional (coord.). Perú. 31 diapositivas, color.

SIGIA (Sistema Integrado de Gestión de Insumos Agropecuarios, Perú). 2020. Consulta del registro de plaguicidas (en línea, página web). Consultado 25 abr. 2020. Disponible en https://servicios.senasa.gob.pe/SIGIAWeb/sigia_consulta_cultivo.html.

Solís Calderón, P. 2016. Plan de manejo de Trips en el cultivo del Aguacate Hass. Mesén, M (ed.); Gonzáles, A, León, R, Mora, J (coords.); Bore, J (ils.). San José, Costa Rica, Instituto Nacional de Innovación y Transferencia en Tecnología Agropecuaria. 40 p. ISBN 978-9968-586-25-2.

Sparks, TC; Crosssthaite, AJ; Nauen, R; Banba, S; Cordova, D; Earley, F; Ebbinghaus-Kintscher, U; Fujioka, S; Hirao, A; Karmon, D; Kennedy, R; Nakao, T; Popham, H; Salgado, V; Watson, GB; Wedel, BJ; Wessels, FJ. Mayo 2020. Insecticides, biologics and nematicides: Updates to IRAC's mode of action classification – a tool for resistance management. Pesticide Biochemistry and Physiology 167(2020):1-10.

Toctaguano, V. 2014. Cátedra de Entomología Económica: Persistencia de *Helicoverpa zea* (Boddie) sin rotación de cultivos en maíz (*Zea mays*) (en línea). Quito, Ecuador, Universidad Central del Ecuador. 4 p. Consultado 8 jun. 2020. Disponible en: <https://es.slideshare.net/VictorInge1/trabajo-final-070814-fin>.

Torrado, E. 2020. Curso virtual: Mecanismo de acción de insecticidas. Curso del Instituto ENTOMA (2020, Colombia).

Tulli, MC; Vincini, AM; Pascucci, JI; Carmona, DM; Baquero, VG. Febrero 2016. Bioecología de *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) en cultivos de maíz dulce con diferente manejo de hábitat (en línea). Revista Entomotrópica 31(3):23-35. ISSN 2443-437X (electrónico). ISSN 1317-5262 (impreso). Consultado 30 mar. 2020. Disponible en https://www.researchgate.net/publication/301627964_Bioecologia_de_Helicoverpa_zea_Lepidoptera_Noctuidae_en_cultivos_de_maiz_dulce_con_diferente_manejo_de_habitat.

Valarezo, O. 2013. Biología de la “chicharrita” *Dalbulus maidis* (Homoptera: Cicadellidae) y confirmación de su capacidad como vector del complejo viral de la Cinta Roja del maíz (en línea). Revista La Técnica (9):36-39. Consultado 2 jun. 2020. Disponible en <https://revistas.utm.edu.ec/index.php/latecnica/article/view/546/418>.

Valarezo, O; Cañarte, E; Navarrete, B; Intríago, M. 2009. La “Chicharrita” *Dalbulus maidis* y su manejo en el cultivo de maíz. Estación Experimental Portoviejo del INIAP (coord.). Portoviejo, Ecuador, Sección Entomología del Departamento Nacional de Protección Vegetal. 6 p. Proyecto PIC-2006-328. (Plegable divulgativo N°305).

Valencia, L; Valdivia, R. 1973. Noctuídeos del valle de Ica, sus plantas hospederas y enemigos naturales (en línea). Revista Peruana de Entomología 16(1):94-101. Consultado 8 jun. 2020. Disponible en <http://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/entomologia/v16/pdf/a17v16.pdf>.

Weather Atlas. 2020. Previsión meteorológica y clima mensual Lima, Perú (en línea, sitio web). Consultado 29 may. 2020. Disponible en <https://www.weather-atlas.com/es/peru/lima-clima#rainfall>.

Weather Spark. 2020. El clima promedio en La Molina: Perú (en línea, sitio web). Consultado 29 may. 2020. Disponible en <https://es.weatherspark.com/y/21290/Clima-promedio-en-La-Molina-Per%C3%BA-durante-todo-el-a%C3%B1o>.

Yanangómez Agila, LV. 2018. Evaluación del requerimiento hídrico del cultivo de maíz morado (*Zea mays* L.) en la parroquia Malacatos sector “San José” (en línea). Tesis Ing. Agr. Loja, Ecuador, Universidad Nacional de Loja. 66 p. Consultado 26 dic. 2019. Disponible en

<http://192.188.49.17/jspui/bitstream/123456789/21176/1/LUIS%20VICENTE%20YANANG%20C3%93MEZ%20AGILA.pdf>.

