



**Universidad
de La Laguna**

ESCUELA POLITÉCNICA SUPERIOR DE INGENIERÍA
SECCIÓN DE INGENIERÍA AGRARIA

Grado en Ingeniería Agrícola y del Medio Rural

Distribución en planta de *Scirtothrips inermis* Priesner
sobre *Fragaria x ananassa* Duch.

Daniel Pérez Perdomo
La Laguna, mayo 2024

**AUTORIZACIÓN DE PRESENTACIÓN DE TFG
INGENIERÍA AGRÍCOLA Y DEL MEDIO RURAL
CURSO: 2023/2024
CONVOCATORIA: mayo**

TUTOR – COORDINADOR: Dr. Jalel Mahouachi Mahouachi

TUTOR: D. Elías Marrero Díaz

Como tutor/es del/la alumno Daniel Pérez Perdomo en el TFG titulado: Distribución en planta de *Scirtothrips inermis* Priesner sobre *Fragaria x ananassa* Duch., damos nuestra autorización para la presentación y defensa de dicho TFG, a la vez que confirmamos que el/la alumno/a ha cumplido con los objetivos generales y particulares que lleva consigo la elaboración del mismo y las normas del Reglamento de Trabajo Fin de Grado de la Escuela Politécnica Superior de Ingeniería.

En San Cristóbal de La Laguna y en la fecha señalada, firman este documento las personas que tutorizan el TFG.

PRESIDENTE DE LA COMISIÓN DE TRABAJO FIN DE GRADO

IMPRESO P03

Este documento incorpora firma electrónica, y es copia auténtica de un documento electrónico archivado por la ULL según la Ley 39/2015.
La autenticidad de este documento puede ser comprobada en la dirección: <http://sede.ull.es/validacion>

Identificador del documento: 6379337 Código de verificación: IY6MmJJF

Firmado por: Elías Marrero Díaz
UNIVERSIDAD DE LA LAGUNA

Fecha: 03/05/2024 10:31:58

Jalel Mahouachi Mahouachi
UNIVERSIDAD DE LA LAGUNA

03/05/2024 10:43:37



Agradecimientos:

A mi tutor académico, Dr. Jalel Mahouachi Mahouachi por darme la oportunidad de trabajar sobre un tema tan apasionante como el de este proyecto. A mi tutor externo, D. Elías Marrero Díaz, director técnico de IZAÑA SAT. por confiar en mí desde el principio para trabajar juntos en este ensayo. Muchas gracias al resto del equipo técnico de IZAÑA SAT. Yeray Segredo, Borja Sas y José Avelino, así como a todas las demás personas que han ayudado a que este proyecto salga adelante. Gracias al Dr. Omar García y a D. Angelos Mouratidis por su ayuda y consejo en momentos clave del proyecto.

A mi familia, amigos y a Daniela, por el apoyo y los ánimos que me han dado a lo largo de este último año.

Dedicado a mis abuelos Luis y Virginia que, tras una vida dedicada a la agricultura, son los principales responsables de que surgiera en mí el interés por el mundo rural.



ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	3
2. OBJETIVOS.....	4
3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	5
3.1. La Fresa.....	5
3.1.1. Taxonomía, origen y distribución de la fresa cultivada.....	5
3.1.2. Características morfológicas de la especie <i>Fragaria x ananassa</i> Duch.....	6
3.1.3. Tipos varietales utilizados en Canarias.....	7
3.1.4. Sistemas de plantación y cultivo	7
3.1.5. Plagas más representativas del cultivo en Canarias.....	10
3.2. Los Trips.....	12
3.2.1. Biología y taxonomía del orden Thysanoptera	12
3.2.2. Ciclo de vida de Terebrantia.....	12
3.2.3. Distribución en planta de trips plaga	13
3.2.4. Especies de trips presentes en el cultivo de fresa en Canarias, descripción e importancia de <i>Scirtothrips inermis</i> Priesner como plaga limitante del cultivo	14
3.2.5. Descripción de los daños provocados por alimentación de <i>Scirtothrips inermis</i> Priesner sobre plantas de fresón, diferencias con <i>Frankliniella occidentalis</i> Pergande	16
4. MATERIALES Y MÉTODOS	18
4.1. Ensayo de distribución en planta de <i>Scirtothrips inermis</i> Priesner sobre <i>Fragaria x ananassa</i> Duch. en condiciones de campo	18
4.1.1. Descripción del ensayo en campo.....	18
4.2. Ensayo de distribución en planta de <i>S. inermis</i> sobre <i>F. x ananassa</i> en condiciones de laboratorio.....	21
4.2.1. Descripción del ensayo en laboratorio.....	21
4.3. Ensayo de preferencia de alimentación y oviposición de <i>Scirtothrips inermis</i> Priesner sobre <i>Fragaria x ananassa</i> Duch. en condiciones de laboratorio	23
4.3.1. Material vegetal utilizado en los ensayos	23
4.3.2. Obtención de trips en campo.....	24
4.3.3. Diseño experimental	24
4.4. Ensayo de Pupación de <i>S. inermis</i> sobre <i>Fragaria x ananassa</i> en laboratorio	27
4.4.1. Material vegetal e insectos plaga utilizados en el ensayo	27
4.4.2. Diseño experimental	27
4.5. Estudio estadístico	29
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	30
5.1. Resultados de los ensayos de campo para conocer la distribución de <i>Scirtothrips inermis</i> sobre plantas de fresón y la influencia de <i>A. swirskii</i>	30



5.2.	Resultados del ensayo de laboratorio para conocer la distribución de <i>S. inermis</i> sobre plantas de fresón a diferentes densidades.....	32
5.3.	Resultados del ensayo de preferencia de alimentación y oviposición de <i>S. inermis</i> sobre hojas de fresón en condiciones de laboratorio	34
5.4.	Resultados del ensayo de pupación de <i>S. inermis</i> sobre plantas de fresón en maceta en condiciones de laboratorio	36
6.	CONCLUSIONES.....	38
7.	CONCLUSIONS.....	39
8.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	40
9.	ANEXOS	44
	Anexo 1. Insectos depredadores que actúan como enemigos naturales observados durante la realización del ensayo en campo	44



TÍTULO: Distribución en planta de *Scirtothrips inermis* Priesner sobre *Fragaria x ananassa* Duch.

AUTOR: Daniel Pérez Perdomo

TUTORES: Dr. Jalel Mahouachi Mahouachi y D. Elías Marrero Díaz

PALABRAS CLAVE: Trips, fresón, control integrado, insectos depredadores, hidroponía, preferencia de alimentación, oviposición, pupación.

RESUMEN

Con este proyecto se pretende llegar a conocer la distribución de *Scirtothrips inermis* Priesner en plantas de fresón, ser una guía para futuros proyectos a la hora de realizar una toma de muestras efectiva, así como diseñar nuevos métodos de control, dirigir las aplicaciones fitosanitarias y potenciar la implementación de los mejores enemigos naturales según la posición de la plaga en la planta. Para lograrlo se procedió de la siguiente manera:

Por un lado, se realizaron una serie de ensayos en campo y laboratorio para determinar la distribución del trips en plantas de fresón. Los resultados en campo indican que *S. inermis* es una especie de trips de follaje inmaduro pues la mayor parte de los individuos fueron observados en hojas jóvenes e intermedias de fresón.

El ensayo en laboratorio con plantas en maceta y dos densidades de trips dió como resultado que la presencia de este trips era mayoritaria sobre las hojas identificadas como "HV" (Hoja Vieja), lo cual contradice lo observado en el anterior ensayo de campo. Esto pudo deberse a que las hojas viejas en maceta (procedentes de plantas en cepellón) no eran tan maduras y rígidas como las hojas viejas en campo. Las hojas "viejas", más tiernas en este ensayo, fueron pues las preferidas por *S. inermis*. Aun así, el experimento sirvió para determinar que los trips de esta especie prefieren situarse por el haz de las hojas, encontrándose en números mucho menores por el envés y el pecíolo.

Como parte del ensayo en campo se estudió si la presencia del ácaro depredador *Amblyseius swirskii* Athias-Henriot desplaza a *S. inermis* de las zonas donde suele habitar. Para ello se compararon filas de cultivo sin tratamiento con otras donde se realizó la suelta de este fitoseido. Así se comprobó que la interacción del trips con *A. swirskii*, aunque llega a afectar en cierta medida, no es suficiente como para modificar su distribución en la planta. Finalmente se realizó el conteo de los diferentes enemigos naturales que colonizan espontáneamente el cultivo de fresón.

Por otro lado, se estudiaron tanto las preferencias de alimentación de las larvas de segundo estadio como las preferencias de oviposición de las hembras de *S. inermis*. Se introdujeron individuos del trips en envases con tejido foliar tierno y maduro en su interior y se demostró una vez más que este insecto prefiere alimentarse de hojas jóvenes y que únicamente realiza la puesta sobre tejidos foliares tiernos en plantas de fresón.

Por último, se realizó un ensayo en laboratorio para conocer los hábitos de pupación de *S. inermis*. Se utilizaron plantas de fresa con una única hoja sobre placas pegajosas negras. Transcurridas 72 horas cabían dos posibilidades, que las larvas L2 introducidas permanecieran sobre la hoja o que descendieran por el pecíolo o se tiraran al suelo para pupar. Se observó que solo una pequeña parte de las larvas permanecieron en la hoja. Esto demuestra que, al igual que ocurre con otras especies del género, los estadios pupales de *S. inermis* transcurren en el suelo.



TITLE: Within-plant distribution of *Scirtothrips inermis* Priesner on *Fragaria x ananassa* Duch.

AUTHOR: Daniel Pérez Perdomo

DIRECTORS: Dr. Jalel Mahouachi Mahouachi and D. Elías Marrero Díaz

KEY WORDS: Thrips, strawberries, integrated control, predatory insects, hydroponics, feeding preference, oviposition, pupation.

ABSTRACT

This project aims to understand the distribution of *Scirtothrips inermis* Priesner in strawberry plants, in order to guide future projects in conducting an effective sampling, as well as designing ideal control methods such as the direction of phytosanitary applications or the implementation of the most suitable natural enemies according to the position of the pest on the plant. The following approach was used to achieve this goal.

On the one hand, a series of field and laboratory trials were conducted to determine the distribution of thrips on strawberry plants. The field results indicate that *S. inermis* is a species of immature foliage thrips, as the majority of individuals were observed on young and intermediate strawberry leaves.

The laboratory experiment with potted plants and two densities of thrips resulted in the predominance of these thrips on the leaves identified as old, which contradicts the observations from the previous field experiment. This discrepancy could be attributed to the fact that the old leaves in pots were not as mature and rigid as the old leaves in the field. In this experiment, the 'old' leaves, which were more tender, were preferred by *S. inermis*. Nevertheless, the experiment was also helpful to determine that thrips of this species prefer to inhabit the upper side of the leaves, with significantly fewer numbers found on the underside and the petiole.

As part of the field experiment, an investigation was conducted on whether the presence of the predatory mite *Amblyseius swirskii* Athias-Henriot displaces *S. inermis* from its typical habitat zones. To do this, rows of untreated crops were compared with those where this phytoseid was released. It was observed that the interaction between thrips and *A. swirskii*, although having some impact, is not sufficient to alter their distribution on the plant. Finally, a count was made of the various natural enemies that spontaneously colonize strawberry rows.

On the other hand, the feeding preferences of second instar larvae and oviposition preferences of *S. inermis* females were studied. Individuals of *S. inermis* were introduced into containers with tender and mature leaf tissue inside and it was shown once again that this insect prefers to feed on young leaves and that it only lays eggs on tender leaf tissue on strawberry plants.

Finally, a laboratory test was carried out to determine the pupation habits of *S. inermis*. For this, strawberry plants with a single leaf were prepared and placed on top of black sticky plates. After 72 hours, two possibilities were considered, either the introduced L2 larvae remained on the leaf or the larvae descended on the petiole or dropped to the ground to pupate. It was observed that only a small proportion of the larvae remained on the leaf. This shows that, as with other species of this genus, the pupal stages of *S. inermis* occur on the ground.



1. INTRODUCCIÓN

Canarias posee unas condiciones que le permiten producir fresa durante todo el año, alternando variedades de día corto con variedades de día neutro. Su cultivo se presenta como una interesante apuesta para el mercado local, ya que, al ser un producto bastante perecedero, al llegar a las islas desde otras zonas de España su vida útil se ve reducida. En el caso de las islas el producto llega antes a los puntos de venta, ganando en frescura y en vida poscosecha.

El agua, en esta comunidad autónoma, es un recurso limitado por lo que para la producción del fresón se opta por utilizar métodos de cultivo alternativos como la hidroponía, donde las aguas de drenaje son recirculadas en el mismo cultivo o reutilizadas para riego de otras frutas y hortalizas. Además, este sistema, se encuentra en estructuras elevadas que dota al personal de una mayor eficiencia en la recolección.

En los últimos años el cultivo de la fresa en las islas ha sufrido varios episodios de plagas de nueva aparición por lo que agricultores y empresas del sector han tenido que renovarse activamente para desarrollar diferentes protocolos de gestión integrada.

En el año 2014, el taladro de la platanera *Opogona saccharii* Bojer, irrumpió en el cultivo causando grandes pérdidas económicas por marras tras la plantación hasta dar con una adecuada estrategia de control. Seguidamente en el 2017 se detectó *Drosophila suzukii* Matsumura, en las fresas de día neutro durante el mes de octubre, al llegar las primeras lluvias, se empezaron a detectar daños postcosecha derivados de su actividad (Marrero et al., 2023).

Durante el 2019 se comenzó a detectar en fresón al *Scirtothrips inermis*. Rápidamente se convirtió en la plaga que ha causado mayores problemas en este cultivo hasta la fecha, llegando incluso a hacer peligrar la supervivencia del cultivo en una de las mayores zonas productoras de Canarias. Este trips, del que ya se han reportado problemas en otros cultivos de las islas como el mango, tiene como característica principal el producir graves daños con poblaciones bajas, por lo que su control es complicado y llega a causar importantes problemas que impiden la comercialización de la fruta (Marrero et al., 2023).

Con este proyecto se pretende llegar a conocer la distribución de *Scirtothrips inermis* en plantas de fresón, servir de guía para futuros proyectos a la hora de realizar una toma de muestras efectiva, así como diseñar nuevos métodos de control, dirigir las aplicaciones fitosanitarias o potenciar la implementación de los enemigos naturales más indicados según la posición de la plaga en la planta.

También se pretende sacar conclusiones respecto a los hábitos de alimentación, oviposición y pupación de esta plaga, pues conociendo las preferencias de la plaga, en un futuro, se podrán diseñar estrategias para dar con el momento y la zona donde se deben realizar aplicaciones de fitosanitarios o dar cabida a otro tipo de tratamientos como el uso de depredadores de suelo o nemátodos entomopatógenos.



2. OBJETIVOS

En cultivos tan tecnificados como el fresón, la llegada de nuevas plagas hace necesario contar con protocolos que encajen dentro de las estrategias de gestión integrada de plagas. *Scirtothrips inermis* causa importantes mermas en la producción de fresón desde hace unos cinco años. Ante la falta de eficacia de los tratamientos insecticidas para el control de esta plaga, se ha puesto en marcha un proyecto a largo plazo para el desarrollo de nuevas estrategias de gestión integrada de *S. inermis*. En el marco de esa investigación surge este proyecto cuyo objetivo principal es ampliar los conocimientos que se tienen acerca de esta plaga en el cultivo de fresón. Para ello se han llevado a cabo una serie de ensayos con los siguientes objetivos:

- Conocer la distribución de *Scirtothrips inermis* sobre plantas de fresón mediante la observación en campo de *S. inermis* en los diferentes órganos de la planta y la observación en condiciones de laboratorio de la distribución del trips en las diferentes zonas de cada órgano estudiado.
- Estudiar si la introducción del fitoseido *A. swirskii* modifica la distribución de *S. inermis* en plantas de fresón.
- Conocer las preferencias de alimentación de larvas de segundo estadio y las preferencias de oviposición de hembras adultas de *S. inermis* sobre hojas de fresón.
- Observar en condiciones de laboratorio los hábitos de pupación de *S. inermis*.



