

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

Escuela Profesional de Agronomía



TESIS

**“VECTOR Y PATOGÉNESIS DEL FITOPLASMA QUE CAUSA
PROLIFERACIÓN FOLIAR EN INFLORESCENCIA DE KIWICHA
(*Amaranthus spp.*)”**

Para optar el Título Profesional de:

INGENIERO AGRÓNOMO

Presentado por el Bachiller:

JOSÉ DAVID MARÍN VÁSQUEZ

ASESOR:

DR. MANUEL SALOMÓN RONCAL ORDÓÑEZ

CAJAMARCA – PERÚ

-2026-

CONSTANCIA DE INFORME DE ORIGINALIDAD

1. **Investigador:** JOSÉ DAVID MARÍN VÁSQUEZ
DNI: 70151795
Escuela Profesional/Unidad UNC: Agronomía
2. **Asesor:** DR. MANUEL SALOMÓN RONCAL ORDÓÑEZ
Facultad/Unidad UNC: Ciencias Agrarias
3. **Grado académico o título profesional:**
☐ Bachiller ☒ Título profesional ☐ Segunda especialidad
☐ Maestro ☐ Doctor
4. **Tipo de Investigación:**
☒ Tesis ☐ Trabajo de investigación ☐ Trabajo de suficiencia profesional
☐ Trabajo académico
5. **Título de Trabajo de Investigación:** "VECTOR Y PATOGÉNESIS DEL FITOPLASMA QUE CAUSA PROLIFERACIÓN FOLIAR EN INFLORESCENCIA DE KIWICHA (*Amaranthus spp.*)"
6. **Fecha de evaluación:** 29/01/2026
7. **Software antiplagio:** ☒ TURNITIN ☐ URKUND (OURIGINAL) (*)
8. **Porcentaje de Informe de Similitud:** 4%
9. **Código Documento:** oid: 3117:550534898
10. **Resultado de la Evaluación de Similitud:** 4%
☒ APROBADO ☐ PARA LEVANTAMIENTO DE OBSERVACIONES O DESAPROBADO

Fecha Emisión: 29/01/2026

*Firma y/o Sello
Emisor Constancia*



Dr. Manuel Salomón Roncal Ordóñez
DNI: 26714181



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

"NORTE DE LA UNIVERSIDAD PERUANA"

Fundada por Ley N° 14015, del 13 de febrero de 1962

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

Secretaría Académica



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En la ciudad de Cajamarca, a los trece días del mes de enero del año dos mil veintiséis, se reunieron en el ambiente **2C - 202** de la Facultad de Ciencias Agrarias, los miembros del Jurado, designados según **Resolución de Consejo de Facultad N° 581-2025-FCA-UNC, de fecha 15 de octubre del 2025**, con la finalidad de evaluar la sustentación de la **TESIS** titulada: **"VECTOR Y PATOGÉNESIS DEL FITOPLASMA QUE CAUSA PROLIFERACIÓN FOLIAR EN INFLORESCENCIA DE KIWICHA (*Amaranthus spp.*)"**, realizada por el Bachiller **JOSÉ DAVID MARÍN VÁSQUEZ** para optar el Título Profesional de **INGENIERO AGRÓNOMO**.

A las dieciséis horas y cinco minutos, de acuerdo a lo establecido en el **Reglamento Interno para la Obtención de Título Profesional de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca**, el Presidente del Jurado dio por iniciado el Acto de Sustentación, luego de concluida la exposición, los miembros del Jurado procedieron a la formulación de preguntas y posterior deliberación. Acto seguido, el Presidente del Jurado anunció la aprobación por unanimidad, con el calificativo de diecisiete (17); por tanto, el Bachiller queda expedito para proceder con los trámites que conlleven a la obtención del Título Profesional de **INGENIERO AGRÓNOMO**.

A las diecisiete horas y treinta minutos del mismo día, el Presidente del Jurado dio por concluido el Acto de Sustentación.

Ing. Alonso Vela Ahumada
PRESIDENTE

Ing. M. Sc. Alfredo Quispe Urteaga
SECRETARIO

Ing. José Lizandro Silva Mego
VOCAL

Dr. Manuel Salomón Roncal Ordóñez
ASESOR

DEDICATORIA

A Dios, que me da la fortaleza, sabiduría y salud para no rendirme.

A mi madre Flor De María por ser el pilar fundamental en mi vida, por el ejemplo que me viene brindando de esfuerzo, perseverancia y valores, los cuales guían mi camino día a día.

A mi madrina María Elena, por su amor incondicional y su apoyo constante, depositando toda su confianza en mí, estando presente en cada meta y logro alcanzado.

Y, por último, a mí mismo, por ser perseverante y no rendirme ante ningún obstáculo, por cada esfuerzo, desvelos y pasos firmes que he dado para llegar hasta aquí.

El autor.

AGRADECIMIENTO

Con profundo sentimiento, quiero comenzar agradeciendo a Dios, por brindarme la fuerza y valentía para lograr mis objetivos. Esta meta alcanzada es reflejo de mucho esfuerzo, aprendizaje y dedicación.

Agradezco a mi madre y mi madrina por dame la gran oportunidad de llegar hasta aquí, por sus palabras de aliento en los momentos difíciles y la confianza depositada en cada paso que doy. De igual manera a mi abuela por su compañía, su presencia en mi vida es invaluable.

De una manera muy especial agradezco a mi asesor Dr. Manuel Salomón Roncal Ordoñez, por su orientación en este camino, su disposición constante y su compromiso.

Al equipo de recursos genéticos del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA), su guía y su apoyo fue fundamental para el presente trabajo.

A mi gran amigo y compañero de carrera Fernando André Plasencia Mendoza, por las conversaciones de aliento, apoyo mutuo y experiencias que hicieron más llevadero este proceso.

Finalmente, a todas las personas que fueron parte de mi desarrollo profesional y personal, mi más profundo y sincero agradeciendo. Este logro les pertenece.

El autor.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO.....	iii
RESUMEN.....	xi
ABSTRACT.....	xii
CAPÍTULO I.....	1
INTRODUCCIÓN	1
1.1. Descripción del problema.	1
1.2. Problema de investigación.	2
1.3. Justificación.	2
1.4. Objetivo	2
1.5. Hipótesis	2
CAPÍTULO II	3
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	3
2.1. Antecedentes.	3
2.2. Marco teórico.....	9
2.2.1. Origen de la Kiwicha.....	9
2.2.2. Distribución geográfica de Kiwicha en el Perú.....	9

2.2.3. Morfología de la Kiwicha.....	9
2.2.4. Taxonomía.....	10
2.2.5. Periodo vegetativo y época de siembra.....	10
2.2.6. Etapas de desarrollo.....	10
a. Emergencia (VE).	10
b. Fase vegetativa (V1....Vn).	10
c. Fase reproductiva (R1....Rn):	111
2.2.7. Condiciones agroclimáticas	11
a. Temperatura y precipitación.....	11
b. Altitud y suelo.	12
2.2.8. Variedades y ecotipos.....	12
2.2.9. Valor nutricional de la Kiwicha	12
2.2.10. Rendimiento de la accesión de kiwicha INIA 414 Taray	12
2.2.11. Usos	13
2.2.12. Fitopatógenos fungosos de Kiwicha.	13
2.2.13. Características morfológicas de los fitoplasmas	13
2.2.14. Genoma de Fitoplasmas	14
2.2.15. Clasificación de los fitoplasmas	16
2.2.16. Proceso de infección de los fitoplasmas.	18
2.2.17. Sintomatología de fitoplasma	20

2.2.18.	Medios de cultivo para fitoplasma	21
2.2.19.	Vectores de fitoplasmas	21
2.2.20.	Familia Cicadellidae	22
2.2.21.	Características morfológicas del aparato bucal del insecto vector	23
2.2.22.	Mecanismo de succión del insecto vector y adaptaciones en sus estrategias de alimentación en función del tejido vegetal	25
2.2.23.	Capacidad de transmisión.....	26
2.2.24.	Interacción hospedero – patógeno.....	27
2.3.	Definición de términos	28
CAPÍTULO III.....		32
MATERIALES Y MÉTODOS		32
3.1.1.	Ubicación geográfica del trabajo de investigación.	32
3.1.2.	Materiales.....	34
a.	Material biológico.....	34
b.	Material y equipo de laboratorio	34
c.	Material de campo.....	34
3.1.3.	Metodología.....	35
a.	Trabajo en campo.....	35
b.	Trabajo en el Laboratorio de Fitopatología.....	35
c.	Identificación del insecto vector.....	35

d. Ensayo de fitoplasmosis.	36
CAPÍTULO IV	39
RESULTADOS Y DISCUSIONES	39
4.1. Identificación del vector.....	39
4.1.1. Morfología del insecto	39
4.1.2. Taxonomía.....	40
4.2. Patogénesis del fitoplasma que causa “Proliferación foliar en inflorescencia de Kiwicha”.....	41
4.3. Sintomatología de la fitoenfermedad “Proliferación foliar en inflorescencia de kiwicha”, en campo	50
CAPÍTULO V.....	57
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	57
5.1. Conclusiones	57
5.2. Recomendaciones	57
CAPÍTULO VI.....	58
5.3. BIBLIOGRAFÍA	58
CAPÍTULO VII	76
ANEXOS.....	76

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Proceso de transmisión de fitoplasmas por el insecto vector.	20
Figura 2 Aparato bucal de un cicadélido.	25
Figura 3 Ubicación del experimento.	33
Figura 4 Esquema para establecer el experimento.	36
Figura 5 Infestación de insectos.	37
Figura 6 Plantas de kiwicha infestadas con insectos de la familia Cicadelidae.	37
Figura 7 Vista dorsal (A) y Vista ventral (B) de <i>Atanus</i> sp.	40
Figura 8 Clorosis en hojas del tercio superior y medio de la planta.	41
Figura 9 Pigmentaciones rojizas y púrpuras violáceas en hojas de kiwicha.	42
Figura 10 Hojas senescentes color pajizo.	43
Figura 11 Planta de kiwicha sana (A). Planta de kiwicha con síntomas de fitoplasmosis (B). ...	44
Figura 12 Flor de kiwicha sana (A). Flor de kiwicha modificada (B).	44
Figura 13 Flor de kiwicha sana diseccionada (A). Flor modificada de kiwicha diseccionada (B).	45
Figura 14 Flor fecundada de kiwicha (A). Corte transversal de la flor fecundada de kiwicha (B). Pixidio unilocular de kiwicha (C).	46
Figura 15 Ovario modificado (A). Corte longitudinal del ovario (B). Pixidio modificado (C). .	46
Figura 16 Células del parénquima foliar de una planta de kiwicha sana (A). Células del parénquima foliar de una planta de kiwicha infectada con fitoplasmas (B).	47
Figura 17 Células epidérmicas de una flor de kiwicha (A). Células epidérmicas de una flor de kiwicha modificada (B).	48

Figura 18 Accesoión de kiwicha color rojizo. Inflorescencia sana (A). Inflorescencia modificada (B).	50
Figura 19 Accesoión de kiwicha color amarillento. Inflorescencia sana (A). Inflorescencia modificada (B).	51
Figura 20 Accesoión de kiwicha color rosado violáceo. Inflorescencia sana (A). Inflorescencia modificada (B).	51
Figura 21 Accesoión de kiwicha color verdoso. Inflorescencia sana (A). Inflorescencia modificada (B).	52
Figura 22 Susceptibilidad de plantas de kiwicha frente a fitoplasmas.	52
Figura 23 Pigmentaciones violáceas en las hojas de kiwicha.....	53
Figura 24 Hoja de kiwicha infectada con fitoplasmas (A). Hoja de kiwicha sana (B).....	54
Figura 25 Filodia en plantas de kiwicha.	54
Figura 26 Planta de kiwicha con síntomas de filodia y enanismo.	56
Figura 27 Estación Experimental Agraria Baños del Inca – Cajamarca, Anexo Cochamarca.	76
Figura 28 Visita a la Estación Experimental Agraria Baños del Inca – Cajamarca, Anexo Cochamarca.....	76
Figura 29 Accesiones de kiwicha de Estación Experimental Agraria Baños del Inca – Cajamarca, Anexo Cochamarca.....	77
Figura 30 Observación y registro de síntomas en plantas de kiwicha infectadas con fitoplasma.	77
Figura 31 Muestreo de hojas e inflorescencias de plantas de kiwicha infectadas con fitoplasma.	78
Figura 32 Cicadélidos colectados en alcohol de 70°.	78
Figura 33 Plantas de kiwicha con síntomas de filodia.....	79

Figura 34 Plantas de kiwicha con síntomas de filodia.....	79
Figura 35 Plantas de kiwicha sanas.	80
Figura 36 Cicacadélido postrado encima de una hoja de kiwicha.	80
Figura 37 Colecta de cicadélidos en campo.....	81
Figura 38 Semillas de kiwicha de la accesión 523.	81
Figura 39 Siembra de kiwicha en envases de polietileno de 1kg de capacidad.....	82
Figura 40 Emergencia de Plantas de kiwicha.	82
Figura 41 Infestación de cicadélidos a los recipientes de kiwicha.	83
Figura 42 Ensayo de fitoplasmosis.	83
Figura 43 Observación detallada de estructuras morfológicas del cicadélido bajo estereoscopio.	84
Figura 44 Observación detallada de las células de los tépalos y hojas de plantas de kiwicha infectadas y sanas.....	84

RESUMEN

La presente investigación tuvo como objetivo; determinar el vector y la patogénesis del fitoplasma causante de la “proliferación foliar en la inflorescencia de kiwicha” (*Amaranthus* spp.). Para cumplir con el objetivo, se utilizaron plantas protegidas de la accesión 523, sobre las cuales se dispusieron 15 insectos de la especie *Atanus* sp. (Hemiptera, Cicadellidae, Deltocephalinae). Los insectos vectores se colocaron en plantas de 44 días de edad; evaluándose los primeros síntomas como clorosis y pigmentaciones rojizas del follaje a los 144 días, posteriormente con la panoja formada los tépalos de flores, se muestras sobrecrecidos y pigmentados de verde oscuro; el óvulo fecundado o no, crece desmesuradamente, adquiere color verde y consistencia carnosa. En campo, 129 accesiones mostraron susceptibilidad, destacando las que presentaron pigmentación purpura y rojiza de panoja y los 423 restantes con resistencia temporal por campaña.

Palabras clave: Fitoplasma, kiwicha, *Atanus* sp., patogénesis.

ABSTRACT

The objective of this research was to determine the vector and the pathogenesis of the phytoplasma responsible for the “leaf proliferation on the inflorescence of kiwicha” (*Amaranthus* spp.). To achieve this objective, protected plants of accession 523 were used, on which 15 insects of the species *Atanus* sp. (Hemiptera, Cicadellidae, Deltocephalinae) were placed. The vector insects were introduced onto 44-day-old plants. The first symptoms, such as chlorosis and reddish pigmentation of the foliage, were observed at 144 days. Later, when the panicle was formed, the flower tepals appeared overgrown and dark green in color; the ovule, fertilized or not, grew excessively, turning green and acquiring a fleshy consistency. In the field, 129 accessions showed susceptibility, particularly those with purple and reddish panicle pigmentation, while the remaining 423 exhibited temporary resistance during the growing season.

Keywords: Phytoplasma, kiwicha, *Atanus* sp., pathogenesis.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

Kiwicha (*Amaranthus caudatus* L.) fue consumida por los pobladores preincas e incas; en la actualidad se ha retomado su cultivo debido a que en sus semillas se concentran compuestos de valor nutricional, conteniendo aminoácidos como metionina, triptófano y lisina, siendo parte de la fuente proteica que contribuye con el coeficiente intelectual del humano; además, contienen minerales como el calcio (Ca) y hierro (Fe) (Repo y Encina, 2008).

Esta Amaranthaceae es afectada por diferentes fitopatógenos destacando los hongos, y últimamente se ha confirmado la existencia de un fitoplasma, que tienen la particularidad de limitar la formación del grano convirtiendo a la panoja con sobreproducción de pequeñas hojas; referente a la patogénesis que causa y que aún no se tienen reportes, por lo que se hizo indispensable realizar la presente investigación.

1.1.Descripción del problema.

Teniendo conocimiento del valor alimenticio de la Kiwicha, su cultivo se está incrementando considerablemente en la zona andina; junto con este proceso, en los diferentes estados fenológicos está mostrando susceptibilidad a sus enemigos naturales, constituidos principalmente por infecciones fungosas y el ataque de insectos plaga.

La fitoenfermedad que últimamente se ha detectado en este cultivo es la proliferación de pequeñas hojas en la panoja, limitando considerablemente la formación de granos, este tipo de alteración fisiológica es considerada como nueva enfermedad en diferentes acepciones de Kiwicha del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA) – Cajamarca; especulando que esta aberración

genética es causada por un fitoplasma, cuyo vector se desconoce; organizamos la presente investigación, con la finalidad de poder identificarlo y realizar la patogénesis respectiva.

1.2.Problema de investigación.

¿Qué tipo de cigarrita (vector) transmite el fitoplasma que ocasiona la proliferación foliar en la inflorescencia de “Kiwicha”?

1.3.Justificación.

La kiwicha tiene gran importancia para la seguridad alimentaria y la economía andina, pero la proliferación foliar causada por fitoplasmas amenaza su productividad y sostenibilidad. La falta de conocimiento sobre el vector y la patogénesis limita las medidas de control. Esta investigación busca identificar al agente transmisor y comprender la dinámica de la enfermedad, generando bases científicas para estudios posteriores que preserven la calidad del cultivo y sus beneficios sociales, económicos y culturales.