Yépez Chilo, E. 2011. Caracterización morfológica y evaluación fenológica de sesenta y cinco entradas de maíz (*Zea mays* L.) del Banco de Germoplasma del CICA – K'AYRA – Cusco. Tesis Ing. Agr. Kayra, Cusco, Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco. 126 p.

VIII. ANEXOS

Anexo 1: Labores culturales realizadas en el cultivo de maíz morado. Periodo: julio 2018 – enero 2019. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Labores realizadas	Fecha	Características
Preparación de terreno	Del 17 al 24 de julio de 2018	Dos riegos de machaco, arado de discos, cruza, grada y surcado. Preparación para siembra.
Siembra	25 de julio de 2018	Se sembraron 4 semillas por golpe. Dimensiones de siembra de 0.4 m x 0.8 m, entre plantas y surcos, respectivamente.
Riegos	2 de agosto de 2018	Etapas vegetativas del cultivo de maíz morado.
	6 de septiembre de 2018	
	20 de septiembre de 2018	
	2 de octubre de 2018	
	18 de octubre de 2018	Etapas reproductivas del cultivo del maíz morado.
	8 de noviembre de 2018	
	15 de noviembre de 2018	
	22 de noviembre de 2018	
	29 de noviembre de 2018	
Aplicaciones fitosanitarias	24 de agosto de 2018	Aplicación de Thiodicarb + Triflururon (Larvin Plus, 0.5 L/ha)
	8 de septiembre de 2018	Aplicación de Emamectin benzoato (Proclaim Opti, 0.125 kg/ha)
	14 de septiembre de 2018	Aplicación de Atrazina (2.0-3.0 L/ha)
	8 de octubre de 2018	Aplicación de Diazinon (Granolate Plus, 8.0 kg/ha)
Fertilización y aporte	21 de agosto de 2018	Etapas vegetativas del cultivo de maíz morado.
	19 de septiembre de 2018	
Deshije	25 de septiembre de 2018	Se dejaron 2 plantas por golpe.
Cosecha	Del 27 de diciembre de 2018 al 3 de enero de 2019	Evaluaciones de daños en mazorcas.

Anexo 2: Número de larvas y plantas atacadas por gusanos cortadores en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	N° de larvas en 100 plantas / evaluación	N° de plantas evaluadas	N° de plantas sanas	N° de plantas atacadas	Porcentaje de plantas cortadas (%)
04/08/2018	6	100	94	6	6%
11/08/2018	3	100	97	3	3%
18/08/2018	3	100	97	3	3%
25/08/2018	0	100	100	0	0%
04/09/2018	5	100	95	5	5%
11/09/2018	0	100	100	0	0%
18/09/2018	0	100	100	0	0%
25/09/2018	0	100	100	0	0%
04/10/2018	0	100	100	0	0%
11/10/2018	0	100	100	0	0%
18/10/2018	0	100	100	0	0%
25/10/2018	0	100	100	0	0%
03/11/2018	0	100	100	0	0%
10/11/2018	0	100	100	0	0%
17/11/2018	0	100	100	0	0%
24/11/2018	0	100	100	0	0%
Total	17	1600	1583	17	-

Anexo 3: Número de ninfas y adultos de cigarrita del maíz *Dalbulus maidis* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	Número de ninfas + adultos	Número de plantas evaluadas
04/08/2018	0	100
11/08/2018	0	100
18/08/2018	0	100
25/08/2018	0	100
04/09/2018	0	100
11/09/2018	2	100
18/09/2018	0	100
25/09/2018	6	100
04/10/2018	14	100
11/10/2018	59	100
18/10/2018	49	100
25/10/2018	64	100
03/11/2018	92	100
10/11/2018	80	100
17/11/2018	69	100
24/11/2018	57	100
Total	492	1600

Anexo 4: Número de ninfas y adultos de saltahojas del maíz *Peregrinus maidis* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	Número de ninfas + adultos	Número de plantas evaluadas
04/08/2018	0	100
11/08/2018	0	100
18/08/2018	0	100
25/08/2018	0	100
04/09/2018	0	100
11/09/2018	1	100
18/09/2018	0	100
25/09/2018	4	100
04/10/2018	4	100
11/10/2018	54	100
18/10/2018	34	100
25/10/2018	22	100
03/11/2018	3	100
10/11/2018	44	100
17/11/2018	44	100
24/11/2018	24	100
Total	234	1600