3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. La fresa

3.1.1. Taxonomía, origen y distribución de la fresa cultivada

Las fresas, fresones o frutillas son un conjunto de especies e híbridos del género *Fragaria* y pertenecen a la familia Rosaceae, donde se incluyen otros géneros de interés tanto agronómico, (*Malus*, *Pyrus* y *Prunus*), como ornamental (*Rosa*). Existen referencias al cultivo de la fresa que se remontan a los escritos de los antiguos romanos como Plinio el Viejo y Virgilio quienes afirmaban que estas frutas eran apreciadas por su sabor y aroma, atributos a los que más adelante se les sumarían algunas propiedades medicinales que intensificaron aún más su cultivo (Bonet Gigante, 2010).

La fresa en la Europa medieval se comienza a cultivar a lo largo del siglo XIV, donde las plantas y semillas silvestres de *Fragaria vesca* L. y *Fragaria moschata* Weston se usaban para adornar parques y jardines en la corte de lo que hoy día es Francia y Alemania. Esta moda llegaría a España a mediados del siglo XVI donde, además de su uso ornamental, comenzaba a generar cierto interés como cultivo para consumo (Medina, 2008).

La llegada a América y su posterior colonización trajo consigo grandes hallazgos, siendo uno de ellos el descubrimiento de una nueva especie, *Fragaria virginiana* Mill. o Fresa de Virginia, introducida en Francia e Inglaterra a principios del siglo XVII. El cultivo de esta nueva especie se extendió rápidamente por Europa debido a su mayor productividad y al mayor tamaño de sus frutos (Medina, 2008).

Con la conquista española de Sudamérica se produjo también el descubrimiento de otra nueva especie, *Fragaria chiloensis* (L.) Mill. o fresa chilena, que presentaba también grandes frutos de piel blanquecina. Esta especie se introdujo en Europa a principios del siglo XVIII cuando Frézier la llevó hasta los puertos franceses desde donde se extendió por el continente. Tanto jardines botánicos como aficionados particulares se dedicaron a estudiarla, mostrando de forma unánime en los informes emitidos un gran problema de esterilidad (Medina, 2008).



Ilustración 1. De izquierda a derecha: Grabados de *F. Chiloensis* (Frézier), *F. Virginiana* (Poiteau) y *F. x ananassa*
Fuente: Getty images.



No fue hasta mediados del siglo XVIII cuando los jardineros de la ciudad de Brest, en la región francesa de Bretaña descubrieron que los problemas de esterilidad de *F. chiloensis* se podían solventar mediante la polinización cruzada. Al intercalar ejemplares de *F. virginiana* y *F. vesca* en las líneas de cultivo de *F. chiloensis* la polinización resultaba exitosa. Los nuevos híbridos procedentes de estos cruces se hicieron muy populares y su cultivo se expandió rápidamente. Será en el año 1766 cuando Duchesne finalmente describa esta nueva fresa como un híbrido entre *F. virginiana* y *F. chiloensis*, dándole el nombre de fresa-piña, por su aroma que recordaba al de la piña tropical. Finalmente, este híbrido se clasificó como *Fragaria x ananassa* Duch., lo que hoy en día conocemos como fresón, la variedad cultivada más importante a nivel mundial (Navarro & Morales, 1997).

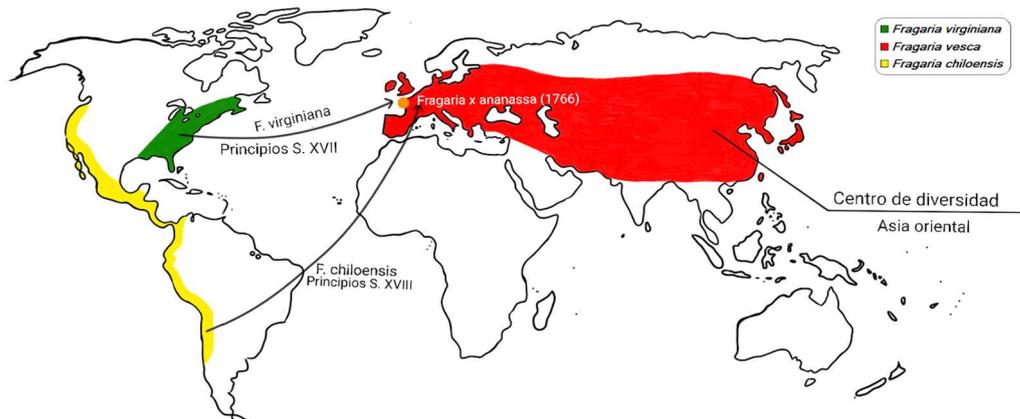


Ilustración 2: Origen y distribución de las diferentes especies de *Fragaria*.
Extraído de (Hancock, 1999) y (Staudt, 1999).

Es en la zona de Asia oriental donde se localizan la mayor parte de especies de *Fragaria*, por ello se tiene a esta región como el centro de diversidad del género, llegando incluso a ser considerada por algunos como el lugar de origen de éste (Staudt, 1999).

3.1.2. Características morfológicas de la especie *Fragaria x ananassa* Duch.

El híbrido de *Fragaria x ananassa* (que en adelante denominaremos fresa, fresón o fresal) es una planta perenne que, aunque a simple vista pueda parecer herbácea, en realidad es considerada leñosa (López-Aranda, 2008). Su sistema radicular es fasciculado, con raíces de aspecto fibroso que se dividen en primarias y secundarias. Estas llegan a extenderse unos 30 cm alrededor del tallo y a penetrar hasta unos 30 cm de profundidad. Sus tallos son pequeños y muy cortos, se encuentran comprimidos formando una roseta que no mide más de 2 o 3 cm de largo (Bonet Gigante, 2010).

Del tallo, conocido vulgarmente como corona, emergen las hojas que presentan un peciolo alargado que lo abraza en su base. Las hojas son compuestas, trifoliadas, con bordes aserrados y más pilosas en el envés que en el haz. En las axilas de las hojas se generan yemas laterales que pueden dar lugar a estolones, ramos florales o permanecer en letargo, todo esto en función de las condiciones ambientales (Bonet Gigante, 2010).

El ramo floral se compone del tallo o escapo floral, del que parten las inflorescencias y los pedúnculos que soportan las flores. Las flores del fresal son perfectas, hermafroditas. Cada una posee un cáliz y corola pentámeros con pétalos blancos y androceo poliándrico. Sobre el receptáculo o parte femenina de la flor, de color amarillo, se desarrollan un conjunto de achenios que son los verdaderos frutos. Lo que se conoce popularmente como fresa o fresón y



se piensa erróneamente que es el fruto, es en realidad el receptáculo floral desarrollado y engrosado, lleno de azúcares y esencias perfumadas y sobre él se disponen los aquenios en el interior de los alvéolos (Bonet Gigante, 2010).

Los estolones son tallos rastreros en cuyos nudos se generan nuevas rosetas de hojas que eventualmente desarrollan raíces adventicias con el objetivo de formar nuevos clones de la planta madre. Son la base de la reproducción vegetativa o asexual (Bonet Gigante, 2010).

3.1.3. Tipos varietales utilizados en Canarias

Según el tipo de respuesta que da la fresa al fotoperíodo, estas se pueden clasificar separadamente en variedades de día corto, neutro o largo. En la Comunidad Autónoma de Canarias en particular, debido a sus características climáticas, los tipos varietales más usados son cultivares de día neutro y corto. El fresón necesita unas condiciones agroclimáticas específicas para que su multiplicación vegetativa sea exitosa. En la Península Ibérica, estas condiciones se consiguen por encima del paralelo 40° Norte, en zonas elevadas unos 1.000 msnm. Donde se logra también un buen aislamiento fitosanitario, alejadas del cultivo de fresón para consumo y otras especies con quien comparte plagas y enfermedades (Bonet Gigante, 2010).

Es en la zona de Castilla y León donde se encuentran los viveros para la obtención de la llamada "planta fresca de altura". Con un clima continental e inviernos con temperaturas muy bajas, las plantas de fresón son capaces de completar las horas frío necesarias, a temperaturas inferiores a 7°C (Bonet Gigante, 2010), antes de ser arrancadas y distribuidas a otros lugares más cálidos de la Península y el norte de África donde pasan a fase de fructificación.

En las variedades de día corto la floración comienza en otoño, momento en que disminuyen las horas de luz diaria y comienzan a bajar las temperaturas. En estas variedades se observa una marcada diferenciación entre sus fases de desarrollo. Primero arranca la floración, a continuación, la maduración y por último la formación de estolones. La plantación se realiza en octubre, y las recolecciones comienzan sobre los meses de diciembre-enero prolongándose hasta junio momento en el cual la planta emite estolones (Barba Quiles, 2015).

Las variedades de día neutro son resultado de la mejora genética en busca de superar la dependencia del fotoperíodo y aumentar la temporada de cosecha. Reciben este nombre debido a que su desarrollo no se ve afectado por la luz y la temperatura de manera tan clara como ocurría con las anteriores. En estos cultivares los estados fenológicos ocurren de manera simultánea con plantas en fase de floración, cuajado de frutos y emisión de estolones de manera conjunta (Bonet Gigante, 2010).

3.1.4. Sistemas de plantación y cultivo

La propagación asexual de los diferentes cultivares se realiza mediante estolones. Estos son obtenidos en viveros de altura de Castilla y León, con suelo arenoso para conseguir estolones con buena biomasa radical y que además sean fáciles de arrancar sin perder mucha raíz en el proceso (Márquez Domínguez, 2008). Desde principios del mes de octubre las plantas son arrancadas de los arenales y rápidamente son procesadas de forma que se lavan las raíces, se eliminan las hojas, se agrupan en manojos y se colocan en cajas de unas 500 unidades. Estas plantas, conocidas como "planta a raíz desnuda", se colocan en palets y son transportadas de inmediato en contenedores refrigerados hasta las zonas de plantación como Huelva, el norte de África o Canarias (López Galarza, 2016).



Ilustración 3: Plantas de fresa a raíz desnuda en manojos antes de ser preparada para la plantación.

Existe un método alternativo al de raíz desnuda, la planta en cepellón, que ya viene enraizada. Este método permite una mayor flexibilidad respecto al momento de trasplante, así como aumenta la supervivencia de la planta y disminuye la necesidad de operaciones de reposición de marras. Su principal desventaja viene desde el punto de vista económico, pues supone mayor gasto en mano de obra y mayor volumen a la hora del transporte (López Galarza, 2016).



Ilustración 4: Planta de fresa en cepellón preparada para realizar operaciones de replante.

El sistema de cultivo más utilizado en Península se lleva a cabo en suelo, en bancales o lomos altos con riego localizado y sistemas de protección como túneles bajos de semiforzado, grandes túneles o invernaderos. Las plantas son dispuestas en dos filas sobre cada lomo, enfrentadas o a tresbolillo, distanciadas de 20 a 30 cm y con una separación de 1,1 a 1,2 m entre ejes de los lomos. Todo esto da unas densidades de plantación de entre 6 y 9 plantas/m², lo cual favorece el desarrollo de plantas más frondosas con fruta de mayor calibre (Márquez Domínguez, 2008).

Uno de los principales inconvenientes del cultivo tradicional en suelo es la presencia de un elevado número de patógenos fúngicos como *Phytophthora sp.* y *Verticilium sp.* y nemátodos como *Meloidogyne sp.* (López Aranda, 2008). Esta y otras razones han conducido al desarrollo de sistemas de cultivo sin suelo donde, aunque no se eliminan, sí se reducen los problemas de hongos al realizarse en sustrato inerte.

Otras ventajas atribuibles al cultivo sin suelo son la posibilidad de monitoreo y ajuste de la conductividad eléctrica y pH tanto del sustrato como de la solución nutritiva, la mejora en limpieza y sanidad del cultivo, la mayor eficiencia en la recolección, fumigación y labores culturales, o la posibilidad de recirculación o reutilización de las aguas de drenaje.



En el caso de Canarias predomina el cultivo hidropónico bajo cubierta, bien en macro túneles (Valsequillo, Gran Canaria) o en invernadero (Gúímar, Tenerife). En este sistema, antes de la plantación, la planta debe pasar por un proceso de desinfección mediante baño con fungicida para evitar la transmisión de patógenos desde el vivero. Para facilitar las labores de plantación y evitar colocar las raíces en forma de J, lo que puede ocasionar marras, se hace un ligero despunte de la raíz con un cuchillo. Se vuelven a colocar en cajas y rápidamente son transportadas al que será su lugar de plantación definitivo.

Como sustrato es común utilizar fibra de coco deshidratada en el interior de bolsas plásticas de 100 cm de largo por 18 cm de ancho y 15 cm de alto una vez hidratadas, proceso que comienza con la aplicación de riegos cortos con mucha frecuencia desde al menos 15 días antes de la llegada de la planta. Las bolsas se colocan en alto sobre estructuras de metal colgantes o fijadas al suelo. La altura de estas estructuras lineales es de aproximadamente 100 cm y presentan la inclinación necesaria para poder reutilizar o recircular las aguas de drenaje que irán por un sistema de desagüe hasta un depósito donde se podrá utilizar de nuevo como agua de riego. Estas bolsas o sacos de sustrato traen precortados cuatro cuadrados distribuidos a lo largo, que serán los lugares donde se coloquen las plantas.

En cuanto a los marcos de plantación, lo más habitual es referirse al número de plantas por saco ya que al ser de 1m de largo se tiene directamente el número de plantas por metro lineal. Para este sistema, estos números oscilan entre las 8 y las 12 plantas por saco, de 2 a 3 plantas por hueco en el saco. En los inicios del cultivo sin suelo era habitual diseñar la plantación usando líneas simples con 25 cm entre huecos del saco y unos 100 cm de pasillo, dando también como resultado un marco de 1 saco/ m² y por tanto de 8 a 12 plantas/ m² en función del número de plantas por hueco. La densidad de plantación con este sistema oscilaría entre 80.000 y 120.000 plantas/ha. En la actualidad es más común el diseño en líneas pareadas, con 25 cm entre huecos, 40 cm entre las filas de sacos y pasillo de 100 cm. Con esta configuración se obtiene una densidad de plantación de entre 120.000 y 170.000 plantas/ha, esto es, de 12 a 17 plantas/ m² o 1,43 sacos/m².



Ilustración 5: Sistema de cultivo en líneas simples (izquierda) y en líneas pareadas (derecha).

Para introducir las plantas en su lugar definitivo se hace uso de pequeñas horquillas metálicas que facilitan la introducción de las raíces en el sustrato. Es de suma importancia colocar las plantas de la manera correcta, enterrando la planta lo justo para que toda la raíz quede bajo tierra y solo sobresalga la corona. Si esta se hunde por debajo del sustrato, se dificultará su emergencia e incluso podría provocar pudriciones. Por otro lado, si las raíces quedan al descubierto, se dificulta el establecimiento inicial de la planta, así como la emergencia de nuevas raíces, lo cual la debilitaría.

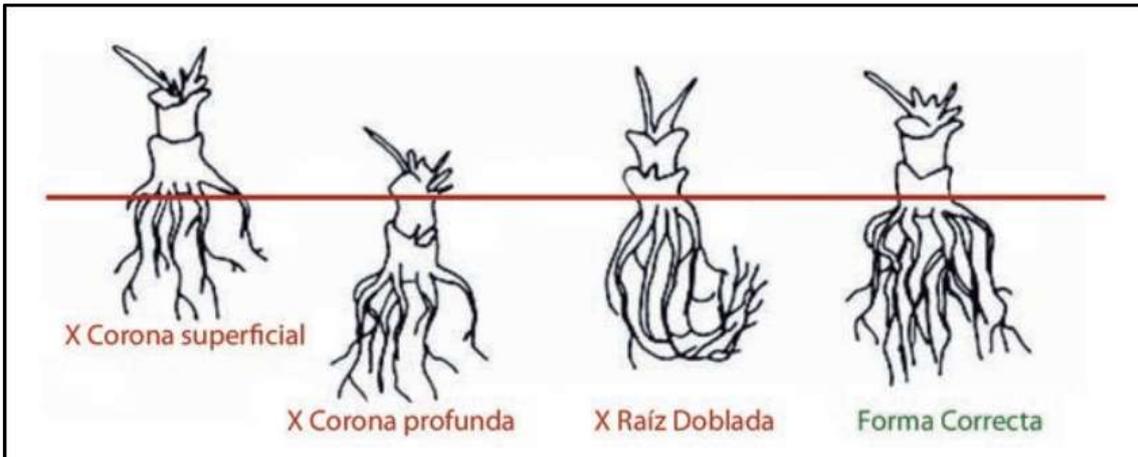


Ilustración 6: Forma correcta de introducir la planta de fresa en el sustrato. Fuente: Boletín INIA nº 262.