1.4.Objetivo

Determinar el vector y patogénesis del “fitoplasma que causa proliferación foliar en la inflorescencia de Kiwicha” (*Amaranthus* spp.).

1.5.Hipótesis

Qué tipo de cigarrita (Cicadellidae) es vector del fitoplasma que causa proliferación foliar en la inflorescencia de Kiwicha (*Amaranthus* spp.).

CAPÍTULO II

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Antecedentes.

Laurens et al. (2025) analizaron el impacto del fitoplasma de la Flavescencia Dorada (FDp) en la expresión génica de las variedades de vid (*Vitis vinífera* L.), “Cabernet sauvignon” y “Merlot”. A través de análisis transcriptómicos en campo durante dos años, se determinó que la infección con FDp modula genes clave relacionados con rutas metabólicas primarias y secundarias, incluyendo la defensa, el metabolismo de azúcares, fenilpropanoides y hormonas. Además, se observaron síntomas severos de decoloración foliar, falta de lignificación y ausencia de frutos. Estos síntomas presentan variación de acuerdo a la variedad; indicando complejidad de la relación planta-patógeno y la utilidad de marcadores moleculares.

Muttappagol et al. (2024) reportaron por primera vez en la India, la asociación de “*Candidatus Phytoplasma Asteris*” con la enfermedad de la filodia en cultivos de pepino (*Cucumis sativus* L.). Los síntomas peculiares de esta asociación corresponden a hojas pequeñas, filodia y proliferación anormal de tallos, con incidencia variable de 8 % a 18 % en diferentes distritos del estado de Karnataka. Mediante análisis moleculares de multilocus (16S rRNA, secY y rpl22), se identificaron cepas pertenecientes al grupo 16SrI, subgrupos B y X. Además, se desarrolló un ensayo LAMP para la detección rápida y sensible del fitoplasma, capaz de detectar hasta 50 femtogramos (fg) de ADN, lo que representa una herramienta útil para el diagnóstico en campo. El estudio también identificó plantas hospederas como fuentes potenciales de infección, lo que resalta la importancia del monitoreo epidemiológico con el fin de lograr un control eficiente de la enfermedad.

Babaei (2024) reporta que, en Chaharmahal-Bakhtiari, Irán, se determinaron síntomas severos de virescencia en gladiolo (*Gladiolus communis* L.) con una incidencia del 5 % al 40 %. Los síntomas característicos fueron amarillamiento de hojas, deformaciones florales como filodia y necrosis de yemas. La fitoenfermedad fue confirmada mediante el estudio filogenético de los genes 16S rRNA, rp y tuf, determinándose la presencia de fitoplasmas que forman parte de los subgrupos 16SrI-F y 16SrI-R, específicamente “*Candidatus Phytoplasma Asteris*” y “*Candidatus Phytoplasma tritici*”.

Kumar et al. (2023) señalan que en los últimos años las enfermedades fitoplásmicas se han identificado como una amenaza creciente para los cultivos de cereales en Asia, afectando significativamente la producción de arroz, trigo, maíz y sorgo. Estas enfermedades, transmitidas por insectos vectores como las cigarritas y hospedadas por malezas silvestres, incluyen patologías como el enanismo azul del trigo y el enanismo amarillo del arroz. Los fitoplasmas implicados han sido clasificados en los grupos 16SrI, 16SrVI, 16SrXI y 16SrXIV, y su diversidad genética sugiere una expansión continua y preocupante. Ante ello, su impacto creciente exige estrategias de vigilancia y control más efectivas para proteger la seguridad alimentaria en la región asiática.

Buoso et al. (2022), en la investigación “Infection by phloem-limited phytoplasma affects mineral nutrient homeostasis in tomato leaf tissues” en tomate (*Solanum lycopersicum* L.), analizaron las alteraciones fisiológicas del hospedero y el equilibrio nutricional. En el estudio se utilizó el cultivar Micro-Tom en condiciones hidropónicas, y se demostró que la infección por “*Candidatus Phytoplasma solani*” genera síntomas característicos como amarillamiento, reducción foliar, proliferación de brotes y deformaciones florales, acompañados de alteraciones fisiológicas como menor fotosíntesis neta, cierre estomático y disminución de la transpiración. Asimismo, se observó una redistribución de macro y micronutrientes en el tejido foliar y una

modificación en la expresión de genes transportadores de iones, lo que refleja una compleja respuesta del tomate frente al estrés biótico e invita a profundizar estudios en los mecanismos moleculares que permitan mitigar sus efectos agronómicos.

Deng et al. (2021) señalan que la escoba de bruja del azufaifo (*Ziziphus lotus* Lam.), causada por “*Candidatus Phytoplasma Ziziphi*”, provoca síntomas de transformación de órganos florales en estructuras similares a hojas (filodia), atribuidos a proteínas efectoras secretadas por el fitoplasma. En su estudio identificaron 43 proteínas efectoras candidatas en el genoma del fitoplasma JWB (*Jujube witches’ Broom*), destacando la proteína efectora SJP3 (*Secreted JWB Protein 3*) por su alta expresión en tejidos florales infectados y su capacidad experimental para inducir filodia. La expresión de SJP3 modifica la transcripción de genes clave de la caja MADS (cuatro genes de especies diferentes) relacionados con la identidad floral y el tiempo de floración, lo que sugiere que este efector es determinante en la alteración morfológica observada en el azufaifo infectado, contribuyendo con enfoques innovadores acerca de la patogénesis de la enfermedad.

Park et al. (2021) describen que las hojas de azufaifo infectadas con fitoplasma presentan alteraciones subcelulares, como cuerpos multivesiculares y aumento de collares de calosa en el floema, así como células pleomórficas del fitoplasma con diversas estructuras extracelulares. Estos hallazgos, observados mediante microscopía electrónica, aportan información relevante sobre los cambios celulares y la dinámica entre el fitoplasma y su hospedero.

Ortega-Acosta et al. (2019) reportaron en Montecillo, Texcoco, Estado de México, la presencia de síntomas típicos de fitoplasmas como filodia, virescencia y proliferación de ramas axilares en plantas de margarita (*Dimorphotheca sinuata* DC.). El estudio tuvo como finalidad reconocer el fitoplasma implicado mediante la técnica de PCR con iniciadores universales P1/P7

y R16F2n/R2. Los resultados confirmaron la identificación de fitoplasmas en material foliar con manifestaciones de la enfermedad, y el análisis por secuenciación del fragmento de 1200 pb, junto con digestiones con enzimas de restricción (MseI, AluI, KpnI y HhaI), permitió identificar al organismo causal como “*Candidatus phytoplasma asteris*” (grupo 16SrI). La secuencia mostró un 99 % de similitud con un aislamiento iraní del grupo 16SrI-B (MH638316.1), y el estudio filogenético mediante el método de *Neighbour-Joining* agrupó el aislamiento mexicano con dicho grupo. Estos resultados confirman que la filodia en margarita está vinculada a *Candidatus phytoplasma asteris*, perteneciente al grupo 16SrI-B.

Ingaruca (2020) describe que los síntomas representativos por fitoplasmas incluyen clorosis de hojas, enrollamiento en la base de estos en los brotes, coloración púrpura en la parte basal de los folíolos y seguido por necrosis del tallo, así como el desarrollo de tubérculos aéreos. En Perú se reporta la existencia de 12 especies de psílidos transmisores de fitoplasmas en el cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.); pese a ello, a nivel internacional se reconocen más de 130 especies como vectores de fitoplasmosis, principalmente en Centroamérica, México y Perú.

Quispe (2017) en su estudio “Caracterización agrobotánica de 108 genotipos seleccionados de Kiwicha (*Amaranthus caudatus* L.)” determinó que las entradas mostraron susceptibilidad a fitoplasma, al hongo *Sclerotinia* sp. y al insecto *Diabrotica* sp., además de la pérdida total de la accesión CAC-33-02.

Avendaño et al. (2017), con el propósito de establecer la distribución regional e incidencia de la filodia en dos zonas productoras de fresa en Michoacán, México, realizaron un sembrío de 51 parcelas de fresa (*Fragaria* × *ananassa* Duch.) en los municipios de Zamora, Jacona, Tangacícuar, Chilchota y Maravatío durante los años 2014–2015. Se estableció que la incidencia de filodia estaba presente en 40 plantas por parcela distribuidas de manera equidistante,

representando el 35 % del total. Veintiocho de estas plantas fueron tomadas como muestras para determinar al fitoplasma infeccioso, resultando ser el fitoplasma de la virescencia de la vincapervinca mexicana (MPV), siendo este el primero en ser descrito en dichos municipios.

Roncal (2004) señala que los Mollicutes, considerados bacterias inferiores, son fitopatógenos que incluyen a los fitoplasmas, los cuales para ocasionar daño en los vegetales requieren de un insecto vector. De esta manera se dispersan a los hospederos siempre y cuando permanezcan viables en la hemolinfa del insecto, ya que se multiplican dentro del sistema circulatorio del vector. En consecuencia, a mayor tiempo de vida de este, mayor es la oportunidad de infectar plantas, especialmente generando individuos de la misma progenie (Arismendi et al., 2010).

Estrada Zúniga et al. (2009) indican que las manifestaciones asociadas a infecciones por fitoplasmas se presentan con mayor frecuencia en ambientes secos, cálidos y con deficiencia de humedad, comprometiendo considerablemente el rendimiento de los cultivos infectados, así como la calidad de la semilla, debido a que da lugar a un alto número de plantas infértiles. En estos casos, los órganos florales se transforman en brácteas verdes, hay carencia de anteras y óvulos todos transformados en hojitas, el utrículo se elonga formando una cápsula y el grano se reabsorbe.

Camarena Gutiérrez et al. (2008), en la investigación “Fitoplasmas: síntomas y características moleculares” se reporta que los síntomas de los microorganismos de la clase Mollicutes, en donde se incluye a los Fitoplasmas, son: el enrojecimiento temprano del follaje, la infertilidad floral y la virescencia, como por ejemplo pétalos verdes de flores, disminución de tamaño de órganos florales, cúmulo de hojas y/o flores sin desarrollo de yemas axilares terminando en filodio

Toruño (2005) indica que la existencia de fitoplasmas en diferentes cultivos de nuestra patria corresponden al grupo 16SrI; específicamente, los aislamientos de fitoplasmas en cultivos de papa mejorada y nativas, corresponde al grupo 16SrII; el fitoplasma del tomate está dentro del grupo 16SrIII. En trabajos posteriores, sobre fitoplasmas en papa, se determinó que el agente etiológico “*Fitoplasma Potato Purple Top*” (PPT), es transmitido a través de psílidos de la familia Cicadellidae como *Paratrioza cockerell*.

Lenin (2003), a través del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA), reportó que el “manto rojo” que perjudica al cultivo de zanahoria (*Daucus carota* L.) en el Valle del Mantaro es causado por un fitoplasma. Posteriormente, Gamarra et al. (2014) determinaron que el cultivo de zanahoria en Chupaca y Huancayo es afectado por el fitoplasma del grupo AYP-16SrI (*Candidatus phytoplasma asteris*). Asimismo, identificaron a *Candidatus phytoplasma asteris* en maíz (*Zea mays* L.) y a *Candidatus phytoplasma pruni* en zanahoria (*Daucus carota* L.), los cuales integran el grupo X-enfermedad 16SrIII.

Rojas et al. (2001) llevaron a cabo una investigación en Cempasúchil (*Tagetes erecta* L.) infectada por fitoplasmas, observándose sintomatologías como coloración amarilla en la planta, virescencia, enanismo apical, además se evidenció que el 100% del campo infectado presentaba filodia, es decir, las estructuras florales se transformaban en estructuras similares a hojas.

Esau et al. (1976) realizaron un estudio en plantas de espinaca (*Spinacia oleracea* L.) con el objetivo de determinar la etiología de la enfermedad conocida como “Áster amarillo”. El estudio consistió en colocar de cinco a siete saltahojas previamente alimentados con plantas de alcachofa enfermas con “Áster amarillo” a plantas sanas de espinaca dispuestas en una pequeña jaula durante cinco días, mientras que a los saltamontes no infectados se les permitió alimentarse de plantas control en el mismo periodo. Treinta días después, las plantas expuestas a los saltahojas vectores

presentaban síntomas como hojas cloróticas, crecimiento nuevo de color verde amarillento y entrenudos acortados. Posteriormente, un estudio ultraestructural de las plantas enfermas confirmó la presencia de fitoplasmas.

2.2.Marco teórico

2.2.1. *Origen de la Kiwicha*

La kiwicha es un cultivo que se produce en Perú, Bolivia, Ecuador, Argentina, Centro América y México (Pérez, 2010). Especie originaria de América, domesticada, cultivada y empleada desde hace más de 4000 años (Estrada, 2011). El cultivo de los amarantos en los trópicos de América tuvo auge durante la conquista y colonización para luego difundirse a Asia, Nueva Guinea y África (Kamisato,2004).

En la actualidad esta planta se produce en los valles interandinos de Sur América, especialmente en Perú, Bolivia y norte de Argentina, así como también en zonas tropicales de África y Asia (Mujica e Izquierdo,1997).

2.2.2. *Distribución geográfica de Kiwicha en el Perú*

Los departamentos de Cusco, Ayacucho, Arequipa, Áncash, Huánuco, Cajamarca y Junín concentran la mayor producción de kiwicha (Pérez, 2010).

2.2.3. *Morfología de la Kiwicha*

La kiwicha (*Amaranthus caudatus* L.) es una planta anual de porte erecto que puede medir entre 0,5 y 3 m de altura; presenta tallos cilíndricos, verdes o púrpuras, con o sin ramificaciones, hojas alternas y simples de forma ovada a lanceolada, y una inflorescencia terminal y axilar en panoja compacta, erecta o colgante, de variados colores (verde, amarillo, anaranjado, rojo o púrpura). Sus flores son pequeñas y unisexuales, con tépalos de distinta coloración; el fruto es un

utrículo que contiene semillas muy pequeñas, lenticulares, de 1 a 1,5 mm, de color crema a negro y de alto valor nutricional (Escalante et al., 2022).

2.2.4. Taxonomía

División Magnoliophyta, clase Magnoliopsida, subclase Caryophyllidae, orden Caryophyllales, familia Amaranthaceae, sub familia Amaranthoideae, género *Amaranthus*, especie *Amaranthus caudatus* (Miñano, 2015).

2.2.5. Periodo vegetativo y época de siembra

El ciclo de cultivo oscila entre 4 y 6 meses, dependiendo de las condiciones agroambientales y de los cultivares empleados; en la región andina, la siembra se realiza generalmente entre octubre y diciembre. (Teodoro, 2017).

2.2.6. Etapas de desarrollo

Para Mujica y Quillahuamán (1989), los estados fenológicos del cultivo son:

- a. Emergencia (VE).** Las diferentes variedades de kiwicha, después de la siembra, ocurre el proceso de germinación diferenciándose radícula y plúmula; la emergencia de esta ocurre entre 8 a 21 días, dependiendo de las condiciones ambientales, la plántula muestra dos cotiledones.
- b. Fase vegetativa (V1....Vn).** Está determinada por el número de nudos del tallo principal. El primer nudo corresponde al estado V1; el segundo, a V2; y, así sucesivamente; a partir del estado V4 la planta se ramifica. En cada nudo se diferencia crece y desarrolla hojas; cuando estas caen, dejan una cicatriz. Las primeras hojas en caer son las seniles, por naturaleza ubicadas en el tercio inferior.

c. Fase reproductiva (R1....Rn):

- ***Inicio de panoja (R1).*** Inflorescencia visible en el extremo del tallo y las ramificaciones; se observa entre 50 y 70 días después de la siembra.
- ***Panoja (R2).*** Cuando la panoja tiene más de 2 cm de largo.
- ***Término de panoja (R3).*** La panoja generalmente mide de 5 a más cm de largo; corresponde al periodo de inicio de la antesis.
- ***Antesis (R4).*** Flores abiertas mostrando estambres separados y estigma completamente visible.
- ***Llenado de granos (R5).*** Periodo relacionado a partir del 95% de antesis, del eje central de la panoja. Etapa que comprende granos lechosos y granos pastosos.
- ***Madurez fisiológica (R6).*** Cambio de color de la panoja; de verde a color oro o de rojo a café-rojizo, semillas de contextura dura, que con simple movimiento las semillas caen con facilidad.
- ***Madurez de cosecha (R7).*** Periodo relacionado con el envejecimiento y caída de hojas; la planta muestra órganos deshidratados, comúnmente denominado planta seca de color café.

2.2.7. Condiciones agroclimáticas

a. Temperatura y precipitación. Prefiere temperaturas de 8 °C a 20 °C; en temperaturas extremas de este rango, perjudican el crecimiento y rendimiento. Referente a la precipitación, desarrolla su potencial genético desde 300 mm, siendo el óptimo de 400 – 800 mm. Tolera periodos

de sequía. Presenta altos requerimientos de humedad durante las etapas de emergencia, floración y llenado de grano. (Pérez, 2010).

b. Altitud y suelo. Prospera entre 1 500 - 3 300 msnm, en suelos franco arenoso, con materia orgánica y pH 6,0 – 7,0 (Pérez, 2010).