Anexo 5: Número de ninfas y adultos de pulgones del maíz *Rhopalosiphum maidis* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	Número de ninfas + adultos	Número de plantas evaluadas	Número de plantas infestadas	Promedio de pulgones por planta atacada	Grado de infestación en promedio	Índice promedio de infestación
04/08/2018	0	100	0	0	Grado 1	1.0
11/08/2018	0	100	0	0	Grado 1	1.0
18/08/2018	12	100	8	1.50	Grado 2	1.08
25/08/2018	22	100	14	1.57	Grado 2	1.14
04/09/2018	41	100	29	1.41	Grado 2	1.29
11/09/2018	55	100	24	2.29	Grado 2	1.25
18/09/2018	128	100	45	2.84	Grado 2	1.51
25/09/2018	10	100	9	1.11	Grado 2	1.09
04/10/2018	17	100	8	2.13	Grado 2	1.08
11/10/2018	6	100	6	1.00	Grado 2	1.06
18/10/2018	2	100	2	1.00	Grado 2	1.02
25/10/2018	0	100	0	0	Grado 1	1.0
03/11/2018	0	100	0	0	Grado 1	1.0
10/11/2018	0	100	0	0	Grado 1	1.0
17/11/2018	0	100	0	0	Grado 1	1.0
24/11/2018	0	100	0	0	Grado 1	1.0
Total	293	1600	145	-	-	-

Anexo 6: Número de ninfas y adultos de chinches del maíz *Sthenaridea carmelitana* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	Número de ninfas + adultos	Número de plantas evaluadas
04/08/2018	0	100
11/08/2018	0	100
18/08/2018	0	100
25/08/2018	0	100
04/09/2018	0	100
11/09/2018	0	100
18/09/2018	0	100
25/09/2018	1	100
04/10/2018	92	100
11/10/2018	7	100
18/10/2018	17	100
25/10/2018	8	100
03/11/2018	62	100
10/11/2018	56	100
17/11/2018	62	100
24/11/2018	55	100
Total	360	1600

Anexo 7: Número de larvas de *Spodoptera frugiperda* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	Número de larvas	Número de plantas evaluadas	Daño Grado 1	Daño Grado 2	Daño Grado 3	Índice promedio de daño
04/08/2018	0	100	100	0	0	1.00
11/08/2018	0	100	100	0	0	1.00
18/08/2018	13	100	90	10	0	1.10
25/08/2018	15	100	89	11	0	1.11
04/09/2018	3	100	97	3	0	1.03
11/09/2018	15	100	87	8	5	1.18
18/09/2018	1	100	99	0	1	1.02
25/09/2018	2	100	98	2	0	1.02
04/10/2018	4	100	98	1	1	1.03
11/10/2018	17	100	83	11	6	1.23
18/10/2018	0	100	100	0	0	1.00
25/10/2018	0	100	100	0	0	1.00
03/11/2018	1	100	99	1	0	1.01
10/11/2018	0	100	100	0	0	1.00
17/11/2018	0	100	100	0	0	1.00
24/11/2018	0	100	100	0	0	1.00
Total	71	1600	-	-	-	-

Anexo 8: Número de larvas y adultos de *Helicoverpa zea* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	Número de larvas + adultos	Número de plantas evaluadas
04/08/2018	0	100
11/08/2018	0	100
18/08/2018	0	100
25/08/2018	0	100
04/09/2018	0	100
11/09/2018	0	100
18/09/2018	0	100
25/09/2018	8	100
04/10/2018	4	100
11/10/2018	2	100
18/10/2018	1	100
25/10/2018	5	100
03/11/2018	0	100
10/11/2018	1	100
17/11/2018	2	100
24/11/2018	1	100
Total	24	1600

Anexo 9: Número de larvas y adultos de *Euxesta* spp. en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	Número de larvas + adultos	Número de plantas evaluadas
04/08/2018	0	100
11/08/2018	0	100
18/08/2018	0	100
25/08/2018	0	100
04/09/2018	0	100
11/09/2018	0	100
18/09/2018	0	100
25/09/2018	0	100
04/10/2018	53	100
11/10/2018	24	100
18/10/2018	41	100
25/10/2018	83	100
03/11/2018	46	100
10/11/2018	37	100
17/11/2018	49	100
24/11/2018	47	100
Total	380	1600