3.1.5. Plagas más representativas del cultivo en Canarias

- Araña roja (*Tetranychus urticae* Koch)

Es un ácaro tetraníquido polífago que habita generalmente en el envés de las hojas maduras y senescentes de fresa. La flora adventicia actúa en ocasiones como reservorio y refugio para esta plaga en las parcelas de fresa en cultivo sin suelo. La araña roja produce daños derivados de su alimentación al perforar el tejido foliar para absorber el contenido de las células, afectando a procesos vitales como fotosíntesis y transpiración. Estas picaduras generan en un principio puntos cloróticos en hojas viejas y la detención paulatina del crecimiento hasta llegar, en casos graves, a la necrosis de tejidos y la muerte de las plantas (Orta & González, 2000).

Para el manejo de esta plaga, primero se espera hasta que las plantas entren en contacto en las filas de cultivo, lo que mejora las condiciones de instalación de los fitoseidos, como *Amblyseius californicus* Mcgregor en suelta preventiva. Más adelante, según aparezcan los primeros focos se realizan sueltas periódicas de *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot. Si el problema persiste se puede aplicar algún tratamiento con medios químicos autorizados procurando que sean respetuosos con la fauna auxiliar para facilitar el control por parte de depredadores (Alvarado, 2009).



Ilustración 7: Colonia de araña roja sobre hoja de fresón.
Fuente: Pablo Alvarado Aldea

- Pulgones (*A. gossypii* Glov., *Macrosiphum euphorbiae* Thom. y *Chaetosiphon fragaefolii* Cock.)

Son pequeños insectos de la familia Aphididae. Pueden ser alados o ápteros y se agrupan formando colonias en el envés de las hojas de fresa. Provocan daños indirectos al cultivo debido a su alimentación ya que excretan una especie de melaza que se adhiere a hojas y frutos y permite el desarrollo de fumagina que se desarrolla superficialmente y merma la capacidad fotosintética de las plantas. Además, los pulgones son importantes vectores de virus.



Si se observan colonias de *A. gossypii* se pueden realizar sueltas de *Aphidius colemani* Viereck. En general, cuando se tienen problemas con los parasitoides que son muy específicos, como con *C. fragaefolii*, se pueden llevar a cabo sueltas de depredadores generalistas como *Aphidoletes aphidimyza* Rondani, el sírfido *Sphaerophoria rueppellii* Wiedemann o *Chrysoperla carnea* Stephens. Si no se consigue controlar la plaga, se podrán utilizar productos fitosanitarios de acción sistémica, por lo complicado de llegar a sus zonas de refugio (Alvarado, 2009).



Ilustración 8: Pulgón bajo pétalos de flor de fresón.
Fuente: Pablo Alvarado Aldea

- Mosca del vinagre de alas manchadas (*Drosophila suzukii* Matsumura)

Este díptero causa graves problemas en postcosecha de la fresa, debido a la presencia de larvas en el interior de los frutos, con lo que se reduce su vida útil y disminuye su valor comercial. Se pueden adoptar medidas culturales con el fin de interrumpir el ciclo de vida del insecto, entre ellas, la recogida exhaustiva de la fruta descartada o en mal estado al momento de la cosecha. Esta labor, sobre todo en momentos de alta humedad, permite interrumpir su ciclo de vida (Marrero et al., 2023).



Ilustración 8: Fruto de *F. X ananassa* 7 días tras la exposición a *D. suzukii*. Fuente: José María Molina Rodríguez (PHYTOMA)

- Taladro de la platanera (*Opogona sacchari* Bojer)

Es un lepidóptero perteneciente a la familia Tineidae. Los adultos, no provocan daños en el cultivo, son polillas de color marrón y de hábitos nocturnos. Las larvas son muy voraces y se alimentan de los tejidos en el interior de las coronas de las plantas de fresón realizando túneles y debilitándolas hasta pudrirse o secarlas. Actualmente, su control se basa en aplicaciones de nemátodos entomopatógenos como *Steinernema carpocapsae* Weiser vía riego, la mejora de los cerramientos de los invernaderos, la limpieza de los restos del cultivo anterior y el uso de trampas de feromonas sexuales para la captura de machos (Marrero et al., 2023).



Ilustración 9: Larva de *O. Sacchari* sobre corona.
Fuente: Elías Marrero



3.2. Los trips

3.2.1. Biología y taxonomía del orden Thysanoptera

Los trips son unos pequeños insectos de alrededor de 2 mm de longitud y color amarillo, marrón o negro. Aproximadamente la mitad de especies de trips son micófagos y saprófagos, es decir, se alimentan de los hongos presentes en el suelo y de materia vegetal en descomposición. Una pequeña parte son depredadores obligados que necesitan alimentarse de insectos, ácaros y de otros trips. Algunas especies son fitófagos y se consideran plaga en plantas cultivadas y vectores de tospovirus como el virus del bronceado del tomate (TSWV) (Mouratidis, 2023).

Estos insectos pertenecen al orden Thysanoptera, que contiene unas 6.000 especies diferentes. Este a su vez se divide en dos grandes grupos o subórdenes, los Terebrantia y los Tubulifera. Los Tubulifera, son 3.500 especies, generalmente de mayor tamaño que los Terebrantia, presentan su último segmento abdominal modificado, formando una estructura similar a un tubo. Las hembras de Tubulifera realizan oviposición exofítica, depositando los huevos sobre la superficie del tejido vegetal como, por ejemplo, *Gynaikothrips ficorum* Marchal (Curis et al., 2015). Por otro lado, los Terebrantia, como *Frankliniella occidentalis* Pergande, ovipositan endofíticamente, para ello, cuentan con un aparato ovipositor conocido como terebra, que utilizan como una sierra para perforar el tejido vegetal y colocar la puesta en su interior. El grupo Terebrantia está formado por alrededor de 3.000 especies y es el suborden donde se encuentran casi todas las plagas importantes (Mouratidis, 2023).



Ilustración 10: individuo de Terebrantia (izquierda) y Tubulifera (derecha) diferencia entre los extremos del tórax. Fuente: I Jornadas de investigación sobre trips (CAIA) (izq.) y (Curis et al., 2015). (der.)

3.2.2. Ciclo de vida de Terebrantia

El suborden Terebrantia presenta un ciclo de vida dividido en 6 estadios bien diferenciados. El adulto oviposita en el interior de los tejidos vegetales. Los huevos son minúsculos y su forma recuerda la de una judía. Los individuos deben pasar por 2 estadios larvales (L1 y L2), un estadio intermedio de prepupa y otro de pupa antes de alcanzar la madurez. Las larvas son quienes provocan la mayor parte de daños en los cultivos ya que sus necesidades de alimentación son muy altas en este período. Es en estas fases donde pueden adquirir virus, si la planta de la que se están alimentando está infectada y transmitirlos, como adultos más móviles, a otras plantas. Las pupas, por el contrario, son los estadios menos activos, prácticamente inmóviles y no se alimentan. La fase de ninfosis ocurre generalmente en el suelo, aunque existen especies que lo realizan en el follaje (Mouratidis, 2023).



Una vez superado el estadio de pupa, los adultos emergen y siguen alimentándose de la planta. La reproducción puede ser tanto sexual como partenogenética. Tardan poco tiempo en completar su ciclo pudiendo hacerlo, en condiciones cálidas, en alrededor de 21 días (Mound & Kibby, 1998).

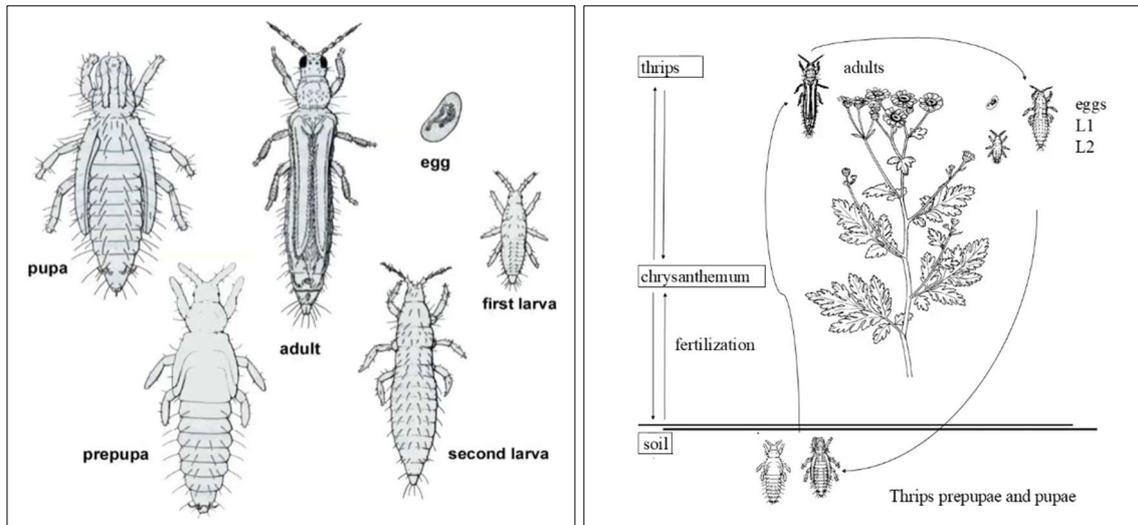


Ilustración 11: Estadios (izquierda) y ciclo de vida típico para trips de *Terebrantia* (derecha).

Fuente: I Jornadas de investigación sobre trips (CAIA)

3.2.3. Distribución en planta de trips plaga

En función del lugar donde los trips fitófagos se desarrollan y adquieren su alimento, estos se pueden clasificar en 3 categorías. Por un lado, encontramos a los trips de las flores que consumen polen. Su ciclo de vida es bastante rápido. Algunas especies de trips de este tipo son capaces de alimentarse y causar daños al follaje si al llegar las plantas aún no han producido flor, pero, al arrancar la floración, migran hacia esos lugares de inmediato, es el caso del conocido y ampliamente distribuido *F. occidentalis*. Por otro lado, está el grupo de trips de follaje inmaduro, de menor tamaño que los anteriores y que dañan gravemente las hojas no desarrolladas al alimentarse, siendo los *Scirtothrips sp.* los que pertenecen a este grupo. Por último, encontramos a los trips de follaje maduro que habitan y se alimentan de hojas viejas o senescentes. Su ciclo de vida es bastante más largo que otros trips ya que durante su alimentación consumen menor cantidad de nutrientes por realizarla en este tipo de hojas, aquí se encuentran especies como *Echinothrips americanus* Morgan o *Heliothrips haemorrhoidalis* Bouché (Mouratidis, 2023).



Ilustración 12: De izquierda a derecha, *Frankliniella occidentalis*, *Scirtothrips inermis* y *Heliothrips haemorrhoidalis*.

Fuente: I Jornadas de investigación sobre trips (CAIA)



3.2.4. Especies de trips presentes en el cultivo de fresa en Canarias, descripción e importancia de *Scirtothrips inermis* Priesner como plaga limitante del cultivo

En Canarias existe una gran variedad de especies de trips en el cultivo de la fresa. Por un lado, tenemos las especies fitófagas que causan daño al cultivo como *F. occidentalis*, plaga bastante conocida en el cultivo y *S. inermis*, plaga de nueva aparición cuya característica principal es que causa grandes daños con bajas poblaciones. Por otro lado, se pueden encontrar varias especies de trips depredadores de araña roja y otros trips como *Frankliniothrips vespiformis* Crawford (trips hormiga), *Aeolothrips sp.* (Trips pijama) y *Scolothrips sp.* depredadores de araña roja; éstos realizan una función en el control de plagas que debemos potenciar (Arakaki & Okajima, 1998; Monreal Montoya et al., 2012).

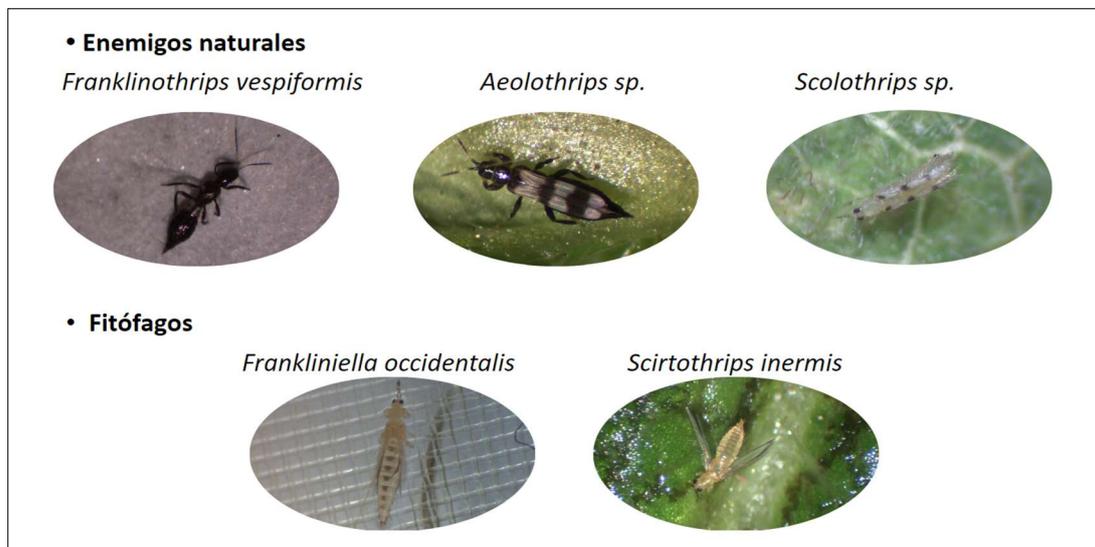


Ilustración 13: Trips depredadores y Trips que causan daños al cultivo del fresón. Fuente: Elías Marrero.

- Trips occidental de las flores (*Frankliniella occidentalis* Pergande)

Este trips, procedente de California, fue introducido en la Península Ibérica en los años 80. Su veloz dispersión unida a los daños que puede producir en una gran cantidad de cultivos diferentes hace que hoy por hoy se la considere como una de las plagas clave en la producción de fresa (Albendín et al., 2012). Tanto los estadios adultos como larvarios se alimentan de flores, pero también de frutos y hojas, perforando las células superficiales y succionándolas.

- Trips inerme del naranjo (*Scirtothrips inermis* Priesner)

Encuadrado en el suborden Terebrantia se encuentra el *Scirtothrips inermis*, conocido como trips del almendro o trips inerme del naranjo, es una especie polífaga perteneciente a la familia Thripidae. Fue descrito por Priesner por primera vez en 1933 sobre ejemplares recolectados en *Acacia* en la isla de Gran Canaria. Más adelante, se señala a *S. inermis* sobre algunas especies tanto leñosas como herbáceas en las islas de Lanzarote, Gran Canaria y Tenerife (Zur Strassen, 1969). A lo largo del siglo XX, otros autores describen a esta especie en lugares como Arizona y California, EE.UU. (Bailey, 1964); Nueva Zelanda, (Mound & Walker, 1982) o Extremadura, España (Güimaraes, 1973) sobre hospedantes diversos como *Citrus x limon*, árboles del género *Prunus*, *Vitis vinifera* o *Begonia* en invernadero (Lacasa et al., 1996). En Canarias, a día de hoy, este trips está presente en todas las islas a excepción de Fuerteventura (Berzosa, 2000) y aunque no se sabe a ciencia cierta si es endémica, sí que es muy abundante (Mouratidis, 2023).



Tabla 1. Encuadre taxonómico de *S. inermis* extraído de BIOTA (Banco de Datos de Biodiversidad de Canarias)

Reino	Metazoa
Phylum	Arthropoda
Subphylum	Hexapoda
Clase	Insecta
Orden	Thysanoptera
Suborden	Terebrantia
Familia	Thripidae
Género	<i>Scirtothrips</i> Shull, 1909
Especie	<i>Scirtothrips inermis</i> Priesner, 1933

A partir del año 2019, este trips comenzó a detectarse en cultivos de fresa en Canarias. Esta plaga ya ha sido descrita como problemática en las islas para cultivos como el mango (Perera González et al., 2020) afectando, en ataques muy severos, especialmente a las hojas, pero llegando a dañar también flores y frutos. Otra especie del género es *Scirtothrips aurantii* Faure, de origen sudafricano y detectada en España desde 2020 (MAPA, 2021a). Estos trips se alimentan perforando los brotes jóvenes, hojas y frutos en plantaciones de cítricos, pimiento y otros cultivos. Por último, *Scirtothrips dorsalis* Hood, presente en España desde 2016, causa daños al cultivo de berries en la Península Ibérica, alcanzando plantaciones de frutales tropicales en Península y Canarias (Marrero et al., 2023; MAPA, 2021b).