2.2.8. Variedades y ecotipos

Hasta el 2010, en el registro nacional de semillas del Perú, se reportan las variedades: Oscar Blanco, Noel Vietmeyer, INIA 413 – Morocho Ayacuchano, INIA 414 – Taray y en la Estación Experimental Agraria Santa Ana se cuenta con 3 ecotipos promisorios: ECO - 2015, ECO - 2009, e ICTA 01 -0012 - 0 Bolivia, todos con aptitud agroindustrial (Pérez, 2010).

2.2.9. Valor nutricional de la Kiwicha

Las accesiones estudiadas, poseen de 13% al 18% de proteína, destacando los aminoácidos lisina, triptófano, metionina, fenilalanina, treonina (Pérez, 2010).

Cada 100g aportan 383.3 calorías, 16.6% de proteínas aproximadamente, 14.1% de fibra dietaria, y un alto contenido de compuestos fenólicos, con 75.7 mg equivalentes a ácido gálico por cada 100 g de base seca. Además, presentan 36.6 mg de flavonoides (expresados en equivalentes de catequina), 63.6% de almidón, de los cuales el 16.7% es amilosa, y 1.01 mg de betalaínas (Chamorro et al., 2018).

2.2.10. Rendimiento de la accesión de kiwicha INIA 414 Taray

Tiene un rendimiento potencial de 3500 kg/Ha y un rendimiento en campo de agricultores de 2500kg/Ha (INIA, 2006).

2.2.11. Usos

La kiwicha, considerado alimento ideal para el hombre (frutos y hojas) y los animales (forraje). El hombre lo consume en grano y como harina en postres, panes, pastas, tortillas, bocaditos y bizcochos; tanto las hojas y los tallos tiernos se pueden utilizar como verduras; otros usos importantes que se le da, es el buen funcionamiento como planta ornamental y también como combustible (Estrada,2011).

2.2.12. Fitopatógenos fungosos de Kiwicha.

Las fitoenfermedades comunes de este cultivo son causadas por diferentes especies fungosas, destacando: *Phythium* sp., *Fusarium* sp., *Rhizoctonia* sp. En estadios avanzados del cultivo se observa la incidencia de *Sclerotinia* sp., *Oidium* sp., *Alternaria* sp., *Macrophoma* sp. y *Botrytis* sp., como también se ha determinado la presencia de fitoplasmas generando una alta incidencia de esterilidad en las plantas (Pérez, 2010).

2.2.13. Características morfológicas de los fitoplasmas

Los fitoplasmas son considerados parásitos vegetales, su tamaño dependerá del desarrollo de los tubos cribosos de la planta y cuentan con la capacidad de “moverse” por los poros de las células cribosas presentes en el floema. Cuenta con una membrana plasmática trilaminar de 1000 nanómetros constituida de dos tercios de proteínas y un tercio de lípidos. Se ha demostrado que los fitoplasmas poseen un gen responsable de codificar una proteína de membrana específica para cada especie., lo que explica su interacción con el huésped (Puch Hau, 2020).

Carecen de pared celular, dependen del insecto vector para su existencia en la planta infectada, y por lo mismo, no pueden ser cultivados *in vitro*. Las plantas afectadas por este grupo

de Mollicutes, muestran diversos síntomas tales como atrofia, coloración amarillenta, formación de hojas en lugar de flores, necrosis, entre otros (Puch Hau, 2020).

2.2.14. Genoma de Fitoplasmas

Los fitoplasmas, integrantes de la clase Mollicutes, presentan genomas reducidos, compuestos por ADN cromosómico circular de doble cadena, con tamaños que varían entre 0,35 a 1,35 Mbp (Marcone et al., 1999; Oshima et al., 2004; Bai et al., 2006; Kube et al., 2008; Saccardo et al., 2012). Esta característica los diferencia de otros Mollicutes, como *Mycoplasma* spp. (0,58–1,38 Mbp), *Spiroplasma* spp. (2,20–7,80 Mbp) y *Acholeplasma* spp. (1,50–1,65 Mbp) (Razin et al., 1998; Gasparich, 2010).

El contenido de Guanina + Citosina (G+C) en su ADN cromosómico oscila entre el 21,4% y el 29%, lo cual representa una característica filogenética común con otros miembros de Mollicutes (Neimark y Kirkpatrick, 1993; Tran-Nguyen et al., 2008). Su genoma codifica entre 300 a 900 genes, aunque algunos reportes señalan de 481 a 776 genes (Hogenhout et al., 2008; Kube et al., 2012), de los cuales se desconoce aún la función de al menos el 53% (Tran-Nguyen et al., 2008; Chung et al., 2013). Presentan dos operones de ARNr en las regiones de los genes 16S y 23S, siendo su codón de terminación UGA (IRPCM, 2004).

Una de las particularidades genómicas más relevantes de los fitoplasmas es la carencia de ciertas rutas metabólicas esenciales, incluyendo la biosíntesis de aminoácidos, ácidos grasos y nucleótidos (Oshima et al., 2004). Su estilo de vida como parásitos intracelulares ha favorecido un proceso de evolución reductiva, lo que ha llevado a la pérdida de funciones metabólicas como el ciclo de las pentosas fosfato y las subunidades de la ATP sintasa (Hogenhout et al., 2008). En su lugar, los fitoplasmas han desarrollado un sistema genético enriquecido en genes de transporte y

permeasas, entre ellos sistemas ABC y de captura de aminoácidos, péptidos, iones inorgánicos y maltosa, esenciales para la captación de nutrientes del hospedero (Kube et al., 2012).

Además, los genomas de fitoplasmas presentan estructuras repetitivas denominadas Unidades Móviles Potenciales (PMUs), que actúan como transposones compuestos replicativos. Estas contienen secuencias de inserción (IS) junto con genes relacionados con recombinación (*tra5*, *ssb*, *himA*) y replicación (*dnaG*, *dnaB*), así como genes que codifican proteínas secretadas implicadas en la infección, multiplicación y diseminación del patógeno (Bai et al., 2006; Sugio et al., 2011; Sugio y Hogenhout, 2012).

Entre los genomas de fitoplasmas secuenciados, destacan “*Ca. Phytoplasma onion yellows* OY-M” (0,85 Mbp), “*Aster yellows witches'-broom phytoplasma*” AY-WB (0,71 Mbp) y “*Ca. Phytoplasma asteris*” (0,6 Mbp), todos pertenecientes al grupo 16SrI (Oshima et al., 2002; Bai et al., 2006; Zhu et al., 2017). Aunque comparten clasificación filogenética, presentan diferencias significativas; por ejemplo, AY-WB tiene un genoma 0,14 Mbp menor que OY-M, debido a una menor cantidad de secuencias repetidas, incluidas las PMUs. Por otra parte, el genoma de “*Ca. Phytoplasma australiense*” [16SrXII-B] presenta un tamaño superior, con 18.693 pb más que OY-M, así como un incremento en el número de genes funcionales y proteínas de función desconocida, lo cual evidencia una rápida evolución genómica influenciada por su ciclo de vida (Tran-Nguyen et al., 2008). Asimismo, “*Ca. Phytoplasma mali*” [16SrX] posee un genoma de 0,6 Mbp con una concentración G+C del 21,4%, junto con capacidades metabólicas limitadas que lo distinguen de otros fitoplasmas. En comparación con miembros del grupo 16SrI y con “*Ca. P. australiense*”, muestra menos genes parálogos, menor presencia de elementos móviles y sí posee genes relacionados con recombinación homóloga (Kube et al., 2008). Finalmente, otros genomas secuenciados incluyen “*Ca. Phytoplasma pruni*” [16SrIII] (Saccardo et al., 2012), “*Ca.*

Phytoplasma phoenicium” [16SrIX], el más pequeño registrado con 0,35 Mbp (Quaglino et al., 2015), y “Ca. *Phytoplasma aurantifolia*” [16SrII] con 0,47 Mbp (Foissac y Carle, 2017).

La purificación del ADN fitoplasmático se ha logrado mediante técnicas especializadas como la electroforesis de campo pulsado (PFGE), ultracentrifugación con cloruro de cesio-bisbenzimidazoles e irradiación gamma (Lee et al., 2000; Tran-Nguyen y Gibbs, 2007; Kube et al., 2012). Estas metodologías han facilitado la construcción de bibliotecas genómicas, esenciales para el análisis comparativo.

Recientemente, con el establecimiento de plataformas de secuenciación de nueva generación (NGS) y herramientas bioinformáticas, se ha incrementado considerablemente el conocimiento sobre la composición genómica de los fitoplasmas, incluyendo el repertorio de proteínas, ARN de transferencia (ARNt), ARN ribosomal (ARNr), vías metabólicas mínimas y elementos móviles (Saccardo et al., 2012). Estas investigaciones también han revelado que los fitoplasmas, a diferencia de otros Mollicutes, utilizan mecanismos de recombinación únicos para adaptarse tanto al ambiente vegetal como al insecto vector, de los cuales dependen para su supervivencia (Bai et al., 2006).

Finalmente, se ha identificado que los fitoplasmas poseen proteínas de membrana que podrían ser exclusivas de este grupo, involucradas en la interacción con el hospedero y potencialmente relacionadas con su patogenicidad (Hogenhout y Music, 2010).

2.2.15. Clasificación de los fitoplasmas

Se trata de bacterias sin estructura de pared celular, pertenecientes a la clase Mollicutes, cuya clasificación ha evolucionado a partir del uso del gen ribosomal 16S rRNA como herramienta principal. Este gen, altamente conservado, ha sido ampliamente utilizado para la identificación y

agrupación preliminar de fitoplasmas, gracias a su confiabilidad en estudios filogenéticos y a la facilidad de acceso a su secuencia mediante PCR (Hodgetts & Dickinson, 2010; Lee et al., 2010). A través del análisis de secuencias del 16S rRNA y su región espaciadora 16S-23S, se han definido hasta 29 grupos y 89 subgrupos, conocidos como “grupos 16Sr” (Martini et al., 2007; Hodgetts et al., 2008; Lee et al., 2010). Esta categorización ha demostrado ser efectiva para la diferenciación básica de fitoplasmas, pero presenta limitaciones al momento de discriminar entre linajes estrechamente relacionados (Schneider et al., 1993; Marcone et al., 2000; Foissac et al., 2013).

Por otro lado, aunque el sistema filogenético basado exclusivamente en el gen 16S permite establecer relaciones evolutivas amplias, su alto grado de conservación restringe su capacidad de resolución a niveles más finos. En consecuencia, se ha propuesto un umbral de disimilitud del 2,5 % para delimitar especies, según criterios del International Committee on the Systematics of Prokaryotes – Subcommittee on the taxonomy of Mollicutes (2004), aunque este valor arbitrario puede excluir cepas con características biológicas únicas (Zhao et al., 2010). A pesar de estas limitaciones, este gen sigue siendo un pilar en la taxonomía de los procariotas (Hodgetts et al., 2008; Zhao et al., 2010).

Para superar esta restricción, se han incorporado al análisis molecular otros genes con menor grado de conservación, tales como *tuf*, *rp* (*rplV* y *rpsC*), *secY*, *secA*, *nusA*, y *uvrB-degV*, los cuales han proporcionado una mejor resolución filogenética y permitieron subdividir grupos complejos como el 16SrI (*Ca. Phytoplasma asteris*) y 16SrXII (Botti y Bertaccini, 2003; Streten, et al., 2005; Shao et al., 2006, Arnaud et al., 2007; Hodgetts et al., 2008). Por ejemplo, el uso del gen *secY* ha permitido identificar hasta diez linajes distintos dentro del grupo 16SrI (Lee et al., 2006), mientras que *secA* y genes ribosomales adicionales han sido clave en la confirmación de agrupaciones existentes y en la mejora discreta de la resolución filogenética (Hodgetts et al., 2009).

En términos metodológicos, la técnica más difundida ha sido la PCR-RFLP, basada en la amplificación del gen 16S rRNA seguida de digestión enzimática, la cual produce patrones específicos que permiten agrupar fitoplasmas (Lee et al., 1998; Schneider et al., 1993). Sin embargo, esta técnica puede fallar al distinguir grupos con patrones de bandeo similares, lo que ha motivado el desarrollo de métodos complementarios y análisis in silico como iPhyClassifier (Zhao et al., 2009), así como herramientas bioinformáticas que permiten comparar secuencias depositadas en bases de datos públicas como el National Center for Biotechnology Information (Wei et al., 2007; Benson et al., 2013).

Finalmente, en el marco de una taxonomía polifásica moderna que integra criterios fenotípicos, genotípicos y filogenéticos, se ha consolidado una clasificación que ubica a los fitoplasmas dentro de la división Firmicutes, clase Mollicutes, orden Acholeplasmatales, familia Acholeplasmataceae, y género *Candidatus Phytoplasma* (Duduk et al., 2009; Lee et al., 2010).

2.2.16. Proceso de infección de los fitoplasmas.

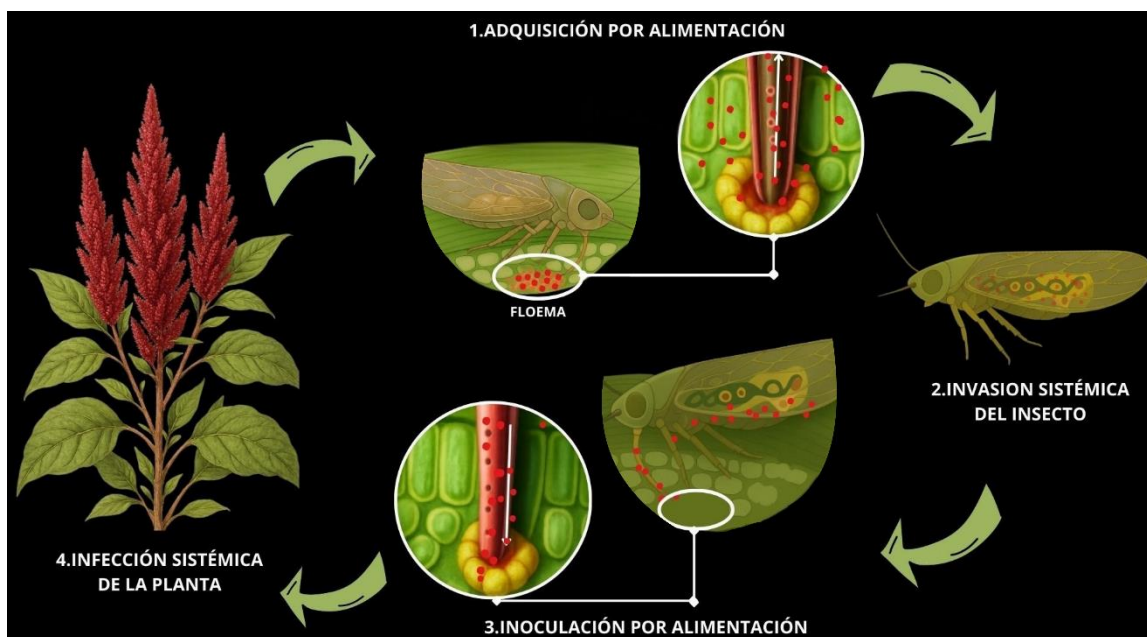
El ciclo de infección de los fitoplasmas inicia cuando el insecto vector, se alimenta de una planta infectada; en este proceso, el vector adquiere al patógeno a través de los estiletes mandibulares insertados en la lámina foliar, ingresando de esta manera a su sistema digestivo (Wei et al., 2004); posteriormente, el fitoplasma atraviesa la barrera intestinal y se establece en diversos tejidos, incluyendo las glándulas salivales (Koinuma et al., 2020); constituyendo la hemolinfa medio de diseminación hasta llegar a los tubos de Malpighi (Lherminier, 1990); también llega al cerebro y los cuerpos grasos (Lefol et al., 1994), así como los órganos reproductivos; aunque estos últimos no son esenciales para la transmisión, su infección sugiere una posible relación coevolutiva prolongada entre el fitoplasma y su hospedero (Kawakita et al., 2000).

En el caso de *Cicadella* sp., la transmisión es de tipo circulante y persistente, lo que implica un periodo de latencia durante el cual el microorganismo se multiplica y circula en el interior del insecto, manteniendo al inóculo en forma permanente, siendo infectivo de por vida. Por ello, cada ocasión en que el vector se nutre de una planta sana, se produce un intercambio saliva floema que facilita la nueva infección (Namba, 2019).

Los fitoplasmas infectan a las plantas mediante proteínas denominadas efectores, que alteran la permeabilidad celular y permiten invadir los tejidos vegetales (Kakizawa et al., 2004). Se localizan en los tubos cribosos del floema, células sin núcleo conectadas por plasmodesmos que forman una red de transporte a lo largo de los distintos órganos de la planta, causando así diversos síntomas (Wei et al., 2004; Samanani et al., 2006; Lee et al., 2007; Turgeon y Wolf, 2009). Utilizando los poros de las placas cribosas, los fitoplasmas se diseminan por el sistema vascular, alcanzando raíces, tallos, hojas, flores e incluso, posiblemente, las semillas (Sugio y Hogenhout, 2012; Olivares, 2013). Al depender de los nutrientes del floema y provocar su obstrucción, generan síntomas como clorosis, marchitez, enanismo y proliferación anormal de yemas (Lough & Lucas, 2006; Weintraub y Jones, 2010).

Figura 1

Proceso de transmisión de fitoplasmas por el insecto vector.