Anexo 10: Número de larvas de *Tallula atramentalis* en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	Número de larvas	Número de plantas evaluadas
04/08/2018	0	100
11/08/2018	0	100
18/08/2018	0	100
25/08/2018	0	100
04/09/2018	0	100
11/09/2018	0	100
18/09/2018	0	100
25/09/2018	0	100
04/10/2018	0	100
11/10/2018	0	100
18/10/2018	20	100
25/10/2018	29	100
03/11/2018	15	100
10/11/2018	23	100
17/11/2018	29	100
24/11/2018	27	100
Total	143	1600

Anexo 11: Número de individuos de otras plagas registradas en menor medida en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	<i>Elasmopalpus lignosellus</i>	<i>Diabrotica viridula</i>	<i>Diatraea saccharalis</i>	<i>Cyanopepla alonzo</i>
04/08/2018	0	0	0	0
11/08/2018	0	0	0	0
18/08/2018	0	0	0	0
25/08/2018	0	1	0	0
04/09/2018	0	0	0	0
11/09/2018	2	2	0	0
18/09/2018	0	0	0	0
25/09/2018	0	0	0	0
04/10/2018	0	0	2	1
11/10/2018	0	0	0	4
18/10/2018	0	0	0	1
25/10/2018	0	1	0	3
03/11/2018	0	0	0	0
10/11/2018	0	3	0	0
17/11/2018	0	0	0	0
24/11/2018	0	0	0	0
Total	2	7	2	9

Anexo 12: Número de insectos predadores registrados en 100 plantas evaluadas del cultivo de maíz morado. Periodo: agosto 2018 – noviembre 2018. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha de evaluación	Familia Hemerobiidae	Familia Chrysopidae	Familia Nabidae	Familia Coccinellidae	Familia Dolichopodidae
04/08/2018	0	0	0	0	0
11/08/2018	0	0	0	0	0
18/08/2018	0	0	0	0	0
25/08/2018	1	0	0	0	0
04/09/2018	1	1	0	0	4
11/09/2018	1	1	0	0	2
18/09/2018	3	4	1	0	1
25/09/2018	17	0	0	0	1
04/10/2018	7	0	0	2	0
11/10/2018	7	0	1	0	2
18/10/2018	2	0	0	0	2
25/10/2018	2	0	0	0	1
03/11/2018	2	2	0	1	0
10/11/2018	4	1	0	0	3
17/11/2018	7	0	1	0	1
24/11/2018	3	0	0	0	2
Total	57	9	3	3	19

Anexo 13: Número de mazorcas sanas y con daños en la cosecha del cultivo de maíz morado. Periodo: diciembre 2018 – enero 2019. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Evaluación	Número de mazorcas	Representación porcentual
Daño por picoteado de pájaros	104	13.76 %
Daño apical por larvas	378	50.00 %
Sin ningún daño	274	36.24 %
Total	756	100.00 %

Anexo 14: Promedios de temperatura (°C), precipitación (mm/hora), humedad relativa (%) y velocidad del viento (m/s) por días de siembra, emergencia, evaluaciones y cosecha del cultivo de maíz morado. Periodo: julio 2018 – enero 2019. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Fecha	Temperatura (°C)	Precipitación (mm/hora)	Humedad relativa (%)	Velocidad de viento (m/s)
25/07/2018	15.71	0.020	88.21	2.55
31/07/2018	14.97	0.000	85.33	2.55
04/08/2018	15.07	0.004	87.40	2.78
11/08/2018	14.69	0.000	85.80	2.30
18/08/2018	15.60	0.004	82.00	3.27
25/08/2018	16.43	0.000	79.00	2.92
04/09/2018	16.38	0.000	79.70	3.26
11/09/2018	16.36	0.000	82.10	3.41
18/09/2018	15.68	0.000	84.50	3.43
25/09/2018	15.70	0.008	83.30	3.10
04/10/2018	18.51	0.000	76.60	3.54
11/10/2018	17.10	0.000	80.30	3.79
18/10/2018	17.45	0.000	75.20	3.29
25/10/2018	18.01	0.000	76.90	3.55
03/11/2018	19.65	0.000	75.80	3.97
10/11/2018	18.55	0.000	76.50	3.75
17/11/2018	18.29	0.000	77.40	3.59
24/11/2018	18.40	0.000	79.00	3.09
27/12/2018	21.45	0.000	76.38	3.59
02/01/2019	15.35	0.000	79.21	3.01

Anexo 15: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de *Agrotis* spp. (Gusanos cortadores) en cuatro etapas temporales.