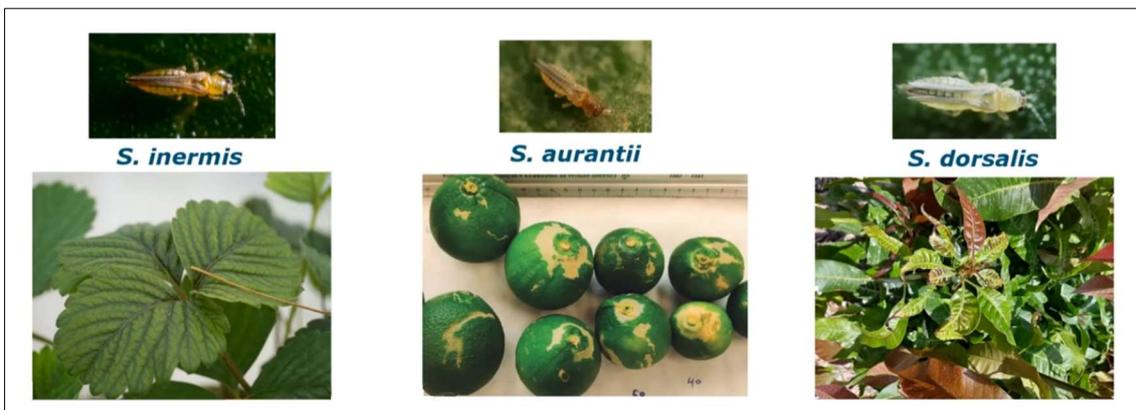


Ilustración 14: Diferentes especies de *Scirtothrips* plaga de cultivos en España y Canarias.
Fuente: I Jornadas de investigación sobre trips (CAIA).

La información con que se cuenta hoy en día acerca de la plaga *S. inermis* es bastante limitada. Es por ello que, en la actualidad, en colaboración con el Instituto Canario de Investigaciones Agrarias y la empresa Izaña S.A.T., se están llevando a cabo diferentes trabajos con la finalidad de conseguir un mayor conocimiento de la misma.



Como ya se ha comentado, los trips fitófagos que podemos encontrar en el cultivo de fresa son *S. inermis* y *F. occidentalis*. Ambas especies presentan características morfológicas únicas que nos permiten reconocer y diferenciar a cada trips. Las larvas de primer estadio son blanquecinas y su característica principal reside en la forma triangular y puntiaguda que presenta su abdomen. En este estadio, tanto *S. inermis* como *F. occidentalis* son prácticamente indistinguibles. Al poco tiempo de comenzar a alimentarse, las larvas L1 de *Scirtothrips* adquieren una tonalidad más amarillenta y en poco tiempo pueden pasar a L2. En su segundo estadio larvario, *S. inermis* pasa de color amarillento a anaranjado, sin presentar sedas, según se alimenta y crece (Perera González et al., 2020). En este momento la larva presenta el abdomen más hinchado y redondeado. En este punto se la puede diferenciar de las larvas en segundo estadio de *F. occidentalis*, que presentan un cuerpo más alargado, color amarillo menos intenso, con sedas y de mayor tamaño (Cardenas & Corredor, 1989). En cuanto a la movilidad, las larvas de *S. inermis* son mucho más rápidas que las de *F. occidentalis*.

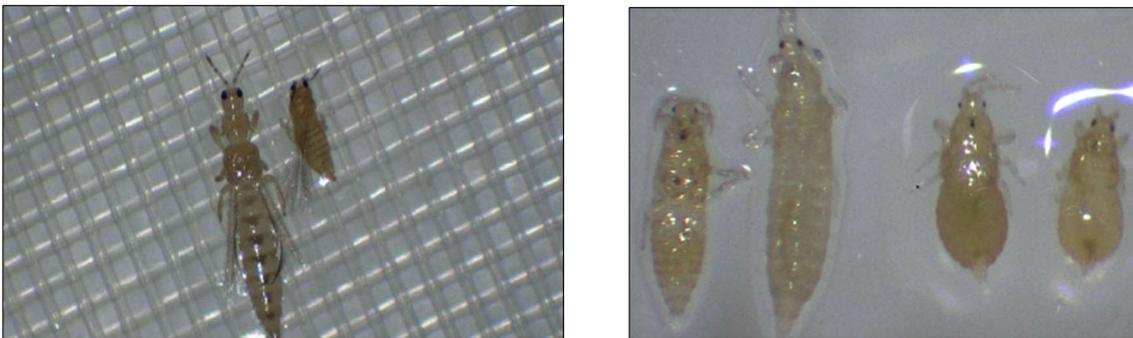


Ilustración 15: Comparación entre adultos y Larvas L2 de *F. occidentalis* (izq. Ambas fotos) y *S. inermis* (der. Ambas fotos). Fuente: Elías Marrero.

Los adultos de *S. inermis* miden de 0,8 a 1 mm de largo, siendo las hembras más grandes que los machos. Presentan una característica fina línea oscura entre los segmentos del tórax y una seda larga en los ángulos posteriores del pronoto. (Perera González et al., 2020) En cambio, *F. occidentalis* presenta dos sedas largas en los ángulos posteriores y anteriores del pronoto (Cardenas & Corredor, 1989). Todos estos aspectos son visibles con una lupa de mano.

En el período de 2019 en adelante, se comenzó a observar los primeros daños de esta plaga en el cultivo del fresón y los protocolos que estaban instaurados para el control de trips no funcionaban. Por ello se trabajó activamente en la búsqueda de soluciones a corto plazo. Dando como resultado campañas con producciones ridículas en las que el cultivo se arrancaba antes de tiempo con las consecuentes pérdidas económicas. Los ataques eran muy fuertes y los grandes daños con bajas poblaciones de plaga eran asombrosos. Por tanto, en el momento actual, *S. inermis* se posiciona como plaga limitante para el cultivo en la zona de Güímar, una de las mayores zonas productoras de fresón a nivel autonómico (Marrero, 2023).

3.2.5. Descripción de los daños provocados por alimentación de *Scirtothrips inermis* Priesner sobre plantas de fresón, diferencias con *Frankliniella occidentalis* Pergande

F. occidentalis provoca muchas pequeñas heridas al perforar los tejidos vegetales para alimentarse. Si la plaga aparece en las etapas iniciales del cultivo (antes de floración) el daño será evidente sobre las hojas, pero, una vez comiencen a aparecer las flores, el trips migrará a estas para alimentarse (Toapanta et al., 1996). Estas heridas generan manchas de color gris plateado en hoja y manchas de color pardo en flores y frutos (González Zamora et al., 1992).



Los daños por alimentación de *S. inermis* provocan bronceado tanto en hojas y peciolo como en flores y pedúnculos, así como coloración bronce oscura o negra, en los lugares donde este realiza las picaduras. Debido a esto las hojas crecen atrofiadas y los ataques muy severos pueden dar lugar a defoliación. Cuando se alimenta del fruto, sus picaduras provocan cicatrices y rajado superficial (Mouratidis et al., 2023).



Ilustración 16: Daños provocados por alimentación de *F. occidentalis* (izq.) y *S. inermis* (der.)



4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Ensayo de distribución en planta de *Scirtothrips inermis* Priesner sobre *Fragaria x ananassa* Duch. en condiciones de campo

4.1.1. Descripción del ensayo en campo

El ensayo se realizó en una parcela de 2200 m² conformada por un invernadero, propiedad de la empresa IZAÑA S.A.T, de cultivo de fresón de día corto variedad Marimbella (Novasiri Genetics) con sistema hidropónico realizado en sustrato de fibra de coco 3/4" (PELEMIX), a una altura de 110 msnm en el municipio de Güímar, Tenerife, en las coordenadas 28,32250, -16,38139.



Ilustración 17: Plano de localización de las fincas donde se llevaron a cabo los ensayos. Fuente: IDE Canarias.

Para llevar a cabo el ensayo, se realizó un diseño en bloques al azar con 2 tratamientos y 7 repeticiones; un control y otro con liberación de *Amblyseius swirskii*, haciendo un total de 14 unidades experimentales. La unidad experimental constaba de una fila simple de cultivo de 20 metros de largo, compuesta por 20 sacos de cultivo de 100 x 18 x 10 cm y 12 plantas/saco. Las plantas se encontraban en fase de plena producción. La aplicación del tratamiento con el ácaro se realizó mediante suelta de sobres, a razón de 1 sobre cada 4 sacos enganchados a la estructura. Se utilizaron sobres de Swirski Ulti-mite de la casa comercial Koppert.



Ilustración 18: Soportes del cultivo con sobres de Fitoseidos enganchados y detalle del sobre de Swirskii ulti-mite.



La toma de muestras se realizó el martes 6 de junio de 2023, se recogieron hojas viejas de las zonas bajas de la planta (HV), hojas intermedias completamente desplegadas de las partes más altas de la planta (HI), hojas jóvenes aún plegadas del interior de la misma (HJ), frutos verdes, frutos maduros y flores (FTV, FTM y FL).



Ilustración 19: Plano de emplazamiento del invernadero y recinto del ensayo (en azul). Fuente: IDE Canarias.

El muestreo se realizó mediante la recolecta en tres puntos de la línea (P1, P2, P3) de 4 unidades/órgano descrito. Por lo que 12 unidades formaron la muestra de un órgano en concreto. En cada repetición salieron 6 muestras y por tratamiento fueron 42 muestras. En total el ensayo estaba formado por 84 muestras.

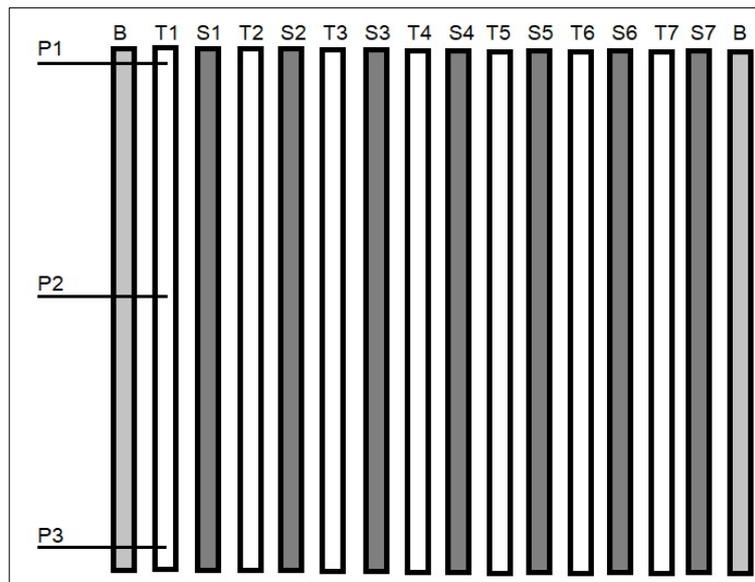


Ilustración 20: Esquema de las unidades experimentales y puntos de muestreo.

Las muestras se introdujeron en bolsas plásticas con cierre hermético marcadas con un código alfanumérico que representaba el tratamiento, el bloque y el órgano del que procedían. De esta manera, al finalizar la toma de muestras, estas se trasladaron al laboratorio, se conservaron refrigeradas a 4°C y se realizaron los conteos mediante una lupa estereoscópica marca MOTIC, modelo SMZ-171. Se contabilizaron las larvas L2 y adultos de *S. inermis* presentes en los órganos muestreados, así como las fases de estados móviles de fitoseidos, otros artrópodos plaga y enemigos naturales (*Orius ssp.*, *Scolothrips sp.*, *Franklinothrips vespiformis*, *Phytoseiulus persimilis*, *Iphiseius degenerans*, *Tetranychus urticae*, *Crysoperla carnea*) y algunas especies de áfidos como (*Chaetosiphon fragaefolii*, *Aphis gossypii* y *Macrosiphum euphorbiae*).

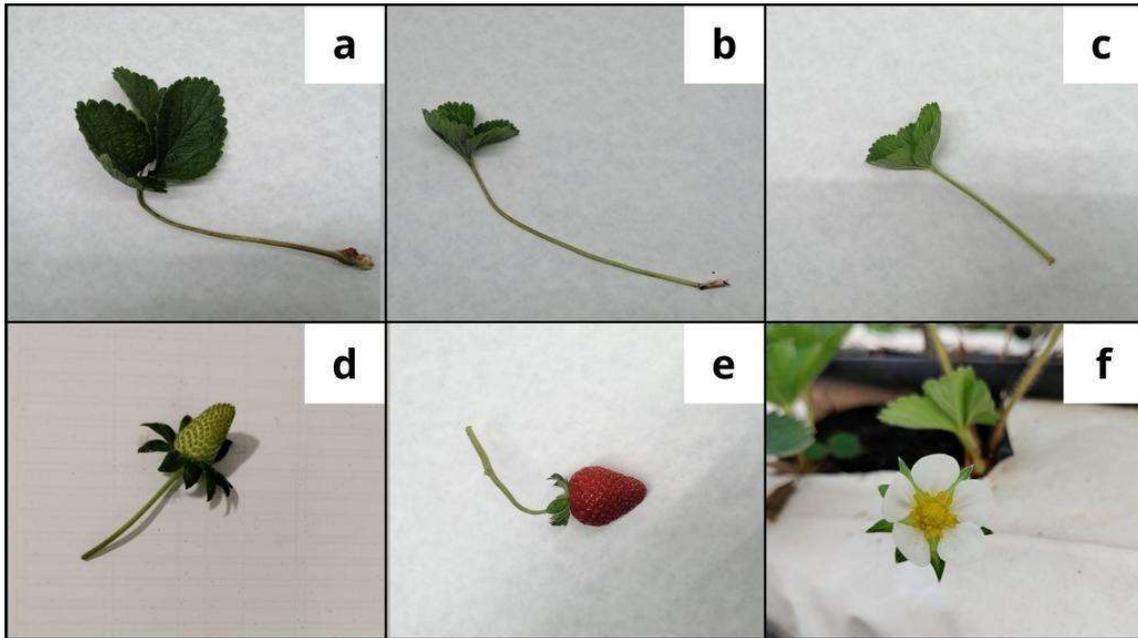


Ilustración 21: a, Hoja Vieja; b, Hoja Intermedia; c, Hoja Joven; d, Fruto Verde; e, Fruto Maduro y f, Flor.



4.2 Ensayo de distribución en planta de *S. inermis* sobre *F. x ananassa* en condiciones de laboratorio

4.2.1. Descripción del ensayo en laboratorio

Para este ensayo se seleccionaron 10 plantas sanas y bien desarrolladas de fresón de la variedad Marimbella (Nova Siri Genetics), de día corto, en macetas de 10,5 cm de diámetro con sustrato Gramoflor Tray 60/40. Para cada una de las unidades experimentales se igualó el número de órganos en cada maceta dejando únicamente 4 hojas viejas (HV), 2 hojas desplegadas (HI), 2 hojas más jóvenes sin desplegar (HJ), una flor (F) y un fruto (FR).

El diseño experimental fue completamente al azar con 2 tratamientos y 5 repeticiones, correspondientes a 10 unidades experimentales. Los tratamientos consistieron en 2 densidades de trips, con 10 o 20 individuos hembras adultos por repetición.



Ilustración 22: Unidad experimental preparada.

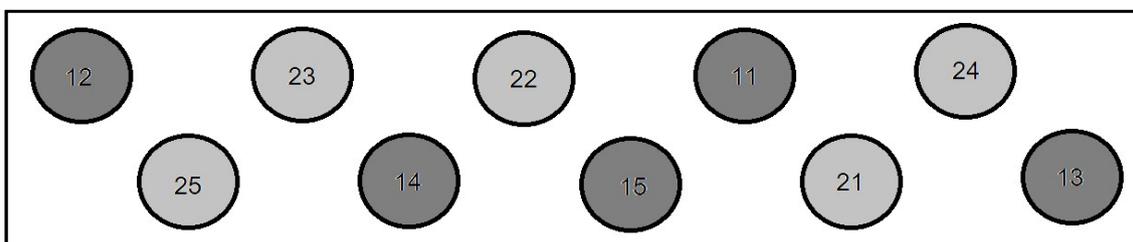


Ilustración 23: Distribución al azar de las unidades experimentales durante el ensayo.