2.2.17. Sintomatología de fitoplasma

El fitoplasma, al no contar con la dotación genética necesaria para la síntesis de todos los nutrientes esenciales para su metabolismo, se encargará de adquirirlos de las células de su hospedero por lo que al obturarse los haces conductores provocan el color amarillento en hojas, seguido de marchitez, enanismo, proliferación de yemas (Reveles et al., 2014.); se sabe también que producen una elevada proporción de plantas presenta esterilidad, como consecuencia de la transformación de los órganos florales en brácteas verdes, acompañada de la ausencia completa de anteras y óvulos; posteriormente, estas estructuras se diferencian en hojas y en un utrículo alargado que da origen a una cápsula, produciéndose finalmente la reabsorción del grano.. (Estrada, 2011).

2.2.18. Medios de cultivo para fitoplasma

Hasta la actualidad, no se han desarrollado medios de cultivo apropiados para su desarrollo, a pesar de conocerse que los nutrientes elaborados en la planta circulan por el floema; conocimiento que se debe tener en cuenta para elaborar medios de cultivo específicos y obtener cepas puras de este tipo de microorganismos, que faciliten su categorización (Doi, Terenaka, Yora y Asuyama, 1967). Esta limitación se debe, en parte, a falta de investigaciones suficientes y detalladas que expliquen la conexión entre los fitoplasmas patógenos, sus vectores y hospederos (Weintraub y Jones, 2010), así como a su alta exigencia nutricional y dependencia de células hospedadoras. Por ello, la propagación de fitoplasmas se realiza mediante injertos en material vegetal, obteniendo plantas infectadas que se conservan mediante cultivo in vitro o en condiciones de invernadero (Jaras, 2024).

2.2.19. Vectores de fitoplasmas

Los insectos vectores de fitoplasmas se categorizan en el orden Hemiptera, que incluye a las familias Cicadellidae y Cixiidae y a las superfamilias Fulgoroidea y Psylloidea (Weintraub et al., 2010).

No obstante, la identificación precisa de estas especies aún es limitada, lo que dificulta el diseño de estrategias de manejo de este tipo de fitoenfermedades; razón por lo que se están desarrollando investigaciones de ecología y biología y las interacciones moleculares con los fitoplasmas; permitiendo la comprensión epidemiológica de estas enfermedades y proponer medidas sostenibles de control. El uso insecticida no ha dado resultados satisfactorios, debido a la rápida transmisión y reinvasión de vectores, promoviendo así la adopción de enfoques integrados como el uso de cultivares resistentes, el biocontrol, el manejo del hábitat y la eliminación de plantas infectadas (Sugio et al., 2011).

2.2.20. Familia Cicadellidae

La familia Cicadellidae, perteneciente a la superfamilia Membracoidea, destaca a nivel mundial por su notable diversidad. Agrupa a los leafhoppers o saltahojas, y otros especímenes de las familias Aetalionidae, Melizoderidae, Membracidae y Myerslopiidae (Dietrich, 2005). En cuanto a su morfología, estos insectos se distinguen por sus alas anteriores de textura uniforme, antenas cortas y setáceas, y tibias posteriores con hileras de espinas (Hamilton, 1984). Esta combinación de rasgos, sumada a su amplia riqueza específica, ha llevado a que Cicadellidae sea reconocida como la familia más numerosa de su grupo y una de las más variadas del reino Insecta, con alrededor de 25 000 especies descritas y más de 10 000 aún sin describir (Freytag & Sharkey, 2002).

Otro aspecto fascinante de los cicadélidos es su capacidad de comunicación acústica. A través de sonidos muy tenues, imperceptibles sin amplificación, se comunican entre sí, posiblemente para el reconocimiento de especies o durante la selección sexual (Ossiannilsson, 1949).

Bajo un enfoque morfológico y taxonómico, esta familia se distingue por varios rasgos: presentan pronoto que no alcanza la sutura escutelar (con excepciones de *Signoretiinae* sp. y *Phlogisinae* sp.), un escutelo que no cubre ampliamente el dorso, la presencia de una sutura que separa el anepisterno del katepisterno, y la ausencia de cuernos dorsales en el mesepisterno (Deitz & Dietrich, 1993). Asimismo, poseen brocosomas, pequeñas partículas lipoprotéicas excretadas por los túbulos de Malpighi, cuya función principal es proteger los huevos (Rakitov, 2004).

Por último, la clasificación interna de esta familia ha sido revisada constantemente. Mientras que Hamilton (1983) propuso solo 10 subfamilias, Nielson (1985) elevó esa cifra a más

de 50. Posteriormente, Oman et al. (1990) reconocieron 40 subfamilias y 119 tribus, y Dietrich (2005) presentó una clave moderna con 24 subfamilias y 53 tribus. En la región Neotropical se han identificado aproximadamente 20 subfamilias, y entre ocho y diez de ellas se encuentran en Argentina, lo cual respalda la hipótesis de un posible origen gondwánico de la familia (Freytag & Sharkey, 2002).

2.2.21. Características morfológicas del aparato bucal del insecto vector

El aparato bucal de los cicadélidos presenta una especialización notable que les permite alimentarse eficientemente de la savia de sus plantas hospedadoras. Esta estructura está conformada por el labro, labio, mandíbulas y maxilas, siendo las dos últimas las que terminan en procesos estiliformes adaptados para perforar tejidos vegetales (Hamilton, 1981; Blanco, 2014).

En contraste con otros insectos, los cicadélidos carecen de palpos labiales y maxilares, lo cual constituye una característica distintiva de este grupo. El labro es una estructura de forma triangular, ubicada sobre el labio y basal al anteclípeo. Su superficie interna, dentada, forma parte del surco que alberga los estiletes mandibulares y maxilares, constituyendo así un componente clave para la inserción y control de estas estructuras (Blanco, 2014).

El labio, también denominado rostro, probosis o pico, es una estructura tubular, longitudinal, trisegmentada y profundamente acanalada en su superficie anterior. Su principal función es servir de vaina protectora para los estiletes, que se alojan en su interior. Exteriormente, está cubierto por una serie de pelos y sensilas, que cumplen funciones sensoriales esenciales durante la alimentación y exploración del huésped (Blanco, 2014; Backus, 1985).

Las mandíbulas, de menor longitud que las maxilas, se ubican en la parte externa del haz de estiletes, envolviendo y bordeando a las maxilas. La superficie externa de los estiletes

mandibulares posee surcos dispuestos de forma concéntrica que convergen hacia el ápice, formando estructuras similares a “púas” o “espinas”. Internamente, ambos pares de estiletes presentan canales y sensilas dendríticas que intervienen en la percepción de estímulos mecánicos y químicos (Blanco, 2014).

En cuanto a las maxilas, estas constan de una placa basal o placa maxilar y un proceso apical estiliforme, derivado de las lacinias (Hamilton, 1981). Los estiletes maxilares se encuentran en el centro del haz y están firmemente unidos entre sí mediante surcos y engrosamientos entrecruzados, los cuales conforman dos canales fundamentales: el canal dorsal o alimentario, por donde fluye la savia vegetal, y el canal ventral o salival, conectado directamente con la bomba o siringe salival. Estos estiletes están controlados por músculos protractores y retractores que se insertan en su base (Blanco, 2014).

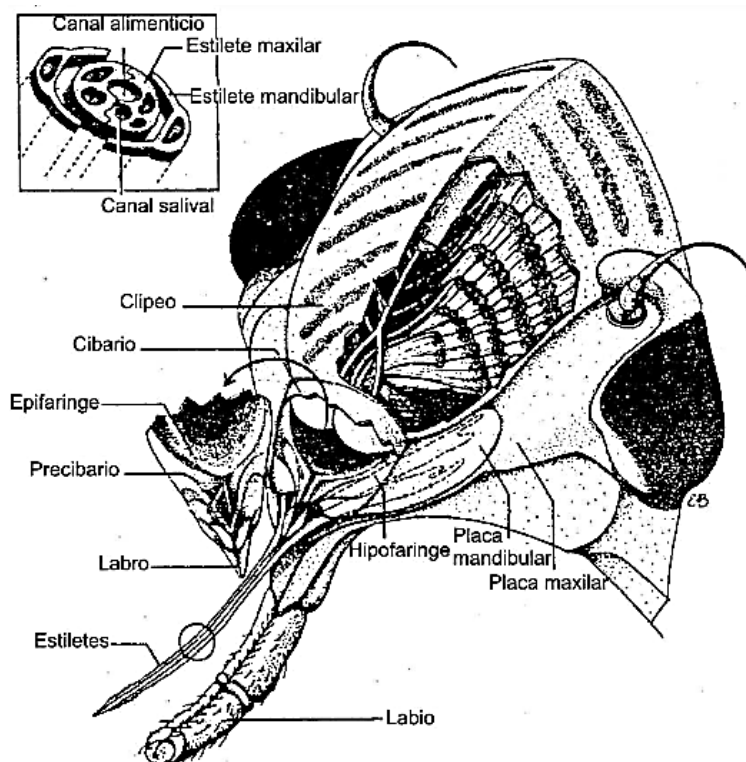
La región anterior del sistema digestivo está representada por el precibario y el cibario, ambos funcionalmente asociados a las piezas bucales. El precibario, una cámara estrecha, recibe los fluidos vegetales succionados a través de los estiletes y los conduce al cibario, el cual actúa como bomba alimentaria o succionadora. Esta estructura es de especial importancia en especies con hábitos de alimentación diferenciados: aquellas que se alimentan de xilema presentan músculos dilatadores más desarrollados y un precibario ensanchado y fuertemente esclerotizado, lo cual les permite generar una presión negativa elevada para la absorción de savia. En contraste, los que se alimentan de floema presentan un precibario más delgado y menos esclerotizado, con músculos dilatadores proporcionalmente más pequeños (Backus, 1985).

Finalmente, los órganos sensoriales juegan un papel clave durante las fases de alimentación. Las sensilas labiales, tanto mecánicas como quimiosensoriales, permiten detectar la textura de la superficie foliar y los componentes químicos de la planta, facilitando así la fase de

exploración del hospedero. Durante la fase de prueba de los estiletes, las sensilas ubicadas en los estiletes y en el precibario permiten transmitir señales mecánicas y gustativas que optimizan el proceso de alimentación (Backus, 1985).

Figura 2

Aparato bucal de un cicadélido.



Nota. Adaptado de Nault y Rodríguez, 1985.

2.2.22. Mecanismo de succión del insecto vector y adaptaciones en sus estrategias de alimentación en función del tejido vegetal

Los insectos fitófagos, como los cicadélidos, pueden infectarse con fitoplasmas a través de un proceso conocido como “adquisición por alimentación”, el cual ocurre cuando obtienen nutrientes del contenido citoplasmático de las células de tamiz, que constituyen el hábitat de los

fitoplasmas (Nault, 1997). Este grupo de insectos posee un aparato bucal especializado que les permite perforar los tejidos vegetales y succionar la savia, la cual es conducida por los estiletes hacia el precibario y luego al cibario, formando la denominada bomba succionadora o alimenticia. Existen dos tipos de alimentación en los cicadélidos vectores: en el primero, se alimentan del xilema, lo que requiere músculos dilatadores más desarrollados y un precibario más amplio y esclerosado para generar presión negativa; en el segundo, obtienen nutrientes del floema, presentando músculos más pequeños y un precibario más delgado y menos esclerosado (Blanco, 2014).

2.2.23. Capacidad de transmisión

Uno de los sitios del insecto vector donde pueden alojarse los fitoplasmas son sus órganos reproductores. Esta capacidad ha permitido observar que, en algunos casos, el patógeno puede ser transmitido directamente de la madre a sus crías a través de los ovarios, en un proceso conocido como transmisión transovarial. Este mecanismo plantea un escenario relevante, ya que implica que algunos vectores pueden nacer ya infectados, sin necesidad de adquirir el fitoplasma al alimentarse de una planta enferma. Curiosamente, los efectos de esta infección en los insectos no son siempre negativos: mientras que algunos estudios han encontrado que la presencia del fitoplasma disminuye su vitalidad (Kirkpatrick et al., 1994), otros han reportado un efecto opuesto, con aumentos en su capacidad reproductiva y esperanza de vida (Beanland et al., 2000).

Un caso que ha recibido especial atención es el de la enfermedad Grapevine Yellow (GY), que afecta a la vid, donde se han mostrado que las hembras infectadas de *Scaphoideus titanus* Ball son capaces de ovipositar huevos con el fitoplasma infectivo (Alma et al., 1997). Esta situación plantea un desafío significativo, ya que la enfermedad puede propagarse incluso en cultivos donde no había síntomas previos.

Ahora bien, es importante tener en cuenta que este tipo de transmisión no se presenta en todos los fitoplasmas, sino que ha sido documentado únicamente en ciertos grupos específicos (Tedeschi et al., 2006). Esto sugiere que la transmisión transovarial no es una regla general, sino una estrategia adaptativa presente solo en algunos casos. En esta línea, Moya-Raygoza y Nault (1998) señalaron que uno de los factores más determinantes en el éxito de la transmisión es la edad del insecto vector, ya que las ninfas muestran una mayor capacidad de infección que los adultos. Además, otras variables como el estado de desarrollo del fitoplasma y las condiciones ambientales pueden influir de forma importante en el proceso de transmisión (Murrall et al., 1996).

2.2.24. Interacción hospedero – patógeno

Los fitoplasmas de la clase Mollicutes, afectan el floema alterando su función y causando desequilibrios en la planta hospedera (García et. al, 2003). La función del floema se altera, perturbando la fotosíntesis, generando amarillamiento, virescencia (pétalos florales verdes), filodias (flores convertidas en hojas), acortamiento de entrenudos, enanismo, proliferación excesiva de yemas y necrosis, todos asociados a la alteración del transporte de nutrientes y señales hormonales (Siddique et al., 1998; Lepka et al., 1999; Guthrie et al., 2001, Bertaccini, 2007).

Los fitoplasmas liberan proteínas efectoras que modifican la biología del hospedero. Estos efectores pueden alterar la permeabilidad celular y manipular la respuesta inmune de las plantas para favorecer la infección (Kakizawa et al., 2004; Hogenhout et al., 2008). Un ejemplo destacado es la proteína SAP54, la cual induce filodias, facilitando la atracción de insectos vectores y aumentando la propagación del patógeno (Hogenhout et al., 2008). Además, estas proteínas efectoras modulan procesos celulares clave en el crecimiento vegetal y, de manera probable intervienen en los sistemas de protección de la planta (Hogenhout y Loria, 2008).

La interacción fitoplasma-hospedero es altamente específica y reflejando coevolución; relación que interviene en la supervivencia y fecundidad con efectos, neutros, negativos y positivos, favoreciendo la dispersión del patógeno (Ammar y Hogenhout, 2006; Beanland et al., 2000; Nault, 1990). Para que ocurra transmisión efectiva del fitoplasma, depende de la multiplicación y colonización en órganos específicos del insecto, como las glándulas salivales, lo que depende de una interacción precisa entre proteínas de membrana del fitoplasma y proteínas del vector (Konnerth et al., 2016; Weintraub y Jones, 2010).

Es común que existan infecciones mixtas de fitoplasmas en una misma planta o vector, lo cual favorece la recombinación genética y la posible emergencia de nuevas cepas más virulentas (Lee et al., 1995; Alma et al., 1996; Bertaccini et al., 2000).

2.3. Definición de términos

- **ADN.** Ácido desoxirribonucleico, denominada la molécula fundamental de la vida guarda la información genética de todos los seres vivos. Cada una de sus dos cadenas complementarias posee extremos diferenciados: uno con un grupo fosfato, llamado 5' prima, y otro con un grupo hidroxilo, denominado 3' prima. Esta orientación opuesta entre las cadenas es clave para la estabilidad de la estructura del ADN (Martínez-Frías, 2010).

- **ARN.** Molécula clave que canaliza la información genética del ADN a los ribosomas para la síntesis de proteínas. Sus tipos principales incluyen el ARN mensajero (mRNA), que lleva la información genética; el ARN de transferencia (tRNA), que conduce aminoácidos; y el ARN ribosómico (rRNA), constituyente de los ribosomas. Otros ARN regulan la expresión génica y procesos celulares esenciales (Alberts et al., 2015).

- **Caja de MADS.** Es un dominio altamente conservado presente en una familia de factores de transcripción que controlan la expresión de los genes. Estos factores se caracterizan por un dominio de unión al ADN de aproximadamente 60 aminoácidos que les permite interactuar con secuencias específicas del ADN para regular procesos como el desarrollo floral y la morfogénesis en plantas y otros eucariotas. (Schwarz, et al., 1990).
- **Cromosoma.** Los cromosomas son estructuras en forma de hilo que se encuentran dentro del núcleo celular. Están formados por proteínas unidas a una única molécula de ADN, lo que les permite almacenar y organizar la información genética (NIH, 2019).
- **Epidemiología vegetal.** La epidemiología vegetal estudia el origen, desarrollo y propagación de enfermedades en plantas, analizando la interacción entre patógenos, huéspedes y ambiente, y proporciona herramientas para su control en la agricultura (Mónaco & Martínez, 2015).
- **Filodia.** Órganos laminares que parecen hojas, pero derivan de tallos o pecíolos, funcionalmente sustituye a las hojas en algunas plantas (Rodríguez, 2020).
- **Fitohormonas.** Son compuestos orgánicos producidos en una zona específica de la planta, pero su efecto se manifiesta en otras partes, donde regulan funciones fisiológicas incluso en concentraciones muy bajas. Estas sustancias juegan un papel clave en controlar la expresión génica que guía distintos procesos de crecimiento y desarrollo (Taiz y Zeiger, 2006).
- **Floema.** El floema, también llamado tejido liberiano, es el encargado de transportar nutrientes orgánicos, principalmente azúcares, desde las zonas fotosintéticas hacia las partes bajas y subterráneas de las plantas vasculares, facilitando la distribución de solutos y señales a lo largo de toda la planta (Van Bel, 2003).