Formula: Gusanos.cortadores..Agrotis.spp.. ~ b1 * exp(b2 * Etapas)

Parameters:

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
b1	37.0603	11.2589	3.292	0.0812 .
b2	-1.1134	0.2578	-4.319	0.0497 *

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 1.213 on 2 degrees of freedom

Algorithm "port", convergence message: relative convergence (4)

R Square: 0.9771778

Anexo 16: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de *Dalbulus maidis* (Cigarrita del maíz) en cuatro etapas temporales.

Formula: Cigarrita.del.maíz..Dalbulus.maidis. ~ b1 * exp(b2 * Etapas)

Parameters:

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
b1	10.1651	12.2897	0.827	0.495
b2	0.8547	0.3168	2.698	0.114

Residual standard error: 54.57 on 2 degrees of freedom

Algorithm "port", convergence message: relative convergence (4)

R Square: 0.9290309

Anexo 17: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de *Peregrinus maidis* (Saltahojas del maíz) en cuatro etapas temporales.

Formula: Saltahojas.del.maíz..Peregrinus.maidis. ~ b1 * exp(b2 * Etapas)

Parameters:

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
b1	9.6380	15.4250	0.625	0.596
b2	0.6476	0.4321	1.499	0.273

Residual standard error: 42.54 on 2 degrees of freedom

Algorithm "port", convergence message: relative convergence (4)

R Square: 0.7838566

Anexo 18: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de *Rhopalosiphum maidis* (Pulgonés del maíz) en cuatro etapas temporales.

Formula: Pulgonés..Rhopalosiphum.maidis. ~ 1 - b1 * exp((-0.5) * ((-1) * (Etapas - b2)/b3)^2)

Parameters:

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
b1	-2.337e+02	1.063e+00	-219.8	0.00290 **
b2	1.962e+00	6.184e-03	317.3	0.00201 **
b3	-4.863e-01	3.113e-03	-156.2	0.00407 **

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 1.036 on 1 degrees of freedom

Algorithm "port", convergence message: both X-convergence and relative convergence (5)

R Square: 0.999977

Anexo 19: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de *Sthenaridea carmelitana* (Chinche del maíz) en cuatro etapas temporales.

Formula: Chinche.del.maíz..Sthenaridea.carmelitana. ~ b1 * exp(b2 * Etapas)

Parameters:

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
b1	5.1127	5.9717	0.856	0.4821
b2	0.9637	0.3029	3.182	0.0862 .

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 34.67 on 2 degrees of freedom

Algorithm "port", convergence message: relative convergence (4)

R Square: 0.952809

Anexo 20: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de *Spodoptera frugiperda* (Cogollero del maíz) en cuatro etapas temporales.

Formula: Cogollero..Spodoptera.frugiperda. ~ b1 * exp(b2 * Etapas)

Parameters:

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
b1	43.8007	18.7612	2.335	0.145
b2	-0.3921	0.2278	-1.721	0.227

Residual standard error: 7.928 on 2 degrees of freedom

Algorithm "port", convergence message: relative convergence (4)

R Square: 0.7681933

Anexo 21: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de *Helicoverpa zea* (Gusano de la mazorca) en cuatro etapas temporales.

Formula: Gusanos.de.la.mazorca..Helicoverpa.zea. ~ 1 - b1 * exp((-0.5) * ((-1) * (Etapas - b2)/b3)^2)

Parameters:

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
b1	-11.8252	1.7905	-6.604	0.0957 .
b2	2.7699	0.1294	21.410	0.0297 *
b3	0.7142	0.1256	5.687	0.1108

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 1.643 on 1 degrees of freedom

Algorithm "port", convergence message: relative convergence (4)

R Square: 0.9746965

Anexo 22: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de *Euxesta* spp. (Moscas de la mazorca) en cuatro etapas temporales.

Formula: Moscas.de.la.mazorca..Euxesta.spp.. ~ b1 * exp(b2 * Etapas)

Parameters:

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
b1	16.9890	31.3326	0.542	0.642
b2	0.6235	0.5003	1.246	0.339

Residual standard error: 81.99 on 2 degrees of freedom

Algorithm "port", convergence message: relative convergence (4)

R Square: 0.722567

Anexo 23: Análisis de varianza del conteo de individuos correspondientes a la población de *Tallula atramentalis* (Polilla del ápice de la mazorca) en cuatro etapas temporales.

Formula: Polilla.de.ápice.de.la.mazorca..Tallula.atramentalis. ~ b1 *
exp(b2 * Etapas)

Parameters:

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
b1	1.9563	2.3112	0.846	0.4864
b2	0.9747	0.3061	3.184	0.0861 .

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 13.79 on 2 degrees of freedom

Algorithm "port", convergence message: relative convergence (4)

R Square: 0.9534247