En principio, se aplicó un buen riego inicial a cada maceta y se llevaron al laboratorio donde se colocaron dentro de un cilindro de metacrilato con malla antitrips en la abertura superior para permitir la ventilación y una abertura lateral circular de pequeño tamaño para facilitar el riego sin mover el cilindro de posición. Esta abertura se selló con cinta aislante. La base o cualquier otro punto donde pudiera fallar el sellado se reforzaron con plastilina blanca para evitar la fuga de los individuos.

Para la obtención de ejemplares adultos de *S. inermis*, se recolectaron en campo hojas de fresón de la misma variedad comercial utilizada en las macetas, con presencia visible de trips o daños por alimentación (Ilustración 16 der.) en la parcela de cultivo ya descrita.

Una vez en el laboratorio, se inspeccionaron bajo la lupa trilocular en busca de individuos adultos de *S. inermis* y estos fueron capturados con la ayuda de un aspirador entomológico con depósito, hasta conseguir los 10 o 20 individuos necesarios según el tratamiento. Posteriormente, fueron liberados sobre una de las hojas más altas de la planta. El contenido del aspirador se volcó sobre la hoja y para asegurar que todos los trips habían caído, se golpeó repetidamente la base del depósito con un objeto contundente.



El ensayo comenzó a las 14:00 horas del día 20 de junio de 2023 y finalizó con la destrucción de las plantas para la toma de datos el día 4 de julio de 2023 a las 13:00 con una duración total de 14 días. Para el muestreo se contabilizó dónde se encontraban las larvas de segundo estadio (L2) en los diferentes órganos por separado (HV, HI, HJ, FLOR, FRUTO y CORONA) utilizando una lupa estereoscópica. Complementariamente, de cada órgano se revisó el haz, envés y pecíolo o pedúnculo, además de la corona de la planta.



Ilustración 24: Aspirador entomológico utilizado durante los ensayos.

Durante este periodo fue necesario aplicar 2 riegos a las plantas los días 27 y 30 de junio, a través del orificio mencionado anteriormente introduciendo el agua con la ayuda de la boquilla de un frasco lavador. Las condiciones de luminosidad se establecieron en 16 horas de luz y 8 de oscuridad (fotoperiodo 16:8). La temperatura a lo largo de todo el ensayo se mantuvo a 25°C excepto el día 4 de julio cuando la temperatura se redujo a 18°C para disminuir la movilidad de los trips y facilitar su conteo.



Ilustración 25: Montaje de las unidades experimentales para el ensayo.



4.3. Ensayo de preferencia de alimentación y oviposición de *Scirtothrips inermis* Priesner sobre *Fragaria x ananassa* Duch. en condiciones de laboratorio

4.3.1. Material vegetal utilizado en los ensayos

El material vegetal se recolectó de una parcela de 1200 m² plantada de fresón de día neutro variedad Portolas (University of Florida). Cultivadas bajo invernadero en sistema de hidroponía. La parcela, propiedad de la empresa Izaña S.A.T., está situada a 105 m.s.n.m. en el municipio de Güímar, Tenerife, en las coordenadas 28,32056, -16,382.



Ilustración 26: Plano de emplazamiento de la parcela donde se recolectó el material vegetal. Fuente IDE Canarias.

En diferentes puntos de la parcela se escogieron hojas sin signos de enfermedad ni afección por alguna plaga. Se seleccionaron dos tipos de hoja diferentes arrancándolas desde la base del peciolo. Se consideraron hojas viejas (HV) aquellas que se encontraban en las zonas bajas de la planta, de un color verde más oscuro. Las hojas consideradas jóvenes (HJ) eran las situadas en la zona central superior o en el interior de la roseta siendo de color verde claro. Las hojas maduras y jóvenes se depositaron en bandejas plásticas separadas y se llevaron rápidamente al laboratorio.



Ilustración 27: zona de recolección de hoja joven (superior) y hoja vieja (inferior).



4.3.2. Obtención de trips en campo

Para la obtención de ejemplares en estadio larvario L2 de *S. inermis*, se recolectaron hojas de fresón de la misma variedad en una parcela diferente, con alto grado de infestación, de 3.200 m² en cultivo protegido sin suelo con sustrato de fibra de coco 3/4" (PELEMIX). La parcela está situada en el municipio de Güímar, a 120 msnm, con coordenadas 28,32333, -16,38417.

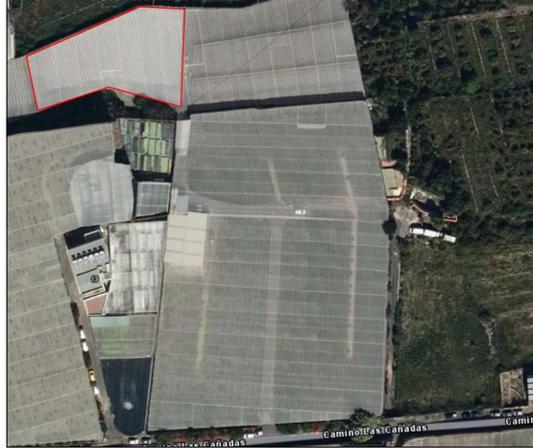


Ilustración 28: Emplazamiento de la parcela donde se obtuvieron larvas de *S. inermis*. Fuente: IDE Canarias.

Mediante un recorrido en zig zag, de manera aleatoria se extrajeron hojas con presencia visible de plaga o con los característicos daños por alimentación de *S. inermis* (Ilustración 16). Las hojas se arrancaron desde la base del peciolo y se depositaron en un contenedor plástico con tapa para su traslado al laboratorio. A continuación, se inspeccionaron, utilizando la lupa, en busca de individuos de *S. inermis*. Para llevar a cabo el ensayo de preferencia de alimentación se escogieron los individuos en estadio larvario L2, mientras que para realizar el ensayo de oviposición se tomaron hembras adultas de *S. inermis*.

4.3.3. Diseño experimental

Para la preparación de las arenas se utilizaron envases plásticos transparentes y con tapa que incorpora malla de ventilación de 8 µm. En el interior de cada envase se vertieron 15 ml de agar al 2% preparado en el laboratorio y pasando antes por un proceso de desinfección mediante autoclave marca J.P SELECTA a 121°C y 1 atm. de presión en envase de metacrilato.

Antes de que el agar solidifique, y a la vez con precaución para que el calor no quemase el tejido foliar, se colocó dentro de cada envase medio círculo de hoja joven y medio círculo de hoja madura, dejando siempre la joven a la izquierda (abriendo el envase con la tapa hacia arriba). En los casos donde los bordes de la hoja quedaron despegados, estos se cubrieron utilizando una pipeta plástica y depositando más agar en la zona hasta sellar el borde. Esto para evitar la entrada de trips entre las cavidades, ya que podrían haber quedado ocultos durante las siguientes observaciones.



Ilustración 29: Arena con tapa y fragmentos de HJ (izq.) y HV (der.) colocadas sobre solución de Agar.



Preferencia de alimentación

Para este ensayo se realizó un diseño experimental completamente al azar con 23 repeticiones. La unidad experimental consistió en un envase con medios círculos de hoja que constituían el medio alimenticio para los insectos durante el ensayo.

El ensayo comenzó el día 8 de noviembre de 2023 a las 11:00 a.m. mediante la introducción de 3 larvas L2 de *S. inermis* en cada uno de los 23 envases. Las larvas se extrajeron del envase donde fueron reservadas utilizando un pincel de punta muy fina procurando no hacerles daño. Para la toma de datos se llevaron a cabo un total de 5 observaciones a lo largo de 24 horas, a partir de las 11:00 a.m. del 8 de noviembre hasta las 11:00 a.m. del 9 de noviembre. La primera observación se hizo 1 hora después del inicio (12:00 a.m.) la segunda, transcurridas 2 horas desde el inicio (13:00 p.m.) la siguiente, tras 4 horas (15:00 p.m.) una más a las 19:00 p.m. tras 8 horas y, por último, 24 horas tras el inicio, es decir, a las 11:00 a.m. del día siguiente.

Durante la revisión, para cada una de las unidades experimentales se anotó el número de larvas observadas sobre las hojas (alimentándose), distinguiendo las que se encontraban sobre la hoja joven de las que estaban sobre la hoja vieja.

Oviposición

Para este ensayo se realizó un diseño experimental completamente al azar con 12 repeticiones. La unidad experimental consistía en un envase con 2 medios círculos de hoja que fueron utilizados por las hembras como área de puesta durante el ensayo.

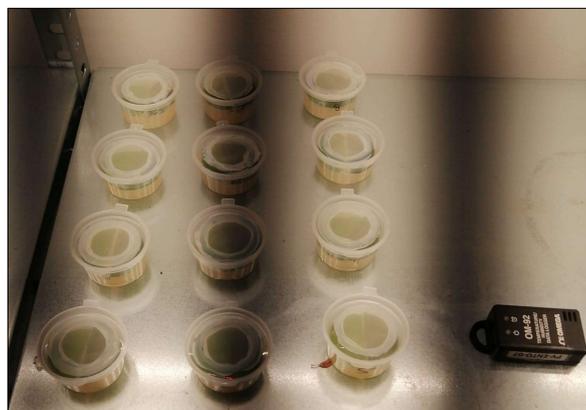


Ilustración 30: Arenas para el ensayo de oviposición y registrador de datos (der.).

El ensayo comenzó el día 9 de noviembre de 2023 a las 15:00 p.m. mediante la introducción de 3 hembras adultas de *S. inermis* en cada uno de los 12 envases con media hoja joven y media hoja vieja. Los adultos se extrajeron del envase donde fueron introducidos previamente utilizando un pincel de punta muy fina procurando hacerles el menor daño posible.

Transcurridas 24 horas se entiende que las hembras han tenido tiempo de ovipositar, así, el día 10 de noviembre de 2023 a las 15:00 p.m., se extraen los adultos. Al día siguiente, 11 de noviembre, se extraen de los recipientes las mitades de los discos de agar con la hoja madura adherida, cortando con bisturí el agar y dejando la hoja joven en su lugar e introduciendo la mitad extraída en un nuevo envase del mismo tipo. El objetivo de esta separación es poder verificar en un plazo de 7 días (a 25°C) el lugar donde las hembras realizaron la puesta. El día 16 de noviembre de 2023 a las 08:00 a.m., transcurridos 6 días y 17 horas tras la retirada de los



adultos, se realizó una inspección de las muestras foliares de hoja joven y hoja vieja en busca de larvas del primer estadio (L1). Se anotó el número de larvas L1 observadas tanto en la hoja joven como en la madura en cada mitad de repetición.

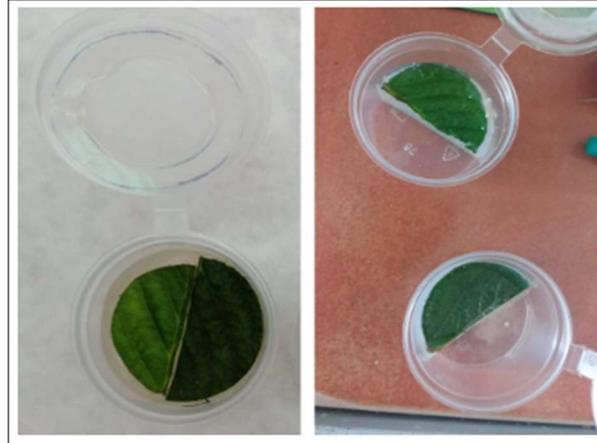


Ilustración 31: arena antes de la introducción de hembras adultas (izq).
Misma arena 48h después tras la división de la unidad experimental.

En ambos ensayos, las muestras se mantuvieron en una cámara de cultivo a 25°C con fotoperiodo 16:8. Los datos de temperatura y humedad se almacenaron en el registrador de datos OMEGA - OM 92.



4.4. Ensayo de Pupación de *S. inermis* sobre *Fragaria x ananassa* en laboratorio

4.4.1. Material vegetal e insectos plaga utilizados en el ensayo

Se utilizaron plantas de fresón, de día corto, en cepellón de la variedad Marimbella (Nova Siri Genetics). Las plantas, procedentes de viveros de altura y en formato raíz desnuda, se colocaron en bandejas plásticas de semillero de 64 alvéolos, se rellenaron con turba GRAMOFLOR 60/40 y se mantuvieron en el interior del vivero de la empresa IZAÑA SAT. Una vez desarrollaron un buen sistema radicular, el día 20 de noviembre de 2023 se seleccionaron 10 plantas con coronas de buen tamaño y se trasplantaron a macetas de 10,5 cm de diámetro.



Ilustración 32: Planta de fresón en cepellón como las utilizadas durante el ensayo.

Para la obtención de individuos en estadio larvario L2 de *S. inermis* se procedió de igual manera que la ya descrita en el apartado 4.3.2.

4.4.2. Diseño experimental

Se realizó un diseño completamente al azar con 10 repeticiones. La unidad experimental constaba de una planta de fresón en maceta preparada de una manera específica descrita a continuación.

Para comenzar, se eliminó el follaje de todas las plantas en maceta cortando por la base del pecíolo dejando una única hoja por planta. Esta hoja debe ser de tamaño medio y estar orientada casi verticalmente para facilitar su cómodo manejo durante el ensayo. Para asegurar que los insectos no escapasen bajando por el pecíolo de la hoja hasta el sustrato de la maceta, se utilizaron varios elementos como barrera. Primero se colocó una placa pegajosa de color negro, marca Ecobertura, entre la hoja y la maceta. La placa quedó lo más plana posible, apoyada sobre el borde de la maceta con turba y sobre otras dos macetas vacías que servían de soporte para que la placa no se curvase. Se realizó un corte paralelo al lado más corto de la placa hasta la mitad de esta, recortando en el centro un espacio para permitir algo de movimiento al pecíolo. Se pasó el pecíolo por el corte hasta el ensanche de la placa. Se retiró el papel protector que aislaba la sustancia pegajosa del aire y el polvo. Se recortó una tira adicional que unirá los dos lados del corte realizado en la placa. Se centró la placa con respecto a la maceta y se colocaron los soportes ya mencionados.

A continuación, se preparó una tapa de botella de plástico de 3 cm de diámetro y 1,5 cm de altura. Se colocó con la rosca hacia arriba y con la ayuda de una cuchilla se recortó todo el fondo, dejando una abertura circular. A través de esta abertura se introdujo con cuidado la



hoja de cada planta. La base de la tapa se colocó centrada respecto a la abertura en la placa pegajosa y se dejó adherida al pegamento para que no se moviera. Para sellar cualquier hueco o grieta se colocó una fina capa de plastilina blanca alrededor de los bordes interiores del tapón y en el hueco de la placa por donde sobresalía el peciolo. Una vez colocada la plastilina, se vertieron en el tapón unas gotas de agar al 2% que terminaron de sellar cualquier posible vía de escape de las larvas hacia el sustrato. Por último, una vez el agar endureció, se colocó una capa de perlita finamente triturada de manera que imitaba el sustrato.

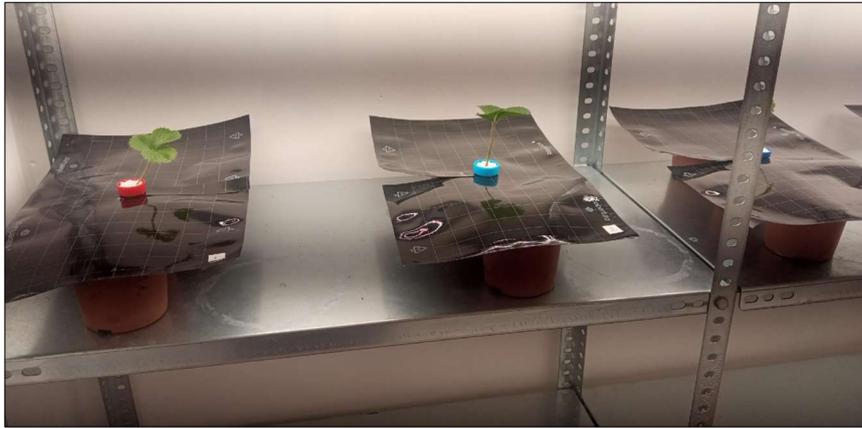


Ilustración 33: Interior de la cámara del laboratorio durante el ensayo de pupación.