- **Gen.** Son las unidades fundamentales del ADN que albergan la información requerida para la síntesis de proteínas y ARN. Están ubicados en regiones específicas llamadas loci dentro de los cromosomas y cumplen la función de almacenar y transmitir la información genética de una generación a otra (NLM, 2021).
- **Genoma.** Totalidad del material genético (ADN o ARN) de un organismo que contiene la totalidad de la información requerida para su desarrollo y correcto funcionamiento (Griffiths, et al.2000).
- **Grupo 16Sr.** Clasificación molecular basada en el gen ribosomal 16S usada para agrupar fitoplasmas en subgrupos filogenéticos. (Lee, et al., 1998).
- **LAMP.** Método de amplificación isotérmica de ácido nucleico que detecta ADN o ARN a temperatura constante de 60-65 °C, rápido y sencillo, utilizable sin equipamiento sofisticado (Martínez y López, 2025).
- **PCR.** Es una técnica de amplificación in vitro de ADN mediante ciclos repetidos de termociclado para obtener múltiples copias de una secuencia objetivo (Mullis y Faloony,1987).
- **Proteína efectora.** Son moléculas, Mayormente proteínas secretadas por microorganismos patógenos que manipulan la respuesta del hospedero, suprimiendo defensas y facilitando la infección y colonización. Su función es modular mecanismos celulares del hospedero para favorecer la virulencia del patógeno (Figueroa y Mendoza,2023).
- **Sintomatología.** La sintomatología son las manifestaciones de alteraciones fisiológicas internas o externas en la planta hospedadora, resultantes de enfermedades o factores abióticos, como marchitez, manchas o deformaciones que indican desviaciones del estado normal (Arguedas, 2008).

- **Transmisión persistente propagativa.** La transmisión persistente propagativa ocurre cuando patógenos como los fitoplasmas atraviesan el intestino medio del insecto vector, infectan órganos y llegan a las glándulas salivales, multiplicándose y permaneciendo vitalicios para transmitirlo a nuevas plantas (Weintraub y Beanland, 2006).

- **Tépalo.** Es cada una de las piezas que conforman el perianto de una flor cuando no existe una diferenciación morfológica clara entre sépalos y pétalos, debido a su similitud en forma, tamaño, color o función. Este tipo de perianto se denomina homoclamídeo y es frecuente en numerosas monocotiledóneas y en algunos grupos de angiospermas basales (Simpson, M. G. 2010).

- **Vector.** En el campo de la fitopatología, se entiende por vector a un organismo vivo que tiene la capacidad de adquirir, transportar y diseminar agentes patógenos, como virus, bacterias, hongos, fitoplasmas o nematodos, desde una planta infectada hacia una sana. (Farooq, 2025).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

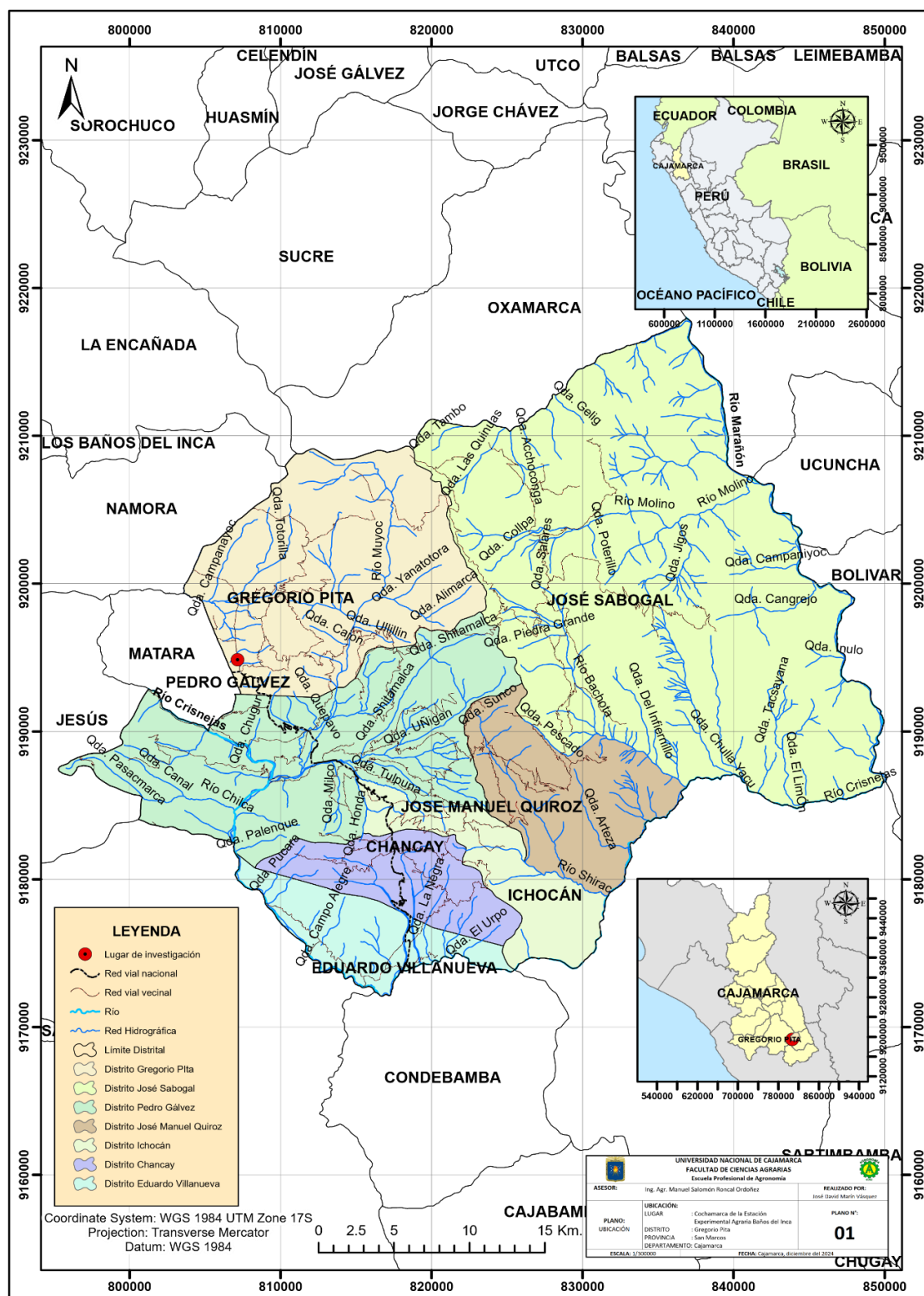
3.1.1. Ubicación geográfica del trabajo de investigación.

El presente trabajo se desarrolló en campo y en los laboratorios de sanidad vegetal de la Escuela Profesional de Agronomía; el cultivo se instaló en un sector del caserío Cochamarca – distrito Gregorio Pita - provincia San Marcos – Región Cajamarca; coordenadas latitud 7°16'32.0" S y longitud 78°13'07.0" W; a 2820 msnm; temperatura media 15.3°C.

El campo experimental es propiedad de la Estación Experimental Agraria Baños del Inca.

Figura 3

Ubicación del experimento.



Y el procesamiento de muestras, se realizó en los Laboratorios de Entomología y Fitopatología de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, de coordenadas latitud 7°10'06" S y longitud 78°29'42" W. La altitud donde se ubican es de 2680 msnm y la temperatura media es de 17°C.

3.1.2. *Materiales*

a. Material biológico

- Acciones de Kiwicha del proyecto PROAGROBIO del Instituto Nacional de Innovación Agraria, Baños del Inca – Cajamarca.
- Insectos de la familia Cicadellidae.

b. Material y equipo de laboratorio

Lupa, estereoscopio, microscopio, placas Petri, láminas portaobjetos y cubreobjetos, agujas hipodérmicas N.º 25, computadora y cámara fotográfica.

c. Material de campo

Alcohol de 70°, aspersor de agua, bolsas Ziploc, cinta de embalaje, frasco colector, frasco de vidrio, lupa, malla raschel, malla entomológica, marcador permanente, recipientes de polietileno de 3 L, recipientes de polietileno de 1 L, suelo agrícola y tijeras de podar.

3.1.3. Metodología

a. Trabajo en campo. Cada ocho días se realizaron observaciones en las accesiones de Kiwicha, con el propósito de observar las accesiones susceptibles a la modificación morfológica de la panoja.

Se colectaron muestras de panojas con síntomas de la alteración fisiológica de las flores, las mismas que fueron dispuestas en bolsas ziploc, para ser observadas al estereoscopio.

La colecta de insectos considerados vectores del microorganismo patógeno, se realizó entre 6 a 7 de mañana, los mismos que fueron dispuestos en recipientes de vidrio que contenía alcohol de 70°.

b. Trabajo en el Laboratorio de Fitopatología. Las muestras con alteraciones morfológicas de la panoja de diferentes accesiones de kiwicha, fueron cuidadosamente seccionadas con ayuda del estereoscopio y fotografiadas, con el propósito de realizar la descripción y fotografía de la alteración fisiológica de la flor.

c. Identificación del insecto vector. Los insectos recolectados en campo fueron colocados en cajas de Petri con parafina para su observación bajo estereoscopio, lo que permitió fotografiarlos, describir su morfología externa y registrar imágenes útiles en la determinación del género. Posteriormente con el apoyo de especialistas en Entomología de la Universidad Nacional de Cajamarca y SENASA-Lima, se realizó un análisis detallado de descriptores morfológicos específicos para la subfamilia Deltocephalinae perteneciente a la familia Cicadellidae del orden Hemiptera, utilizando claves taxonómicas especializadas, para así determinar el género.

d. Ensayo de fitoplasmosis. Para realizar este ensayo se eligió la accesión 523, por mostrar mayor susceptibilidad a la fitoenfermedad en campo.

En macetas de plástico de un kilogramo de capacidad, con sustrato agrícola de textura franco arenoso, sirvió para realizar la conducción de plantas de Kiwicha. Transcurrido 12 días de la siembra, se realizó el desahije dejando la planta más vigorosa.

En este estado las plantas fueron protegidas con cilindros transparentes de polietileno de 30cm de alto y cubiertos con malla en la parte superior para evitar la entrada de insectos. A medida que las plantas incrementaban su tamaño, también se incrementó los cilindros de protección.

Figura 4

Esquema para establecer el experimento.



Transcurrido 43 días, las plantas alcanzaron 15 cm de alto; mostrando hojas suculentas las cuales servirán de alimento para los insectos.

A los 44 días se realizó la infestación; disponiendo 15 especímenes por planta (Figura 5, Figura 6).

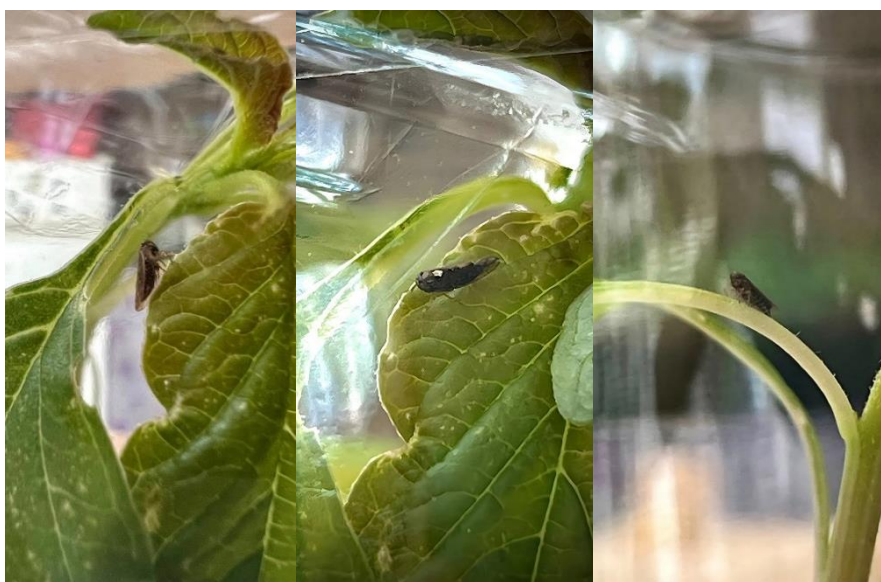
Figura 5

Infestación de insectos.



Figura 6

Plantas de kiwicha infestadas con insectos de la familia Cicadellidae.



- *Evaluaciones de patogénesis.*

Las evaluaciones del proceso de patogénesis se realizaron semanalmente a partir del quinto día, de la infestación.

Después de cinco meses y medio, al inicio de la pérdida de color verde normal de hojas, se tuvo en cuenta el registro de la patogénesis.

A los 220 días, cuando las plantas mostraron su normal crecimiento y desarrollo, fue momento para evaluar la patogénesis de la planta afectada.

La secuencia de la patogénesis consistió en registrar la alteración morfológica de hojas, flores e inflorescencias.

De la planta sana y de la infectada, se procedió a separar cuidadosamente, hojas y flores, con el propósito de fotografiar microscópicamente los tejidos afectados y compararlos con los sanos.

Este procedimiento nos permitió identificar, las alteraciones morfológicas de los tejidos afectados.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Identificación del vector

4.1.1. *Morfología del insecto*

Tiene cuerpo piriforme; de 4 mm de largo y 1 mm de ancho, de color marrón cobrizo a verde oliva, con manchas moteadas, verdes azulados oscuros y verdes claros.

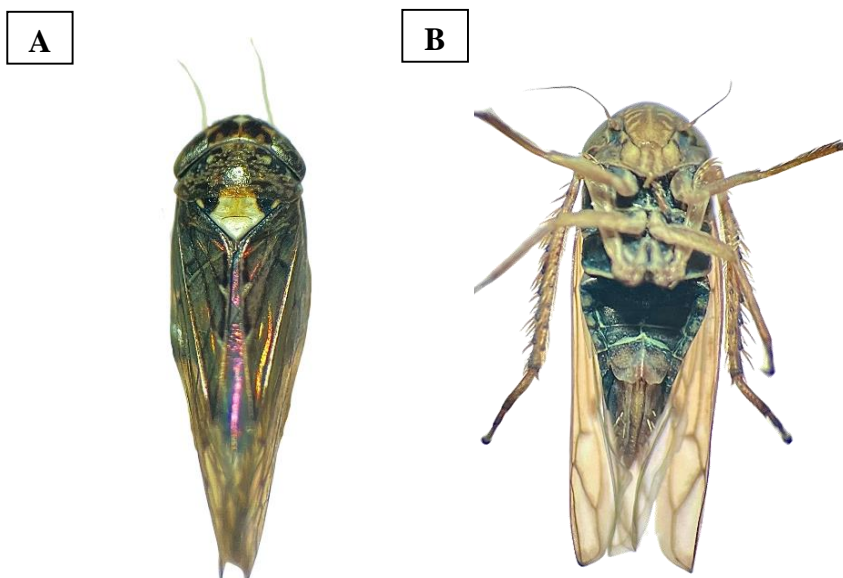
Entre los ojos, se observan dos manchas simétricas separadas por la sutura coronal. La región fronto-clypeal, es de color marrón cobrizo.

Las alas anteriores son membranosas, de color crema translúcido con venación marrón rojiza y un pliegue vanal diferenciado, las alas posteriores, también membranosas, presentan brillo metálico.

El abdomen, parcialmente visible, muestra 11 segmentos de color azul verdoso y amarillo pálido, con genitalias de color marrón cobrizo en los últimos segmentos abdominales.

Figura 7

Vista dorsal (A) y Vista ventral (B) de Atanus sp.

**4.1.2. Taxonomía**

Reino	:	Animalia
Filo	:	Artrópoda
Subfilo	:	Hexápoda
Clase	:	Insecta
Subclase	:	Pterygota
Orden	:	Hemiptera
Suborden	:	Auchenorrhyncha
Infraorden	:	Cicadomorpha
Superfamilia	:	Membracoidea

Familia	:	Cicadellidae
Subfamilia	:	Deltocephalinae
Tribu	:	Athysanini
Género	:	<i>Atanus</i> sp. (Omán, 1938).

4.2. Patogénesis del fitoplasma que causa “Proliferación foliar en inflorescencia de Kiwicha”

A 31 días después de la emergencia se infestaron las plantas con el insecto vector; transcurrido el tiempo habiéndose diferenciado y desarrollado la panoja, a los 144 posteriores a la emergencia se aprecia los primeros síntomas, como clorosis parcial de la lámina foliar de hojas del tercio superior y medio de planta en la “accesión 523” (Figura 8); este tipo de síntomas coincide con los reportes de Esau et al. (1976), Ingaruca (2020), Buoso et al. (2022), Babaei (2024) y Laurens et al. (2025) en sus respectivas investigaciones.

Figura 8

Clorosis en hojas del tercio superior y medio de la planta.



A medida que pasa el tiempo las hojas presentan regiones rojizas en la lámina foliar y púrpura violáceas en el peciolo; generalizándose 20 días después de la manifestación de la clorosis; el bloqueo de la clorofila, por infección del fitoplasma, permite la formación de pigmentos rojizos y violáceos (betalaínas) (Figura 9), ya que la planta activa rutas de defensa frente al estrés biótico (Camarena Gutiérrez et al., 2008; Ingaruca, 2020; Pereira, 2024).

Figura 9

Pigmentaciones rojizas y púrpuras violáceas en hojas de kiwicha.



Finalmente, a los 7 meses después de la emergencia las hojas se necrosan tornándose de color pajizo, seguidos de defoliación (Figura 10).

Figura 10

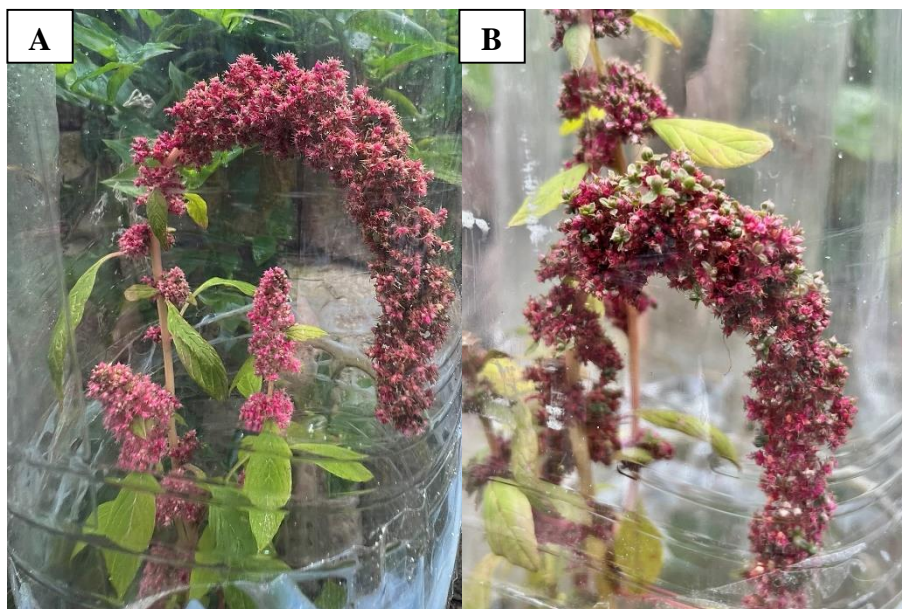
Hojas senescentes color pajizo.



Transcurrido 175 días después de la emergencia, los síntomas se manifiestan gradualmente en las flores; apreciándose áreas verdes en la longitud de la panoja (Figura 11B); coloración que se debe a la transformación de los tépalos en hojitas de 1 a 3 mm de largo por 0.5 – 1.5 mm de ancho y de consistencia carnosas (Figura 12B, Figura 13B); características anormales en el desarrollo de la floral de la kiwicha (Figura 11A, Figura 12A), estos reportes coinciden con Camarena Gutiérrez et al. (2008), Estrada Zúniga et al. (2009), Ortega-Acosta et al. (2019), Deng et al. (2021), Muttappagol et al. (2024) y Babaei (2024) en sus investigaciones.

Figura 11

Planta de kiwicha sana (A). Planta de kiwicha con síntomas de fitoplasmosis (B).

**Figura 12**

Flor de kiwicha sana (A). Flor de kiwicha modificada (B).

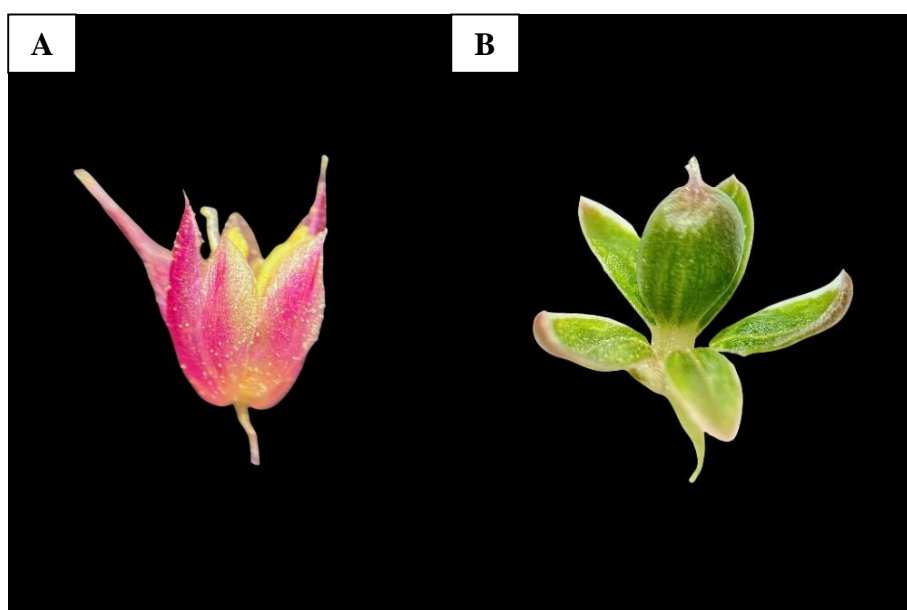


Figura 13

Flor de kiwicha sana diseccionada (A). Flor modificada de kiwicha diseccionada (B).



Cuando la infección ocurre en flores ya fecundadas, el ovario se desarrolla excesivamente, adquiriendo color verde (Figura 15A); diseccionado el ovario se evidencia la no formación de la semilla; en su lugar se forma otra pequeña hoja (Figura 15C), proceso que no ocurre durante el desarrollo normal de la flor (Figura 14).

En flores no fecundadas, la infección por este fitoplasma ocasiona la atrofia del proceso de diferenciación y crecimiento del gineceo; los estambres permanecen intactos hasta cumplir su periodo vegetativo.

Esta transformación, se debe al efecto de las proteínas efectoras liberadas por el fitoplasma como lo menciona Deng et al, (2021), alterando la fisiología y morfología de células, tejidos y órganos de flores.

Figura 14

Flor fecundada de kiwicha (A). Corte transversal de la flor fecundada de kiwicha (B). Pixidio unilocular de kiwicha (C).

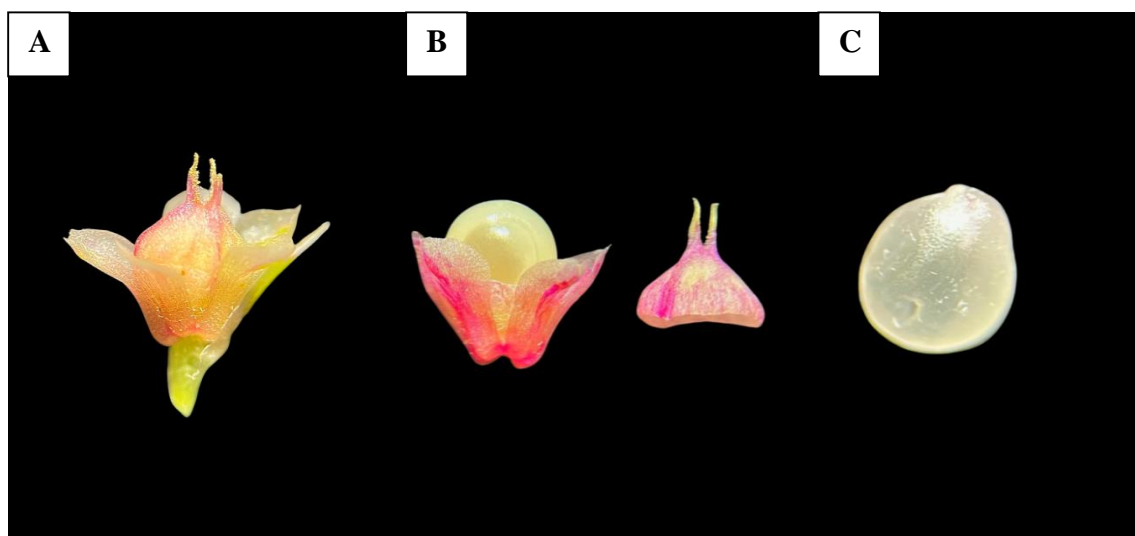
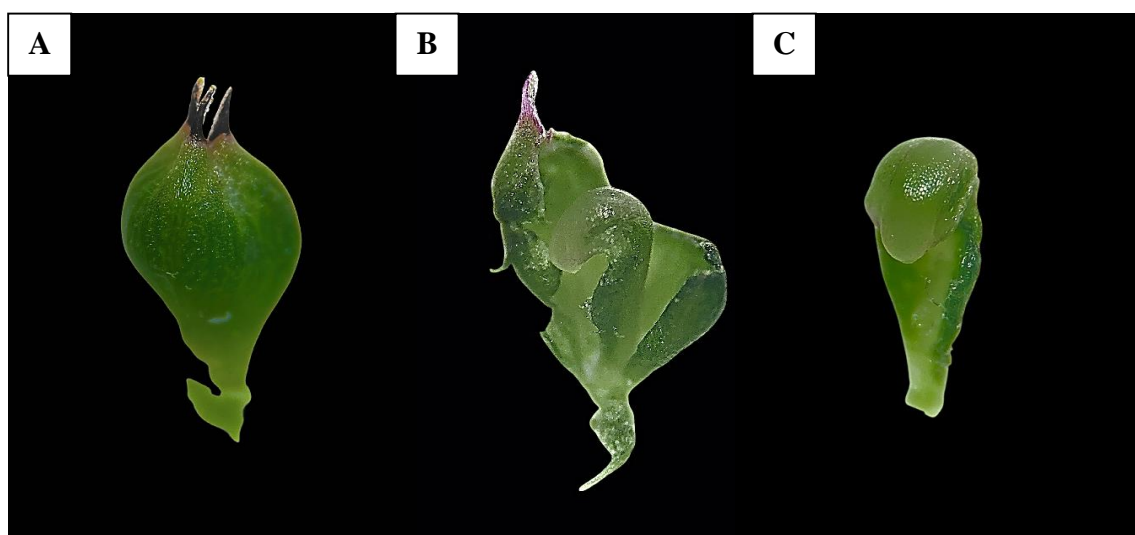


Figura 15

Ovario modificado (A). Corte longitudinal del ovario (B). Pixidio modificado (C).

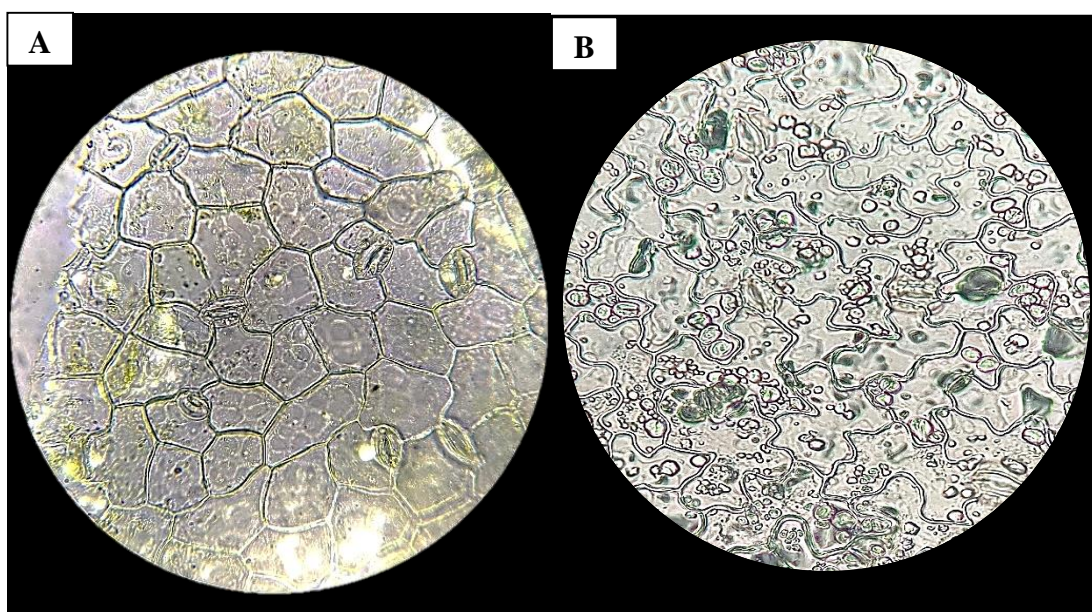


En una planta normal, la diferenciación de cloroplastos ocurre exclusivamente en tejidos verdes, donde se expresa un conjunto específico de genes responsables de la formación y maduración de este organelo. Estos genes regulan diversas etapas, incluyendo la biogénesis del cloroplasto, la formación y organización de las granas y los tilacoides, estructuras fundamentales para la fotosíntesis. Asimismo, intervienen genes involucrados en la biosíntesis de la clorofila, pigmento esencial que contiene un átomo central de magnesio (Mg), sobre el cual se ensamblan otros componentes minerales y moléculas que capturan y transfieren energía luminosa.

Las células del parénquima foliar en plantas sanas, mantienen similitud en tamaño y forma y están constituidas por seis (06) vértices; en la parte periférica de cada célula se distinguen los cloroplastos (Figura 16A). En cambio, las células de las hojas afectadas no presentan una forma bien definida (Figura 16B).

Figura 16

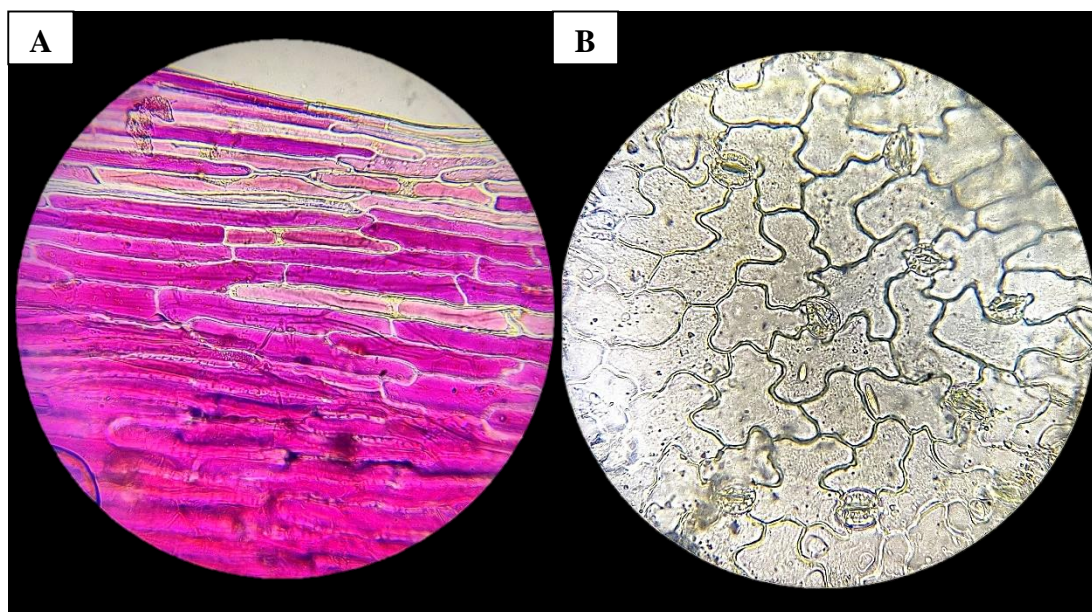
Células del parénquima foliar de una planta de kiwicha sana (A). Células del parénquima foliar de una planta de kiwicha infectada con fitoplasmas (B).



Las células de los tépalos en plantas sanas, presentan tamaño uniforme y forma rectangular, con paredes delgadas recubiertas por una cutícula fina. Su pigmentación varía según la accesión, mostrando tonalidades que van del verde al rojizo debido a la presencia de clorofilas, betalaínas, carotenoides, compuestos fenólicos y flavonoides. Estas estructuras carecen de estomas, como se observa en la Figura 17A, pues cumplen principalmente funciones de protección y atracción, y no de intercambio gaseoso como ocurre en las hojas. Estas características coinciden con lo reportado por Sauer (1967). Las células de los tépalos de plantas afectadas, transformados en estructuras similares a hojas, son amorfas y presentan cloroplastos y estomas (Figura 17B).

Figura 17

Células epidérmicas de una flor de kiwicha (A). Células epidérmicas de una flor de kiwicha modificada (B).



Estos cambios provocan una reprogramación del desarrollo floral, generando la transformación de los tépalos en órganos foliáceos con características de hojas, incluyendo la

formación de cloroplastos funcionales y estomas. Así, los fitoplasmas desencadenan un proceso de homeosis que afecta la diferenciación celular y la morfología de los órganos florales, contribuyendo a síntomas como filodia y virescencia como lo reportan Liefting et al. (2004); Camarena y De la Torre (2008) y Weintraub y Jones (2010).

La sintomatología anteriormente descrita por efecto del “fitoplasma” son idénticas en las diferentes accesiones susceptibles en campo; principalmente en aquellas que por naturaleza presentan metaplasias de diferentes tonalidades, manifestadas en la lámina foliar y la panoja respectiva.

La combinación de estos síntomas; como decoloración foliar, transformación de flores en pequeñas hojas coincide con reportes de infecciones por fitoplasmas en *Vitis vinífera* L., *Cucumis sativus* L., *Gladiolus communis* L., *Solanum lycopersicum* L., *Ziziphus jujuba* Mill., *Dimorphotheca sinuata* DC., *Daucus carota* L., *Zea mays* L. *Fragaria × ananassa* Duch, *Tagetes erecta* L., *Spinacia oleracea* L., entre otras especies más.