Para la introducción de los trips sobre las unidades experimentales se inspeccionaron, utilizando una lupa trinocular digital marca MOTIC, modelo SMZ-171, una a una, las muestras foliares con presencia de plaga obtenidas en campo, en busca de individuos de *S. inermis* en estadio larvario L2. Una vez localizadas, las larvas fueron extraídas de la hoja con la ayuda de un aspirador entomológico con depósito de plástico. En el interior del depósito se recogieron 15 individuos. Una vez alcanzado ese número, se depositaron cuidadosamente sobre la única hoja de las plantas preparadas en maceta, dando varios golpes secos con un objeto contundente en el fondo del depósito mientras la abertura se encuentra pegada a la hoja. Para asegurar la presencia de los 15 individuos seleccionados en cada repetición se realizó una última inspección sobre la misma hoja utilizando una pequeña lupa de mano.

El ensayo comienza el día 21 de noviembre de 2023 a las 09:30 a.m. en una cámara de cultivo a 25°C con fotoperiodo 16:8. El día 24 de noviembre a las 12:00 a.m. concluiría el ensayo. Entonces se procedió a la destrucción de las plantas y la búsqueda de individuos en estadio de prepupa-pupa. En este momento, se realizó el conteo y diferenciamos el lugar donde se encuentran los trips, parte aérea: hoja, o en el suelo: placa pegajosa o sustrato de perlita.

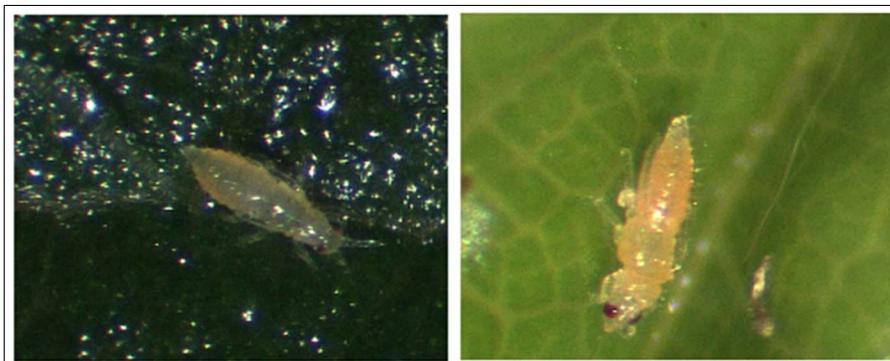


Ilustración 34: Estadios de prepupa (izq.) y pupa (der.) de *S. inermis*. Fuente: Elías Marrero.

Los datos de temperatura y humedad durante el ensayo se registraron en un datalogger marca OMEGA modelo OM 92.



4.5. Estudio estadístico

El análisis estadístico para el ensayo de distribución en campo se realizó con el software R versión 4.3.2. mediante un análisis de varianza ANOVA, considerándose que las diferencias eran significativas cuando la significación (P) fuese inferior a 0,05, seguido de un test post hoc de HSD de Tukey.

El análisis estadístico para el ensayo de distribución en laboratorio se realizó con el software R versión 4.3.2 mediante un modelo lineal simple ANOVA para comprobar la existencia de diferencias significativas en la distribución de los trips, considerándose significativas cuando la significación (P) fue inferior a 0,05 seguida de un test post hoc de HSD de Tukey.

El análisis estadístico para los ensayos de preferencia de alimentación y oviposición se realizó con el software R versión 4.3.2 mediante una prueba de Chi cuadrado de Pearson para comprobar si existían diferencias significativas a la hora de que los trips escogieran un tipo de hoja u otra sobre la que alimentarse. Se considera que las diferencias fueron significativas con un nivel de significación (P) inferior a 0,05 y muy significativas cuando el nivel de significación (P) fue inferior a 0,001.

El análisis estadístico para el ensayo de pupación se realizó con el software R versión 4.3.2 mediante una prueba de Chi cuadrado de Pearson para comprobar si existían diferencias significativas entre los individuos que decidieron pupar en la hoja con respecto al suelo. Se considera que las diferencias fueron significativas con un nivel de significación (P) inferior a 0,05 y muy significativas cuando el nivel de significación (P) fue inferior a 0,001.



5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Resultados de los ensayos de campo para conocer la distribución de *Scirtothrips inermis* sobre plantas de fresón y la influencia de *A. swirskii*

Se han ordenado los datos obtenidos en las filas de control y Tratamiento con *A. swirskii* del ensayo de distribución en campo para realizar una representación gráfica de la distribución de *S. inermis* sobre plantas de fresón (Figura 1.). En esta figura se aprecia como *S. inermis* ocupa de forma mayoritaria el tejido foliar, encontrándose sobre hojas intermedias y jóvenes en proporción mucho mayor que sobre hojas viejas, flores o frutos. En el eje de ordenadas, tanto en esta figura como en las dos siguientes, se presentan los datos como coeficientes de la proporción de trips encontrados en cada órgano dividido por el total de trips en cada repetición.

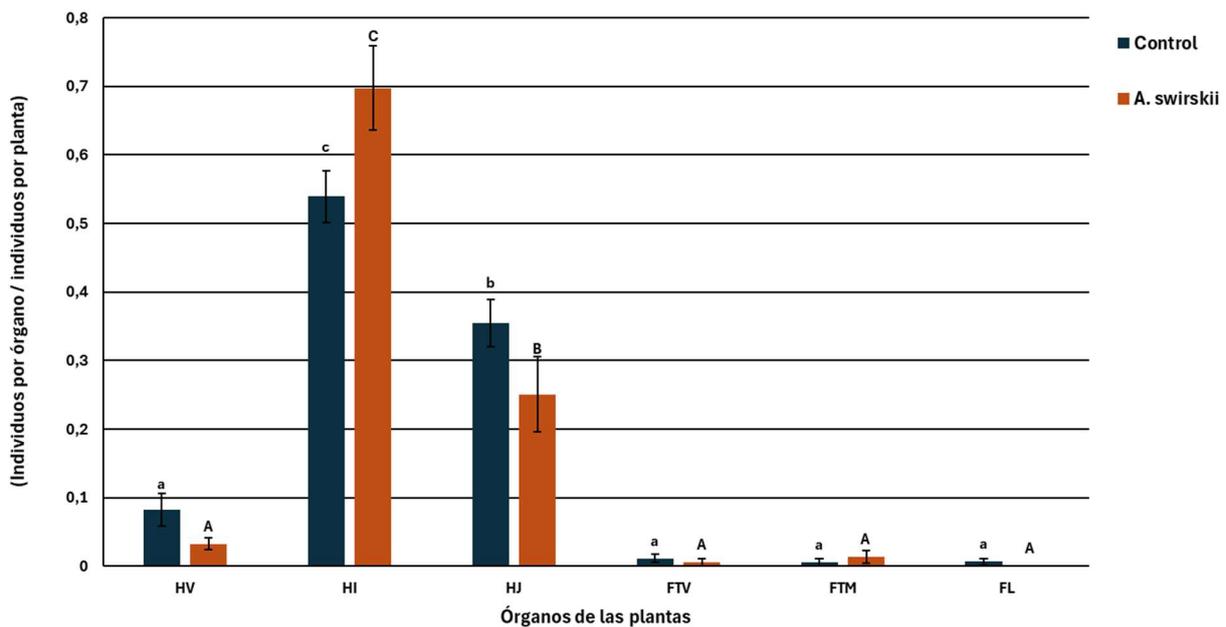


Figura 1. Diferencias en la distribución de *S. inermis* sobre órganos de plantas de fresón: hoja vieja (HV), hoja intermedia (HI), hoja joven (HJ), fruto verde (FTV), fruto maduro (FTM) y flor (FL), para dos tratamientos (Control y liberación de *A. swirskii*). Letras diferentes representan diferencias significativas dentro del mismo tratamiento ($P < 0,05$). Las letras mayúsculas hacen referencia al tratamiento con liberación de *A. swirskii* y las minúsculas al tratamiento Control.

Tanto en las filas de control, como en aquellas donde se liberó el fitoseido *A. swirskii* se observa como la mayoría de adultos y larvas de segundo estadio de *S. inermis* ocupan las hojas más jóvenes de la planta (HJ y HI). La relación de individuos encontrados sobre el resto de órganos es muy baja indicando, de nuevo una menor preferencia por estos lugares. Existen por tanto diferencias significativas entre la cantidad de trips encontrados en hojas desplegadas y cerradas (más jóvenes) y los encontrados en el resto de órganos. Siendo mayor la cantidad de individuos encontrados sobre hojas desplegadas y significativamente diferente de los que se encontraron sobre hojas cerradas, que quedan en segundo lugar.

Mound y Palmer, (1981) describieron el género *Scirtothrips* y su preferencia por hojas jóvenes en crecimiento. Lacasa et al., (1996) con *S. inermis* en el cultivo del naranjo, relaciona los daños observados en hojas jóvenes y también en frutos con poblaciones de este trips. Por su localización, en las hojas más jóvenes, en vivero en Canarias en el cultivo del mango se puede realizar un control cultural con la supresión y destrucción (bolsas de basura) de la parte apical



en la práctica del injerto. Esto ha sido ya descrito en otros ensayos de este género, por ejemplo, con *S. dorsalis* en el cultivo de pimiento en campo, Seal et al., (2006) observaron que la mayor presencia de individuos, tanto larvas como adultos, se encontraba en las hojas más jóvenes; recomendando estos órganos como el mejor lugar para realizar la toma de muestras; seguidas de las intermedias y las más viejas y, por último, se encontraban en las flores y frutos. Para otro género, Osekre et al., (2009) en ensayos de campo sobre plantas de algodón en Florida encontró que *Frankliniella fusca* Hinds ocupaba las hojas durante la fase vegetativa mientras que con *Frankliniella bispinosa* Morgan, *Frankliniella tritici* Fitch y *F. occidentalis* se observó una clara preferencia por la flor en las fases reproductivas.

Respecto a si existe diferencia entre las filas de control y tratamiento con *A. swirskii*, estadísticamente el término de interacción entre tratamiento y órgano es significativo ($P=0,0012$), con lo cual se puede afirmar que la presencia o ausencia del depredador afecta a la ubicación de *S.inermis*. Sin embargo, este factor no es lo suficientemente importante como para cambiar el resultado de la comparación por parejas de manera que en cada órgano para ambos tratamientos los símbolos en minúscula y mayúscula mantienen la misma letra.

Castineiras et al. (2014) en su ensayo con el ácaro depredador *Neoseiulus cucumeris* Oudemans y la presa *Thrips palmi* Karny sobre plantas de berenjena, concluye que las poblaciones del ácaro aumentan en proporción con las de la presa. Tanto el trips como el fitoseido se encontraron en menor proporción sobre hojas jóvenes y mayor proporción sobre hojas viejas. Por otro lado, en el ensayo que nos ocupa sobre fresal en campo, *S. inermis* se sitúa mayoritariamente en hojas intermedias y jóvenes, mientras que la mayor población de *A. swirskii* y otros fitoseidos se concentra en las hojas viejas (Anexo 1.). Es posible que, debido a la separación espacial, *A. swirskii* no sea un depredador efectivo de *S. inermis*.



5.2. Resultados de los ensayos de laboratorio para conocer la distribución de *Scirtothrips inermis* sobre plantas de fresón a diferentes densidades

Una vez conocidos los lugares donde se encuentra *S. inermis* en mayor proporción, se llevó a cabo un ensayo en laboratorio utilizando 2 densidades de trips. Con este estudio se pretenden resolver 2 cuestiones aún sin determinar. Por un lado, conocer si al duplicar la densidad de población del trips sobre plantas de fresón, su distribución se ve modificada de alguna manera y, por otro lado, observar en qué zona o zonas de las hojas (haz envés o peciolo) se localiza mayoritariamente *S. inermis*.

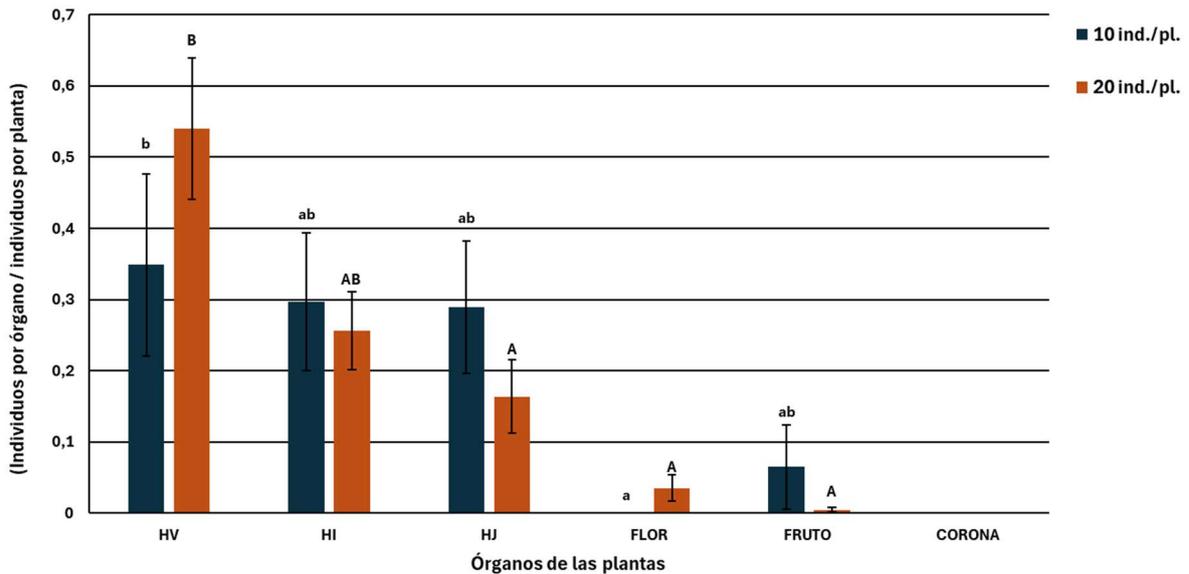


Figura 2. Diferencias en la distribución de *S. inermis* en los órganos de plantas de fresón: Hoja vieja (HV), hoja intermedia (HI), hoja joven (HJ), flores, frutos y corona, para dos densidades: (10 individuos por planta y 20 individuos por planta). Letras diferentes representan diferencias significativas dentro del mismo tratamiento ($P < 0,05$). Las letras minúsculas hacen referencia a la densidad más baja y las mayúsculas a la densidad más alta.

Para ambos tratamientos se observa una mayor cantidad de individuos de *S. inermis* sobre las hojas con respecto a los otros órganos (HJ, HI, HV). En el ensayo de laboratorio observamos una mayor cantidad de individuos en hoja vieja. Este detalle no concuerda con los resultados obtenidos en campo ni la bibliografía consultada. Puede ser debido a la procedencia de las plantas utilizadas en el ensayo de laboratorio, obtenidas en cepellón y mantenidas en vivero y a que se escogieron como “viejas” unas hojas que en realidad eran aún jóvenes y bastante tiernas en comparación con las tomadas en el ensayo de campo.

Centrando la atención sobre las hojas, si observamos los datos para la menor densidad, no se observan diferencias significativas entre estos órganos, puesto que cuando dos o más órganos comparten la misma letra, no se pueden tomar ni como iguales ni como diferentes estadísticamente. El análisis de los datos muestra que existen diferencias significativas únicamente entre los individuos encontrados sobre hoja vieja y los encontrados en hoja joven para el tratamiento con mayor densidad de población. Estas diferencias pueden deberse a la competencia por el espacio en la planta. Mientras, en otros órganos como la corona a ambas densidades o la flor para densidad menor no se llegó a encontrar ningún individuo, indicando que no son las zonas de preferencia para estos trips.