Por último, al realizar la comparación de células de tépalos transformados en hojas (Figura 16B) con células de la lámina foliar de una planta sana (Figura 17B) por presentar características similares, se determinó la presencia de estomas y cloroplastos en ambas muestras. Sin embargo, la diferencia fundamental entre ambas estructuras radica en la forma de la pared celular. Mientras que las células de hojas sanas, son hexagonales; las células de la flor modificada muestran contornos irregulares y dispares.

4.3.Sintomatología de la fitoenfermedad “Proliferación foliar en inflorescencia de kiwicha”, en campo

Se determinó que las accesiones que por naturaleza presentan hojas y especialmente panojas rojizas y violáceas, muestran mayor susceptibilidad al patógeno; característica que indica la existencia de relación de hospedero - insecto condicionado por la pigmentación. Aun así, esta fitoenfermedad está presente en varias accesiones que muestran diversidad en los tonos de coloración en su panoja. (Figura 18, Figura 19, Figura 20, Figura 21).

Figura 18

Accesión de kiwicha color rojizo. Inflorescencia sana (A). Inflorescencia modificada (B).

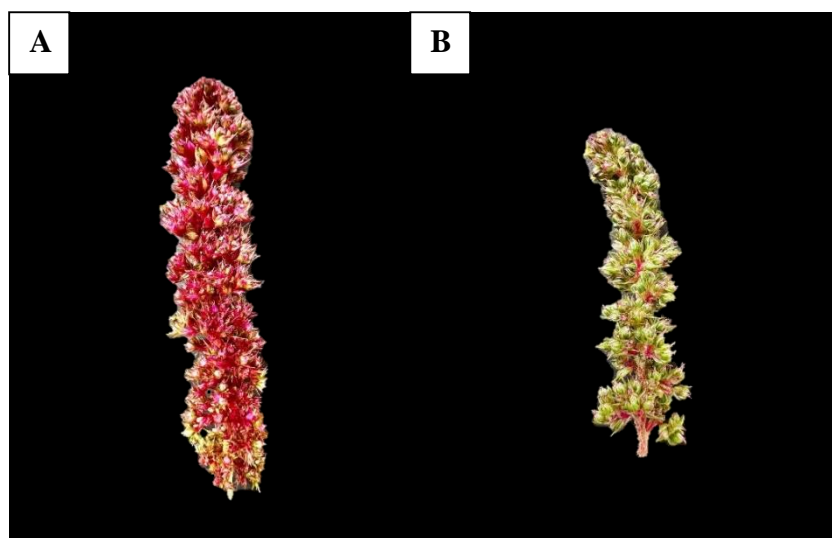
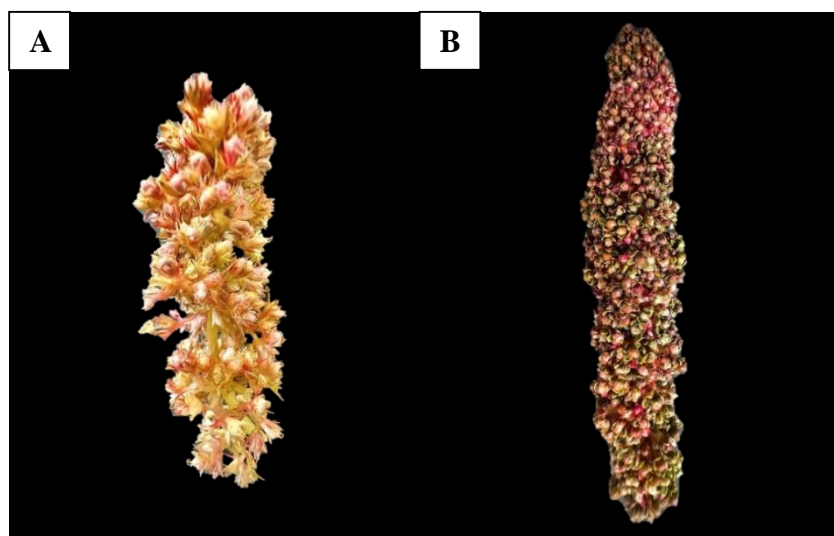


Figura 19

Accesión de kiwicha color amarillento. Inflorescencia sana (A). Inflorescencia modificada (B).

**Figura 20**

Accesión de kiwicha color rosado violáceo. Inflorescencia sana (A). Inflorescencia modificada (B).

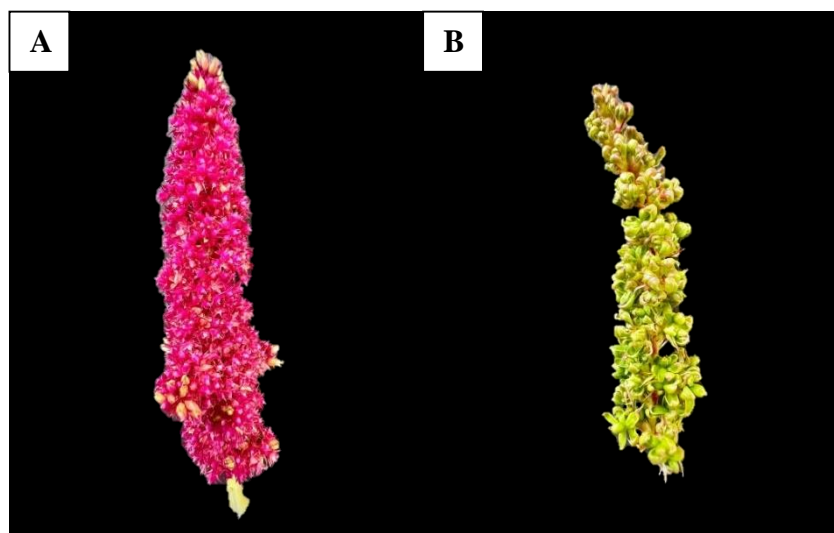
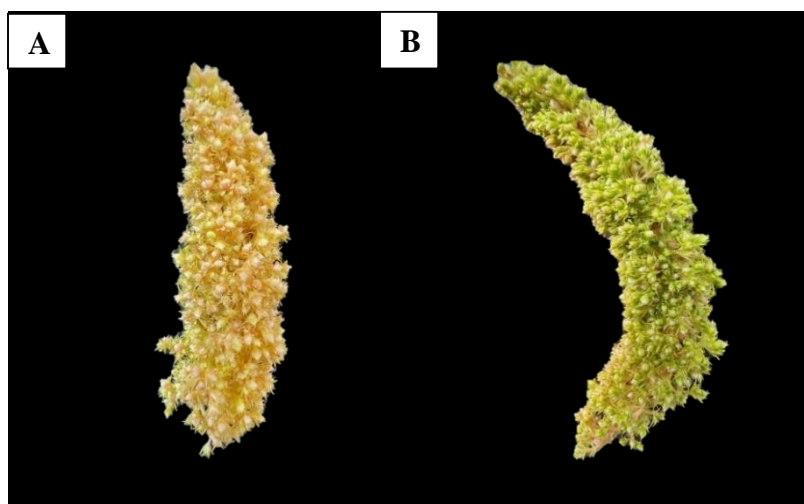


Figura 21

Accesión de kiwicha color verdoso. Inflorescencia sana (A). Inflorescencia modificada (B).

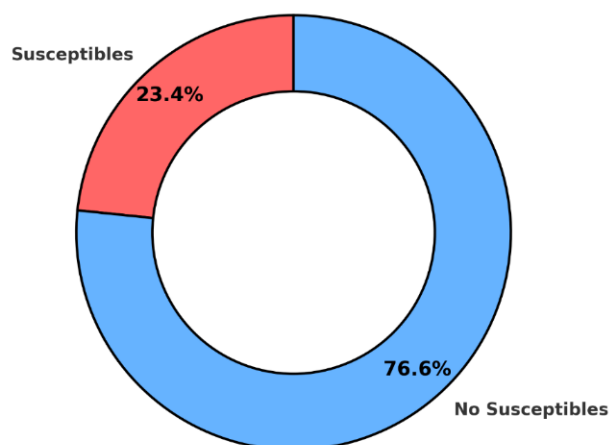


De las 552 accesiones de kiwicha en campo, 129 mostraron susceptibilidad a la infección por el fitoplasma; representando el 23.4 %, porcentaje significativo dentro del conjunto de plantas analizadas, debido a la presencia de genotipos con predisposición a desarrollar la enfermedad.

Figura 22

Susceptibilidad de plantas de kiwicha frente a fitoplasmas.

SUSCEPTIBILIDAD DE PLANTAS FRENTE A FITOPLASMAS



Las accesiones de follaje verde y las pigmentadas de purpura; muestran el inicio de síntomas a partir del cuarto mes de cultivo. En las del follaje verde aparecen pigmentaciones rojizas y púrpuras en la lámina foliar y peciolo; incrementándose estos colores en las accesiones de follaje pigmentado. (Figura 23); secuencialmente en algunas accesiones ocurre clorosis generalizada con presencia de pigmentaciones rojizas que inician en la base de la hoja; asimismo, los peciolo se tiñen de un color púrpura intenso (Figura 24); características semejantes a los reportes de Pereira (2024). Cambios de pigmentación que expresan estrés fisiológico, comprometiendo la fotosíntesis como lo expresan Davis & Sinclair, (1998); Lee et al., (2000); IPPC, (2017).

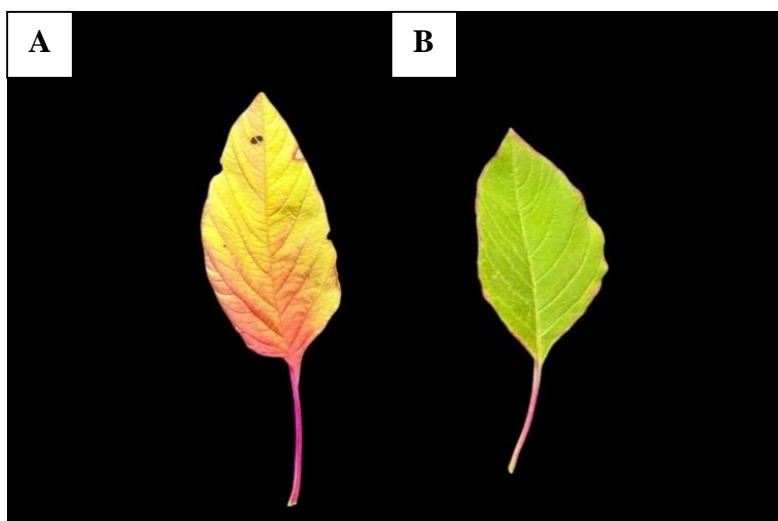
Figura 23

Pigmentaciones violáceas en las hojas de kiwicha.



Figura 24

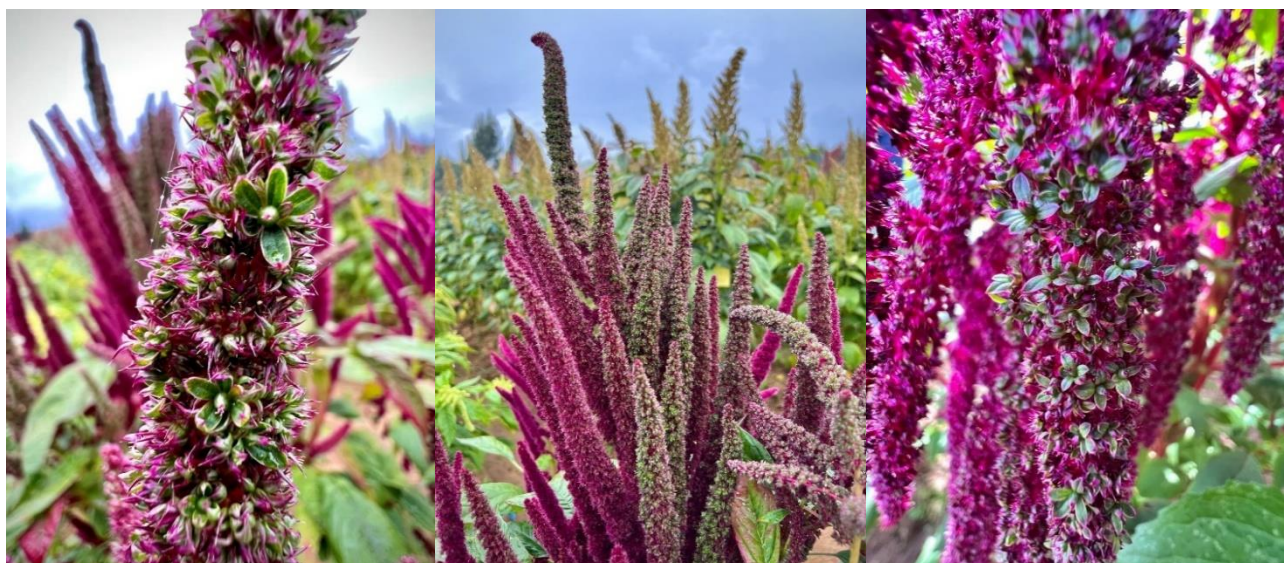
Hoja de kiwicha infectada con fitoplasmas (A). Hoja de kiwicha sana (B).



Las flores presentan filodia, síntoma caracterizado de transformación de órganos florales en estructuras foliáceas verdes; este tipo de síntomas coinciden los reportados en la planta ornamental margarita (*Dimorphotheca sinuata* DC.) (Ortega et al., 2019).

Figura 25

Filodia en plantas de kiwicha.



Esporádicamente se determinaron plantas enanas; con proliferación foliar en la panoja; la disminución de crecimiento (Figura 26), se debe a la acción de las proteínas efectoras secretadas por el patógenos, alterando la regulación hormonal de auxinas, citoquininas y giberelinas, y por lo tanto la expresión génica del hospedero Kumar et al. (2023).

Asimismo, las proteínas efectoras de los fitoplasmas modifican la manifestación característica en diferentes tejidos del hospedero; apreciándose de esta manera síntomas característicos como el enanismo, debido al bloqueo de la secuencia de diferenciación y formación normal de células de los tejidos. Por ejemplo, el factor SAP11 es uno de los efectores más estudiados, que degrada reguladores de la respuesta inmune y factores de transcripción relacionados con el desarrollo celular, generando síntomas típicos de infección como enanismo y proliferación exagerada de brotes como lo mencionan los estudios de Hogenhout et al. (2008), Sugio et al., (2011) y Buxa (2015).

Además de modificar la actividad genética; las proteínas efectoras alteran la función de tejidos, como el floema, disminuyendo el transporte de agua y nutrientes, agravando el crecimiento. En conjunto, estas acciones moleculares interrumpen la fisiología normal de la planta y reducen significativamente su vigor y productividad (Lough y Lucas, 2006; Weintraub y Jones, 2010).

Figura 26

Planta de kiwicha con síntomas de filodia y enanismo.



CAPÍTULO V.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

- El insecto vector del fitoplasma causante de la proliferación foliar en la inflorescencia de kiwicha, es *Atanus* sp.
- La patogénesis del fitoplasma de la proliferación foliar en la inflorescencia de kiwicha; inicia con clorosis y pigmentaciones purpuras del follaje, en estado de inflorescencia los tépalos de flores, se muestran sobrecrecidos y pigmentados de verde oscuro; el óvulo fecundado o no, crece desmesuradamente, adquiere color verde y consistencia carnosa; de esta manera no se diferencia ni forma el pixidio unilocular, por tanto, no existe semilla.

5.2. Recomendaciones

- Identificar la especie del insecto vector.
- Implementar el Manejo Integrado de Plagas y enfermedades, para evitar la fitoenfermedad “Proliferación foliar de la inflorescencia de kiwicha”.

CAPÍTULO VI

5.3.BIBLIOGRAFÍA

- Alberts, B., Johnson, A., Lewis, J., Raff, M., Roberts, K., y Walter, P. (2015). *Molecular biology of the cell* (6th ed.). Garland Science.
- Alma, A., Bosco, D., Danielli, A., Bertaccini, A., Vivio, M., y Arzone, A. (1997). Identification of phytoplasmas in eggs, nymphs and adults of *Iscaphoideus titanus* Ball reared on healthy plants. *Insect Molecular Biology*, 6(2), 115–121. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2583.1997.620115.x>
- Alma, A., Davis, R. E., Vibio, M., Danielli, A., Bosco, D., Arzone, A., y Bertaccini, A. (1996). Mixed infection of grapevines in northern Italy by phytoplasmas including 16S rRNA RFLP subgroup 16SrI-B strains previously unreported in this host. *Plant Disease*, 80(4), 418–421.
- Ammar, E., y Hogenhout, S. (2006). Mollicutes associated with arthropods and plants. In K. B. Miller y T. A. Miller (Eds.), *Insect symbiosis: Vol. 2* (pp. 97–118). CRC Press.
- Arguedas-Gamboa, M. (2008). Síntomas de enfermedades forestales. Segunda parte. *Revista Forestal Mesoamericana Kurú*, 5(15), 77–83.
- Arismendi, N., Carrillo, R., y Andrade, N. (2010). Mollicutes fitopatógenos transmitidos por insectos: interacciones y efectos en sus vectores. *Agro Sur*, 38(2), 55–67.
- Arnaud, G., Malembic-Maher, S., Salar, P., Bonnet, P., Maixner, M., Marcone, C., Boudon-Padieu, E., y Foissac, X. (2007). Multilocus sequences typing confirms the close genetic interrelatedness of three distinct Flavescence dorée infecting grapevine and alder in Europe. *Applied and Environmental Microbiology*, 73, 4001–4010. <https://doi.org/10.1128/AEM.02323-06>
- Avendaño-Benequen, M., Silva-Rojas, H. V., Marbán-Mendoza, N., y Rebollar-Alviter, A. (2017). Mexican periwinkle virescence phytoplasma associated with phyllody and virescence in strawberry (*Fragaria x ananassa* Duch.). *European Journal of Plant Pathology*, 147(2), 451–454.