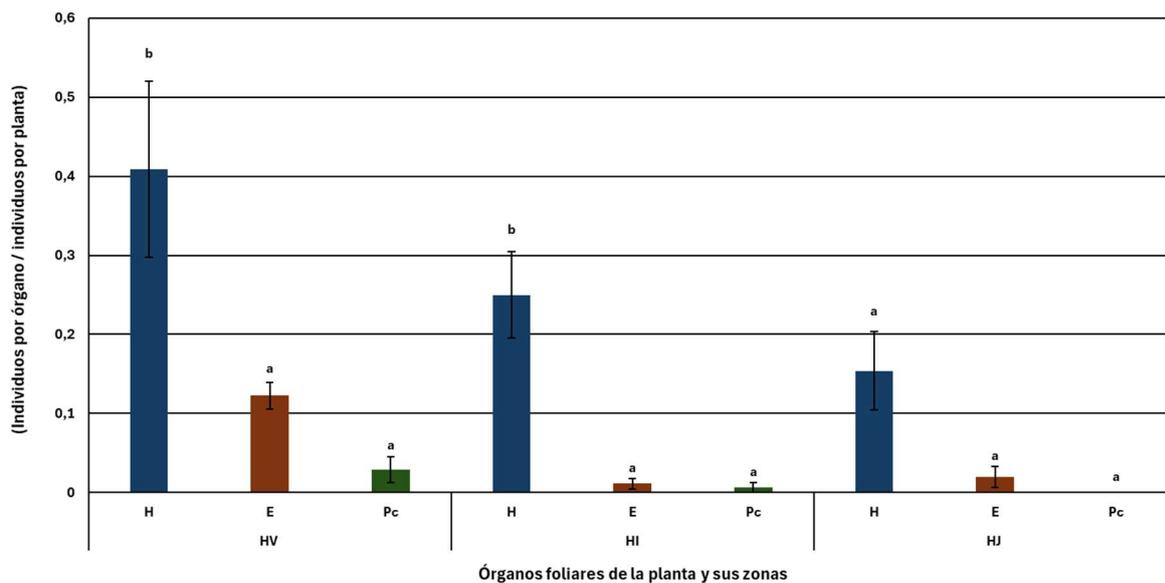


Figura 3. Distribución de *S. inermis* en la zona del Haz (H), Envés (E) y Peciolo (Pc) de las hojas viejas (HV), intermedias (HI) y jóvenes (HJ). Solo se han tenido en cuenta los datos obtenidos en el tratamiento de mayor densidad (20 ind./pl.). Letras diferentes dentro del mismo órgano representan diferencias muy significativas ($P < 0,001$).

Dentro de las hojas, los individuos se encuentran fundamentalmente en el haz, aunque en ocasiones podemos observarlos en el envés y en menor medida en los peciolo. En la siguiente gráfica (Figura 3.) se pueden observar los resultados obtenidos para el tratamiento con 20 individuos, mostrando lo encontrado en las diferentes zonas (haz, envés y peciolo) únicamente de los 3 tipos de hoja.

Mientras que sí existen diferencias significativas entre la cantidad de trips encontrados en el haz de hojas viejas e intermedias y su envés y peciolo, no es así para las hojas jóvenes, donde no se aprecian diferencias significativas entre las diferentes zonas. Castineiras et al. (2014) observaron que las poblaciones de *T. palmi* eran más abundantes sobre las venas centrales del haz en hojas de berenjena. Cabrera-Asencio et al. (2008) describen los daños de *G. ficorum* e indican que se alimenta sobre el haz de las hojas jóvenes del ficus, donde se resguarda y llega a completar todas sus etapas ninfales.

En cuanto al control biológico de la plaga, según su distribución debemos trabajar con enemigos naturales que se encuentren en el mismo nivel (hojas jóvenes) que la plaga para así tener una mayor eficiencia en el control. Uguine et al. (2006) en flores de *Impatiens* con y sin polen demostraron que *F. occidentalis* presentaba una mayor población de hembras adultas en flores con polen mientras que en el follaje las poblaciones eran muy bajas. Por ejemplo, el depredador *Orius laevigatus* tiene preferencia y además se alimenta de polen en las flores donde se encuentra *F. occidentalis* ejerciendo también un buen control sobre este trips pero no controlando efectivamente a *S. inermis*, habitual en hojas. Según lo aprendido en este ensayo, las aplicaciones fitosanitarias se podrían realizar utilizando productos de contacto, pues la plaga suele situarse mayoritariamente en el haz, siendo bastante probable que entre en contacto con las gotas de producto pulverizado. Los futuros ensayos deben tener en cuenta estos resultados a la hora de realizar una toma de muestras efectiva, centrando la toma de muestras en los tejidos foliares tiernos y la búsqueda de individuos en la zona del haz.



5.3. Resultados del ensayo de preferencia de alimentación y oviposición de *S. inermis* sobre hojas de fresón en condiciones de laboratorio

Los resultados obtenidos en el ensayo de preferencia de alimentación en laboratorio se exponen en la siguiente figura:

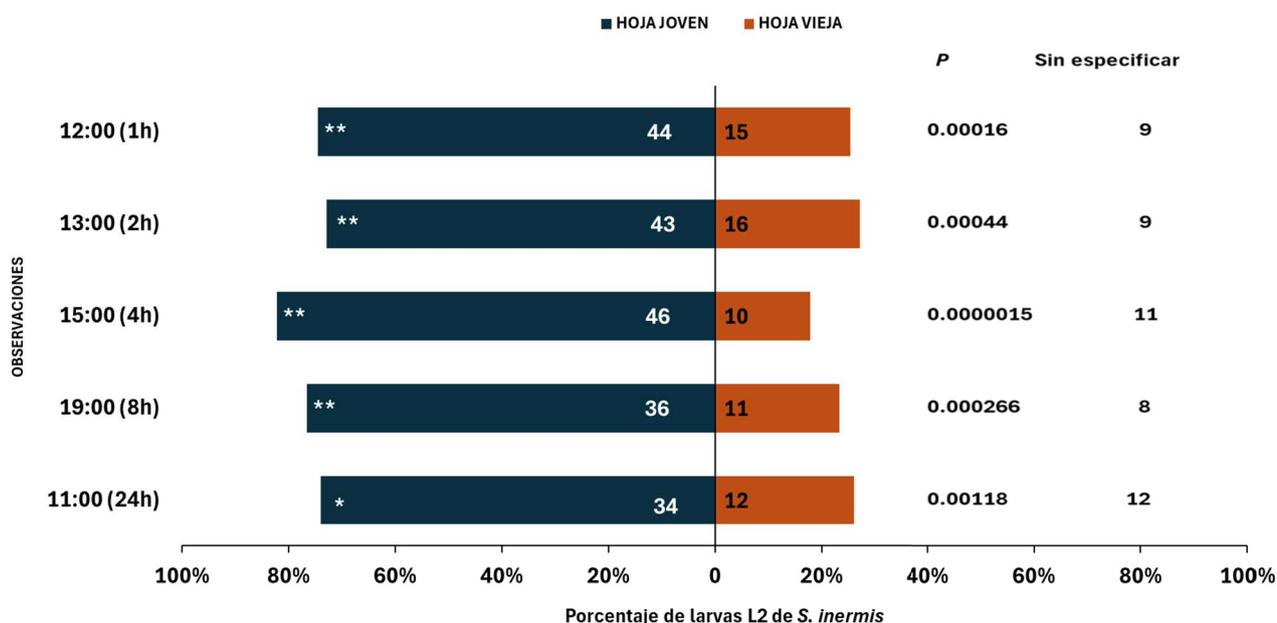


Figura 4. Respuesta de las larvas L2 de *S. inermis* al alimentarse de tejido foliar tierno y maduro a lo largo de 24h. Los números en las barras representan la cantidad de individuos observados sobre ese tipo de hoja en el momento del conteo. Los valores de *P* se han obtenido mediante la realización de una prueba de independencia de *Chi cuadrado* de Pearson. * $P < 0,05$, ** $P < 0,001$. Los individuos que no se contabilizaron sobre las hojas se incluyen en la columna "Sin especificar".

A pesar de que, con el transcurso de las horas, en cada observación el total de individuos contabilizados fue decreciendo, la proporción de ejemplares sobre hoja joven respecto a hoja vieja se mantuvo constante, con lo que la preferencia del trips por consumir el tejido foliar tierno es evidente. Todos aquellos individuos que no se encontraban sobre alguna de las hojas en el instante del conteo fueron excluidos del análisis estadístico, pero quedan reflejados en la figura.

Tras el análisis de los datos se pone de manifiesto que existen diferencias muy significativas ($P < 0,001$) con respecto a la preferencia que tienen los estadios larvales de *S. inermis* por alimentarse sobre hojas jóvenes de fresón. A lo largo de las 24 horas del ensayo no se observó diferencia en la distribución de los trips ya que en todos los casos la presencia era mayoritaria sobre las hojas jóvenes. Panthi et al. (2020) observaron que *S. dorsalis* causa daños por alimentación sobre tejidos foliares tiernos en el cultivo de la fresa. Hernández et al. (2010) Observaron que en Canarias ocurre algo similar en el cultivo del mango, donde los mayores daños de *S. inermis* se localizan en los brotes y hojas más jóvenes al iniciarse el flujo vegetativo con estas comenzando a salir, llegando a destruirlas, por lo que el árbol tiene que volver a brotar, pudiendo llegar a agotarlo.



En el caso del ensayo de oviposición los resultados fueron muy contundentes mostrando una clara preferencia por la oviposición sobre tejido foliar joven por parte de las hembras de *S. inermis*. La diferencia existente entre la emergencia de larvas L1 sobre hoja joven es muy significativa ($P = 2,621 \cdot 10^{-14}$), ya que transcurridos 7 días desde la separación de las arenas no se observó ni una sola larva de primer o segundo estadio sobre hoja vieja.

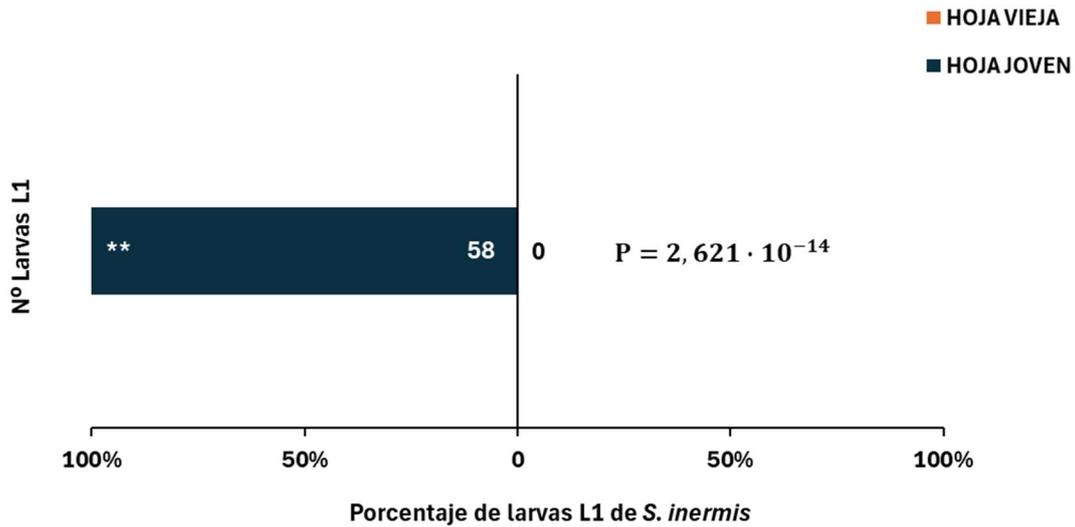


Figura 5. Preferencia de oviposición de hembras adultas de *S. inermis* sobre hojas tiernas y maduras de fresón. Los números en las barras representan la cantidad de individuos L1 emergidos de ese tipo de hoja. El valor de P se ha obtenido mediante la realización de una prueba de independencia de *Chi cuadrado* de Pearson. ** $P < 0,001$.

En cultivos ornamentales como las rosas, los huevos de *S. dorsalis* fueron puestos en hojas tiernas y ocasionalmente en los pétalos de la flor, siendo que estos trips nunca ovipositan en las hojas viejas (Duraimurugan & Jagadish, 2011). Mo et al. (2008) en cultivos de cebolla observaron que *Thrips tabaci* Lindeman realizaba la puesta en cualquier zona de la hoja, tallo o cuello de las plantas. En California, en cultivos de aguacate, los frutos inmaduros y las hojas jóvenes son las zonas preferidas de *Scirtothrips perseae* Nakahara para alimentarse y poner sus huevos. Las mayores pérdidas económicas ocurren por las cicatrices de alimentación y emergencia ocasionadas en los frutos (Hoddle et al., 2003). En los frutos en desarrollo la puesta puede causar acorchado y deformaciones que pasan desapercibidas con bajas poblaciones pero que con ataques más graves puede llegar a provocar rajado, depreciando comercialmente el fruto (Perera González et al., 2020).



5.4. Resultados del ensayo de pupación de *S. inermis* sobre plantas de fresón en maceta en condiciones de laboratorio

Para este ensayo se inspeccionaron exhaustivamente las láminas adhesivas negras en busca de larvas. En la gran mayoría de repeticiones se observó un elevado número de larvas de *S. inermis* pegadas en la lámina justo bajo la hoja de fresa. Algunos individuos se encontraban ocultos en la perlita triturada y, como venía siendo habitual en los ensayos anteriores, durante las mediciones apenas se observaron individuos en estadio de pupa o prepupa sobre la hoja.

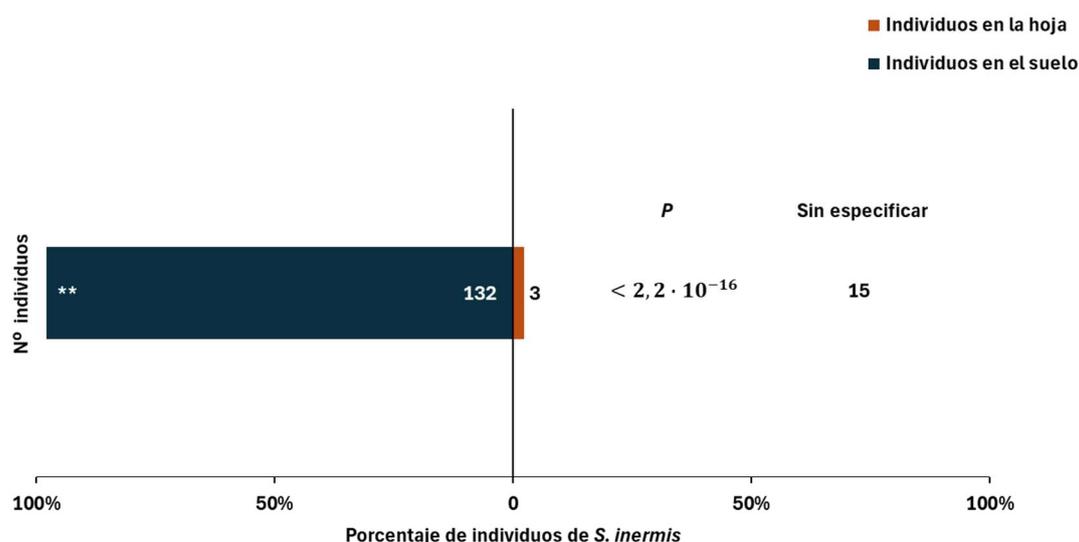


Figura 6. Lugares escogidos por larvas L2 de *S. inermis* para pupar en plantas de fresón. Los números en las barras representan la cantidad de individuos L2, Prepupas y Pupas encontrados en las diferentes zonas prospectadas. El valor de P se ha obtenido mediante la realización de una prueba de independencia de Chi cuadrado de Pearson. ** $P < 0,001$. Los individuos que no se localizaron durante el conteo se incluyen en la columna "Sin especificar".

El 97,8% de los individuos contabilizados se encontraban sobre la placa adhesiva u ocultos en la perlita o bordes interiores de la tapa plástica y un 2,2% permanecieron en la hoja, lo cual representa una diferencia muy significativa ($P < 2,2 \cdot 10^{-16}$) entre ambas zonas.

Durante la realización de los diferentes ensayos que componen este estudio apenas se han observado individuos de *S. inermis* en fase de pupa o prepupa por las partes aéreas de la planta. Todo parece indicar que, al igual que otras especies del género Scirtothrips, las larvas de segundo estadio de *S. inermis*, al alcanzar cierto grado de desarrollo, bien se precipitan desde las hojas al suelo, bien bajan por el peciolo hasta alcanzar el sustrato y es ahí donde transcurren sus estadios ninfales.

Okada (1981) con *S. dorsalis* en cultivo de té observó que las larvas L2 muy avanzadas de este trips se desplazaban desde las hojas más altas de la planta al suelo para pupar y lo hacían bien desplazándose hacia abajo por las ramas o directamente precipitándose desde las hojas al sustrato. Este comportamiento de lanzarse se considera específico de este estadio L2 tardío. Duraimurugan & Jagadish (2011) en India, en el cultivo de la rosa observaron como *S. dorsalis* realizó la ninfosis en la parte curvada del pétalo de la flor en laboratorio, pero en condiciones de campo no realizaron la pupación en las flores sino en la hojarasca y la superficie del suelo. Mientras que otros trips como *F. occidentalis* la realizaron en el suelo (Broadbent et al., 2003; Holmes et al., 2012) y con influencia de la humedad (Steiner et al., 2011).



Aquí se abre una nueva oportunidad de control pudiendo trabajar con los diferentes nemátodos de suelo del género *Steinernema*. (*S. carpocapsae* y *S. feltiae*) vía riego para controlar los estadíos de ninfa presentes en el sustrato. Esto ya ha sido testado para estadíos de pupa y prepupa de *F. occidentalis* sobre crisantemo (Buitenhuis and Shipp, 2005). Otra vía a considerar podría ser el uso de hongos entomopatógenos como *Metarhizium anisopliae*, cuya eficacia ha sido comprobada también sobre *F. occidentalis* (Ansari et al., 2006). Así como los diferentes ácaros depredadores de suelo como *Hypoaspis sp.*, *Macrocheles sp.*, etc, interesantes para complementar los protocolos de control integrado existentes e intentar bajar las poblaciones de esta plaga.



6. CONCLUSIONES

La distribución del trips *S. inermis* en las plantas de fresón no se ve alterada en las filas de cultivo donde se aplicó el tratamiento con *A. swirskii* en comparación con las de control.

Los individuos de *S. inermis*, tanto en estadio de larva como de adulto se localizan mayoritariamente sobre las hojas más jóvenes de las plantas de fresón. De entre las diferentes zonas de la hoja joven, los trips de esta especie se encuentran en mayor número en el haz.

Además de encontrarse predominantemente en las hojas jóvenes, *S. inermis* también prefiere alimentarse de ellas. Las hembras de *S. inermis* ovipositan únicamente sobre hojas más jóvenes de fresón.

Se ha podido demostrar que, como ocurre con otras especies de *Scirtothrips*, durante los estadios pupales, *S. inermis* prefiere descender al suelo para pupar.



7. CONCLUSIONS

The distribution of *S. inermis* in strawberry plants is not altered in the crop rows where the treatment with *A. Swirskii* was applied compared to the control.

The individuals of *S. inermis*, both in larval and adult stages, are located mostly on the younger leaves of the strawberry plants. Among the different areas of the young leaf, thrips are found in greater numbers on the upper side of the leaf.

In addition to being predominantly found in the young leaves, *S. inermis* also prefers to feed on them. *S. inermis* females oviposit only on younger strawberry leaves.

It has been shown that, as with other species of *Scirtothrips*, during the pupal stages, *S. inermis* prefers to descend to the ground to pupate.



8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Albendín, G., García M.C. & Molina J.M. (2012). El trips de las flores y su control en el cultivo de la fresa. *Vida Rural*, 348, 34-38.

Alvarado, P. (2009). *Control integrado de los fresales de Huelva basado en el Control Biológico*. 11º Symposium Sanidad Vegetal. Sevilla. Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca, pp. 231-248.

Ansari, M.A., Shah, F.A., Whittaker, M., Prasad, M. & Butt, T.M. (2006). Control of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) pupae with *Metarhizium anisopliae* in peat and peat alternative growing media. *Biological control*, 40, 293-297.

Arakaki, N. & Okajima, S. (1998). Notes on the biology and morphology of a predatory thrips, *Franklinothrips vespiformis* Crawford (Thysanoptera: Aeolothripidae): First record from Japan. *Entomological Science*, 1, 359-363.

Barba Quiles, R. (2015, mayo, 29) *Producción de fresa en cultivo sin suelo: Situación Actual y Perspectivas*. [Trabajo Fin de Grado]. Universidad Politécnica de Madrid.

Belda, J.E. & Calvo, J. (2006). Eficacia de *Amblyseius swirskii* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae) en el control biológico de *Bemisia tabaci* Genn. (Hom.: Aleyrodidae) y *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thys.: Thripidae) en pimiento en condiciones de semicampo. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, 32 (3), 283-296.

Berzosa, J. (2000). Los tisanópteros (Insecta Thysanoptera) de las islas Canarias. Distribución geográfica, plantas hospedantes y referencias bibliográficas. *Bol. R. Soc. Esp. Hist. Nat. (secc. Biol.)*, 96 (1-2), 93-112.

Bonet Gigante, J. (2010, noviembre, 3). *Desarrollo y caracterización de herramientas genómicas en *Fragaria diploide* para la mejora del cultivo de fresa*. [Tesis doctoral]. Universidad Autónoma de Barcelona.

Broadbent, A.B., Rhainds, M., Shipp, L., Murphy, G., & Wainman, L. (2003). Pupation behaviour of western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) on potted chrysanthemum. *Canadian Entomologist*, 135 (5), 741-744.

Buitenhuis, R. & Shipp, J.L. (2005). Efficacy of entomopathogenic nematode *Steinernema feltiae* (Rhabditida: Steinernematidae) as influenced by *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) developmental stage and host plant stage. *Journal of economic entomology*, 98(5), 1480-1485.

Cabrera-Asencio, I., Ramírez, A., Sáez, L. & Vélez, A.L. (2008). *Gynaikothrips uzeli* Zimmerman (Thysanoptera: Phlaeothripidae) y *Montandoniola Moraguezi* Puton (Hemiptera: Anthocoridae): Nuevos récords para Puerto Rico. *J.Agric. Univ. P.R.*, 92 (1-2), 111-113.

Cardenas, E. & Corredor, D. (1989). Biología del trips *Frankliniella occidentalis* Pergande (thysanoptera: thripidae) sobre crisantemo *chrysanthemum morifolium* L. bajo condiciones de laboratorio. *Agronomía colombiana*, 6 (1-2), 71-77.



- Castineiras, A., Baranowski, R.M. & Glenn, H. (2014). Distribution of *Neoseiulus cucumeris* (Acarina: Phytoseiidae) and its prey *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae) within eggplants in south Florida. *Florida entomologist*, 80 (2), 211-217.
- Duraimurugan, P. & Jagadish, A. (2011). Preliminary studies on the biology of *Scirtothrips dorsalis* Hood (Thysanoptera: Thripidae) as a pest of rose in India. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 44 (1), 37–45.
- Gilbert, M.J. & Samways, M.J., (2018). Mature Larval Dispersal and Adult Emergence of the Economically Significant Pest, *Scirtothrips aurantii* Faure (Thysanoptera: Thripidae), in Commercial Citrus. *J. Insect. Sci.*, 18 (2), 32.
- González Zamora, J.E., García-Marí, F., Benagues, E. & Orenga, S. (1992). Control biológico del trips *Frankliniella occidentalis* (Pergande) en fresón. *Bol. San. Veg. Plagas*, 18, 265-288.
- Güimaraes, M.J. (1973). Tisanópteros de Portugal Continental (Parte I). *Agronomía lusitana*, 34, 305-345.
- Hancock J.F. (1999). *Strawberries*, Michigan, USA, CAB International.
- Henández, P.M., Fernández Galván, D., & Carnero Hernández, A. (2010). Una plaga de trips en mango. *Granja Revista Agropecuaria (Cabildo de Gran Canaria)*, 20 (dic. 2010), 2-5.
- Hoddle, M.S., Jetter, K.M. & Morse, J.G. (2003). The economic impact of *Scirtothrips perseae* Nakahara (Thysanoptera: Thripidae) on California avocado production, *Crop Protection*, 22 (3), 485-493.
- Holmes, N., Bennison, J., Maulden, K. & Kirk, W. (2012). The pupation behaviour of the western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* Pergande. *Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica*, 47 (1), 87-96.
- Lacasa, A., Llorens, J. M. & Sánchez, J. A. (1996). Un *Scirtothrips* (Thysanoptera: Thripidae) causa daños en los cítricos en España. *Bol. San. Veg. Plagas*, 22, 79-95.
- López Aranda, J.M. (2008). El cultivo de la fresa en Huelva. En J. López Medina (Coord.) *La fresa de Huelva* (pp. 103-177). Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca.
- López Galarza, S. (2016). Fresón. En Maroto Borrego, J.V. Y Baixauli Soria, C. (Eds.), *Cultivos hortícolas al aire libre*. (pp. 667-702). Cajamar caja rural.
- Marrero, E., Mouratidis, A., Cartaya, N., Ramos, A., Sanchez, B. & Hernández, E. (2023). Pasado, presente y futuro del cultivo de la fresa en Canarias. Avances en el manejo biológico de *Scirtothrips inermis*. *AGROPALCA*, 61, 25-26.
- Márquez Domínguez, J.A. (2008). El marco geográfico de los campos de fresa. En J. López Medina (Coord.) *La fresa de Huelva* (pp. 103 – 177). Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca.
- Medina Mínguez, J.J. (2008). Origen del cultivo: un pionero. En J. López Medina (Coord.) *La fresa de Huelva* (pp. 15 – 48). Junta de Andalucía. Consejería de Agricultura y Pesca.
- Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (2021 a). *Plan de contingencia de Scirtothrips*



aurantii Faure. https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/pncscirtothripsaurantiifeb2021_tcm30-558960.pdf

Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (2021b). *Guía de gestión integrada de plagas en mango*. https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/mango_web_v2_metadatos_protegida_tcm30-576871.pdf

Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (2019). *Guía de gestión integrada de plagas en fresa y fresón*. https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/temas/sanidadvegetal/guiagipfresayfreson_tcm30-507859.pdf

Mo, J., Munro, S., Boulton, A. & Stevens, M. (2008). Within plant distribution of onion thrips (Thysanoptera: Thripidae) in onions. *Journal of economic entomology*, 101 (4), 1331-1336.

Monreal Montoya, J.A., Muñoz Gómez, R.M., Lerma Tobarra, M.L., Castillo Ortiz, P. & Granda Wong, C.A. (2012). Estudio de los niveles poblacionales de *Thrips tabaci* Lind. (Thysanoptera: Thripidae) y sus enemigos naturales en el cultivo de la cebolla en Albacete. *Bol. San. Veg. Plagas*, 38, 281-289.

Mound, L. & Kibby, G. (1998). *Thysanoptera: an identification guide*, New York, USA, CAB International.

Mound, L. A. & Palmer, J. M. (1981). Identification, distribution and host-plants of the pest species of Scirtothrips (Thysanoptera: Thripidae). *Bulletin of Entomological Research*, 71(3), 467-479.

Mouratidis, A., Marrero-Díaz, E., Sánchez-Álvarez, B., Hernández-Suárez, E. & Messelink G.J. (2023). Preventive releases of phytoseiid and anthocorid predators provided with supplemental food successfully control *Scirtothrips* in strawberry. *BioControl*, 68, 603-615.

Mouratidis, A. (2023). *Los trips y su manejo biológico*. I Jornadas de Investigación sobre Trips. Instituto Canario de Investigaciones Agrarias, Tenerife, España. <https://drive.google.com/file/d/1fDn0Vf8hHaqppiP8CxAqltGpzq8JM5CS/view?usp=sharing>

Navarro, C. & Morales, R. (1997) Plantas y cultura popular: La etnobotánica de España, las fresas y el fresón. *Quercus*, 135, 36-37.

Okada, T. (1981). Searching behavior for pupation place by late second instar larvae of *Scirtothrips dorsalis* Hood (Thysanoptera: Thripidae). *Jap. J. appl. Ent. Zool.*, 25, 10-16.

Orta, M.S. & González, L. (2000) Plagas del cultivo del fresón en la provincia de Huelva. *Agrícola Vergel*, 218, 108-116.

Osekre, E.A., Wright, D.L., Marois, J.J. & Funderburk, J. (2009). Population dynamics and within-plant distribution of *Frankliniella* spp. Thrips (Thysanoptera: Thripidae) in cotton. *Environmental entomology*, 38 (4), 1205-1210.

Panthi, B.R., Renkema, J.M., Lahiri, S. & Liburd, O.E. (2020). The short-range movement of *Scirtothrips dorsalis* Hood (Thysanoptera: Thripidae) and rate of spread of feeding injury among strawberry plants. *Environmental entomology*, xx (xx), 1-7.

Perera González, S., Coello Torres, Á. & Rodríguez Rodríguez, A. (2020) *Evaluación de eficacia de*



productos fitosanitarios en el control de trips en mango (Scirtothrips inermis). Excmo Cabildo insular de Tenerife. Servicio Técnico de Agricultura y Desarrollo Rural.

Seal, D.R., Ciomperlik, M.A., Richards, M.L. & Klassen, W. (2006). Distribution of chilli thrips, *Scirtothrips dorsalis* (Thysanoptera: Thripidae), in pepper fields and pepper plants on St. Vincent. *Florida Entomologist*, 89(3), 311–320.

Staudt G. (1999). *Systematics and Geographic Distribution of the American Strawberry Species: Taxonomic Studies in the Genus Fragaria (Rosaceae: Potentilleae)*, California, USA, University of California Press.

Steiner, M.Y., Spohr, L.J. & Goodwin, S. (2011). Relative humidity controls pupation success and dropping behaviour of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae). *Australian Journal of Entomology*, 50 (2), 179–186.

Toapanta, M., J. Funderburk, S. Webb, D. Chellemi & J. Tsai. (1996). Abundance of *Frankliniella* spp. (Thysanoptera: Thripidae) on winter and spring host plants. *Environ. Entomol.* 25 (4), 793-800.

Ugine, T.A., Sanderson, J.P. & Wraight, S.P. (2006). Within-plant and temporal distribution of nymphal and adult Western Flower Thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae), on flowers and foliage of greenhouse Impatiens, *Impatiens wallerana*, and implications for pest population sampling. *Environmental entomology*, 35 (2), 507-515.

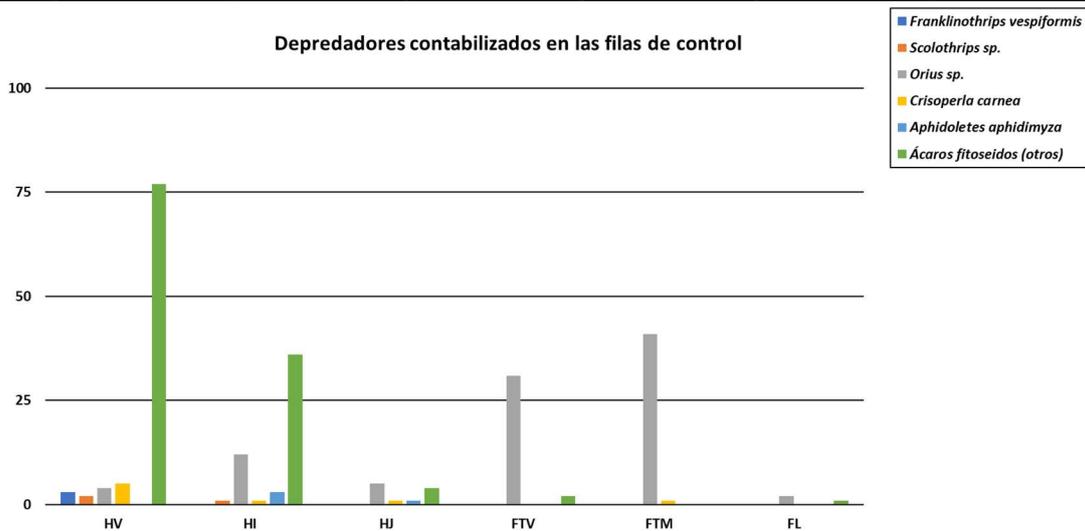
Zur Strassen, R. (1969). Neue Angaben zur Thysanopteren-Fauna (Insecta, Thysanoptera) der Kanarischen Inseln. *Commentationes biologicae Societas scientiarum Fennica*, 31 (5), 1-74.



9. ANEXOS

Anexo 1. Insectos depredadores que actúan como enemigos naturales observados durante la realización del ensayo en campo

TRATAMIENTO CONTROL						
ÓRGANO	<i>Franklinothrips vespiformis</i>	<i>Scolothrips sp.</i>	<i>Orius sp.</i>	<i>Crisoperla carnea</i>	<i>Aphidoletes aphidimyza</i>	Ácaros fitoseidos (otros)
HV	3	2	4	5	0	77
HI	0	1	12	1	3	36
HJ	0	0	5	1	1	4
FTV	0	0	31	0	0	2
FTM	0	0	41	1	0	0
FL	0	0	2	0	0	1



TRATAMIENTO A. swirskii							
ÓRGANO	<i>Franklinothrips vespiformis</i>	<i>Scolothrips sp.</i>	<i>Orius sp.</i>	<i>Crisoperla carnea</i>	<i>Aphidoletes aphidimyza</i>	Ácaros fitoseidos (otros)	<i>Amblyseius swirskii</i>
HV	0	4	2	1	0	92	59
HI	2	0	16	0	0	24	37
HJ	0	0	3	1	0	5	5
FTV	0	0	22	0	0	2	6
FTM	0	0	33	0	1	6	0
FL	0	0	5	0	0	0	0