- Babaei, G., Siampour, M., y Bertaccini, A. (2024). Molecular identification of two phytoplasma strains associated with the gladiolus virescence disease in Iran. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 134, 102476. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2024.102476>
- Backus, E. A. (1985). Anatomical and sensory mechanism of planthopper and leafhopper feeding behavior. In L. Nault y J. Rodriguez (Eds.), *The leafhoppers and planthoppers* (pp. 163–194). John Wiley y Sons.
- Bai, X., Zhang, J., Ewing, A., Miller, A. S., Radek, A. J., Shevchenko, D. V., ... Hogenhout, S. A. (2006). Living with genome instability: the adaptation of phytoplasmas to diverse environments of their insect and plant hosts. *Journal of Bacteriology*, 188, 3682–3696. <https://doi.org/10.1128/JB.188.10.3682-3696.2006>
- Beanland, L., Hoy, C., Miller, S., y Nault, L. (2000). Influence of aster yellows phytoplasma on the fitness of aster leafhopper (Homoptera: Cicadellidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 93, 271–276. [https://doi.org/10.1603/0013-8746\(2000\)093\[0271:IOAYPO\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1603/0013-8746(2000)093[0271:IOAYPO]2.0.CO;2)
- Benson, D. A., Cavanaugh, M., Clark, K., Karsch-Mizrachi, I., Lipman, D. J., Ostell, J., ... Sayers, E. W. (2013). GenBank. *Nucleic Acids Research*, 41, D36–D42. <https://doi.org/10.1093/nar/gks1195>
- Bertaccini, A. (2007). Phytoplasmas: Diversity, taxonomy, and epidemiology. *Frontiers in Bioscience*, 12, 673–689.
- Bertaccini, A., Botti, S., Martini, M., y Kaminska, M. (2000). Molecular evidence for mixed phytoplasma infection in lily plants. In *X International Symposium on Virus Diseases of Ornamental Plants* (Vol. 568, pp. 35–41). International Society for Horticultural Science.
- Blanco Rodríguez, E. (2014). *Cicadélidos (Hemiptera: Cicadellidae) asociados a cítricos en la Península de Yucatán* [Tesis de maestría, Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo]. Repositorio del Colegio de Postgraduados.

- Botti, S., y Bertaccini, A. (2003). Molecular biology of phytoplasmas: Current status and perspectives. *Journal of Plant Pathology*, 85(3), 145–158.
- Buoso, S., Musetti, R., Marroni, F., Calderan, A., Schmidt, W., y Santi, S. (2022). Infection by phloem-limited phytoplasma affects mineral nutrient homeostasis in tomato leaf tissues. *Journal of Plant Physiology*, 271, 153659. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2022.153659>
- Buxa, S. V., et al. (2015). Molecular and physiological studies of phytoplasma effectors causing plant dwarfism. *Plant Pathology Journal*.
- Camarena, G. G., y De La Torre, R. (2008). Fitoplasmas: síntomas y características moleculares. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*, 14(2), 81–87.
- Chamorro, R., Repo, R., Ccapa, K., y Quispe, F. (2018). Composición química y compuestos bioactivos de treinta accesiones de kiwicha (*Amaranthus caudatus* L.). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 84(3), 362–374. <https://repositorio.inia.gob.pe/items/c653963b-e78f-4fe9-96bb-965559bf0d31>
- Chung, W., Pelz-Stelinski, K., y Stenger, D. C. (2013). Genomic insights into phytoplasmas reveal a reduced genome with key effectors involved in pathogenicity. *Journal of Bacteriology*, 195(15), 3677–3684.
- Davis, R. E., y Sinclair, W. A. (1998). The biology of phytoplasmas. *Annual Review of Phytopathology*, 36, 19–42.
- Deitz, L. L., y Dietrich, C. H. (1993). Superfamily Membracoidea (Homoptera: Auchenorrhyncha). I. Introduction and revised classification with new family-group taxa. *Systematic Entomology*, 18, 287–296.
- Deng, M., Ma, F., Zhang, X., Huang, J., Yang, J., Chen, M., Zhou, J., Sun, Q., y Sun, J. (2021). Genome-wide identification of jujube witches' broom phytoplasma effectors revealed the role of SJP3 in inducing phyllody. *Scientia Horticulturae*, 290, 110548. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2021.110548>

- Dietrich, C. H. (2005). Keys to the families of Cicadomorpha and subfamilies and tribes of Cicadellidae (Hemiptera: Auchenorrhyncha). *Florida Entomologist*, 88, 502–517. [https://doi.org/10.1653/0015-4040\(2005\)88\[502:KTTOCF\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1653/0015-4040(2005)88[502:KTTOCF]2.0.CO;2)
- Doi, Y., Terenaka, M., Yora, K., y Asuyama, H. (1967). Mycoplasma or PPLT group-like microorganisms found in the phloem elements of plants infected with mulberry dwarf, potato witches' broom, aster yellows, or pawlonia witches' broom. *Journal of the Phytopathological Society of Japan*, 33, 259.
- Esau, K., Magyarosy, A. C., y Breazeale, V. (1976). Estudios del organismo similar a micoplasma (MLO) en hojas de espinaca afectadas por la enfermedad del amarilleo del áster. *Protoplasma*, 90, 189–203. <https://doi.org/10.1007/BF01275675>
- Escalante, L.; Eugenio, A.; Santa Cruz, A. & Vásquez, J. (2022). *Manual de manejo agronómico de kiwicha*. Instituto Nacional de Innovación Agraria. ISBN: 978-9972-44-102-8. <https://hdl.handle.net/20.500.12955/2019>
- Estrada Zúniga, R., Gonza Cusipuma, V. A., y Gutiérrez Galdós, J. L. (2009). *Guía práctica: Plagas y enfermedades del cultivo de kiwicha (Amaranthus caudatus)* [Informe técnico]. Instituto Nacional de Innovación Agraria - INIA. <https://repositorio.inia.gob.pe/items/253a9b5e-0568-45f5-9a5f-06ff96820892>
- Estrada, R. (2011). *Kiwicha: Alimento nuestro para el mundo*. Instituto Nacional de Innovación Agraria, Programa Nacional de Investigación en cultivos andinos, Estación Experimental Agraria Andenes Cusco.
- Farooq, M. (2025). Vectors in plant pathology: Definition, significance, transmission mechanisms, economic impact, and their role in pathogen transition. *LinkedIn*. <https://www.linkedin.com/pulse/role-vectors-plant-pathology-mustanser-farooq-zeq8e>
- Figueroa, M., y Mendoza, J. (2023). Efectores: Actores claves en la fitopatología. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 41(2), 203–210. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S0185-33092023000200203&script=sci_arttext&tlng=es

- Foissac, X., Danet, J. L., Malembic-Maher, S., Salar, P., Šafářová, D., Válová, P., y Navrátil, M. (2013). Tuf and secY PCR amplification and genotyping of phytoplasmas. In *Methods in Molecular Biology* (Vol. 938, pp. 189–204). https://doi.org/10.1007/978-1-62703-089-2_16
- Foissac, X., y Carle, P. (2017). A draft genome of ‘Candidatus Phytoplasma aurantifolia’ the agent of the witches-broom disease of lime. NCBI, USA. https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nucleotide/NZ_MWKN01000002.1
- Freytag, P. H., y Sharkey, M. J. (2002). A preliminary list of the leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) of Colombia. *Biota Colombiana*, 3(2), 235–283.
- Gamarra, D., Cuellar, W., Mayta, E., Olortegui, A., Lozada, P., Ramírez, R., Chuquillanqui, C., Ida, B., Torres, G., y DuriDurigon, E. (2014). Molecular identification of virus co-infecting with phytoplasma in carrot crops in Perú. *CONVICCIONES*, 1, 18–27. <http://200.60.60.83/index.php/convicciones/article/view/127>
- García-Chapa, M., Medina, V., Viruel, M. A., Lavina, A., y Batlle, A. (2003). Seasonal detection of pear decline phytoplasma by nested-PCR in different pear cultivars. *Plant Pathology*, 52, 513–520.
- Gasparich, G. E. (2010). Spiroplasmas and phytoplasmas: Microbes associated with plant hosts. *Biologicals*, 38(2), 193–203.
- Griffiths, A. J. F., Wessler, S. R., Lewontin, R. C., Carroll, S. B., Gelbart, W. M., Suzuki, D. T., y Miller, J. H. (2000). *An introduction to genetic analysis* (7th ed.). W. H. Freeman.
- Guthrie, J. N., Walsh, K. B., Scott, P. T., y Rasmussen, T. S. (2001). The phytopathology of Australian papaya dieback: A proposed role for the phytoplasma. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 58, 23–30. <https://doi.org/10.1006/pmpp.2001.0346>
- Hamilton, K. (1981). Morphology and evolution of the Rhynchotan head (Insecta: Hemiptera, Homoptera). *The Canadian Entomologist*, 113, 953–974. <https://doi.org/10.4039/Ent113953-10>

- Hamilton, K. (1983). Classification, morphology and phylogeny of the family Cicadellidae (Rhynchotha: Homoptera). In W. J. Knight, N. C. Pant, T. S. Robertson, y M. R. Wilson (Eds.), *Proceedings of the 1st International Workshop on Biotaxonomy, Classification and Biology of Leafhoppers and Planthoppers (Auchenorrhyncha) of Economic Importance* (pp. 15–37). London.
- Hamilton, K. (1984). The tenth largest family? *Tymbal Auchenorrhyncha Newsletter*, 3, 4–5.
- Hodgetts, J., Boonham, N., Mumford, R., Harrison, N., y Dickinson, M. (2008). Phytoplasma phylogenetics based on analysis of secA and 23S rRNA gene sequences for improved resolution of candidate species of ‘Candidatus Phytoplasma’. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 58, 1826–1837. <https://doi.org/10.1099/ijs.0.65668-0>
- Hodgetts, J., Boonham, N., Mumford, R., y Dickinson, M. (2009). Panel of 23S rRNA gene-based real-time PCR assays for improved universal and group-specific detection of phytoplasmas. *Applied and Environmental Microbiology*, 75(9), 2945–2950. <https://doi.org/10.1128/AEM.02610-08>
- Hodgetts, J., y Dickinson, M. (2010). Phytoplasma phylogeny and detection based on genes other than 16S rRNA. In P. G. Weintraub y P. G. Jones (Eds.), *Phytoplasmas genomes, plant hosts and vectors* (pp. 93–113). CAB International.
- Hogenhout, S. A., Oshima, K., Ammar, E. D., Kakizawa, S., y Namba, S. (2008). Phytoplasmas: Bacteria that manipulate plants and insects. *Molecular Plant Pathology*, 9, 403–423.
- Hogenhout, S. A., y Loria, R. (2008). Virulence mechanisms of Gram-positive plant pathogenic bacteria. *Current Opinion in Plant Biology*, 11(4), 449–456.
- Hogenhout, S. A., y Music, M. Š. (2010). Phytoplasma genomics, from sequencing to comparative and functional genomics: What have we learnt? In P. G. Weintraub y P. G. Jones (Eds.), *Phytoplasmas genomes, plant host and vectors* (pp. 19–36). CABI.

Ingaruca Esteban, W. D. (2020). *Identificación y detección de fitoplasmas en insectos vectores presentes en cultivos del Valle del Mantaro* [Tesis de maestría, Universidad Nacional del Centro del Perú]. Repositorio Institucional.

https://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12894/6778/T010_46112496_T.pdf?isAllowed=y&sequence=1

Instituto Nacional de Innovación Agraria – INIA. (2006). *Kiwicha INIA 414 Taray*. Consultado el 5 de enero de 2023. <http://200.123.25.5/bitstream/20.500.12955/655/1/Trip-Kiwicha-INIA414.pdf>

International Plant Protection Convention (IPPC). (2017). *PD 12: Fitoplasmas*.

IRPCM (Programa internacional de investigación sobre micoplasmología comparada / Equipo de trabajo sobre espiroplasmas – Grupo de taxonomía de fitoplasmas). (2004). “Candidatus Phytoplasma”, a taxon for the wall-less, non-helical prokaryotes that colonize plant phloem and insects. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 54, 1243–1255.

Jaras, D. (2024). *Caracterización de potenciales efectores fitopatogénicos del fitoplasma del grupo 16SrXIII-F “Strawberry phyllody phytoplasma Chilean strain” (StrPh-CL)* [Tesis de maestría, Universidad de Chile]. Repositorio Académico Universidad de Chile.

Kakizawa, S., Oshima, K., Nishigawa, H., Jung, H. Y., Wei, W., Suzuki, S., Tanaka, M., Miyata, S., Ugaki, M., y Namba, S. (2004). Secretion of immunodominant membrane protein from onion yellows phytoplasma through the Sec protein-translocation system in *Escherichia coli*. *Microbiology*, 150, 135–142. <https://doi.org/10.1099/mic.0.26633-0>

Kamisato, J. (2004). *Evaluación del efecto de tres niveles de fertilización y dos niveles de riego en el comportamiento de dos variedades de kiwicha (Amaranthus caudatus L.) en la costa central* [Tesis de maestría, Universidad Nacional Agraria La Molina]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12996/2552/F04.K3-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

- Kawakita, H., Saiki, T., Wei, W., Mitsuhashi, W., Watanabe, K., y Sato, M. (2000). Identification of mulberry dwarf phytoplasmas in the genital organs and eggs of leafhopper *Hishimonoides sellatiformis*. *Phytopathology*, 90(8), 909–914. <https://doi.org/10.1094/PHYTO.2000.90.8.909>
- Kirkpatrick, B., Smart, C., Blomquist, C., Guerra, L., Harrison, N., Ahrens, U., Lorenz, K., Schneider, B., y Seemüller, E. (1994). Identification of MLO strain-specific PCR primers obtained from 16/23S rRNA spacer sequences. *IOM Letters*, 3, 261–262.
- Koinuma, H., Maejima, K., Tokuda, R., Kitazawa, Y., Nijo, T., Wei, W., Kumita, K., Miyazaki, A., Namba, S., y Yamaji, Y. (2020). Spatiotemporal dynamics and quantitative analysis of phytoplasmas in insect vectors. *Scientific Reports*, 10(1), 4291.
- Konnerth, A., Krczal, G., y Boonrod, K. (2016). Immunodominant membrane proteins of phytoplasmas. *Microbiology (Reading)*, 162(8), 1267–1273. <https://doi.org/10.1099/mic.0.000331>
- Kube, M., Mitrovic, J., Duduk, B., Rabus, R., y Seemüller, E. (2012). Current view on phytoplasma genomes and encoded metabolism. *The Scientific World Journal*, 2012, 185942. <https://doi.org/10.1100/2012/185942>
- Kube, M., Schneide, B., Kuhl, H., Dandekar, T., Heitmann, K., Migdoll, A. M., Reinhardt, R., y Seemüller, E. (2008). The linear chromosome of the plant-pathogenic mycoplasma ‘Candidatus Phytoplasma mali’. *BMC Genomics*, 9, 306. <https://doi.org/10.1186/1471-2164-9-306>
- Laurens, M., Dubois, L., Malembic-Maher, S., Eveillard, S., Bodin, E., y Corio-Costet, M.-F. (2025). Year and Flavescence dorée phytoplasma infection: Impact on gene expression in two grapevine varieties. *Scientia Horticulturae*, 347, 114190. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2025.114190>
- Lee, I. M., Bertaccini, A., Vibio, M., y Gundersen, D. E. (1995). Detection of multiple phytoplasmas in perennial fruit trees with decline symptoms in Italy. *Phytopathology*, 85(7), 728–735.

- Lee, I. M., Bottner-Parker, K. D., Zhao, Y., Davis, R. E., y Harrison, N. A. (2010). Phylogenetic analysis and delineation of phytoplasmas based on secY gene sequences. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 60, 2887–2897. <https://doi.org/10.1099/ijs.0.019695-0>
- Lee, I. M., Gundersen-Rindal, D. E., Davis, R. E., y Bartoszyk, I. M. (1998). Revised classification scheme of phytoplasmas based on ribosomal RNA sequences. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 48(2), 1153–1169.
- Lee, I., Davis, R., y Gundersen-Rindal, D. (2000). Phytoplasma: Phytopathogenic Mollicutes. *Annual Review of Microbiology*, 54, 221–255.
- Lefol, C., Lherminier, J., Boudon-Padieu, E., Larrue, J., Louis, C., y Caudwell, A. (1994). Propagation of flavescence dorée MLO (mycoplasma-like organism) in the leafhopper vector *Euscelidius variegatus* Kbm. *Invertebrate Pathology*, 63, 285–293. <https://doi.org/10.1006/inpa.1994.1041>
- Lenin, G. M. (2003). *Potenciales cicadélidos transmisores del fitoplasma que infecta zanahoria en el Valle del Mantaro*. SENASA, Perú.
- Lepka, P., Stitt, M., Moll, S., y Seemüller, E. (1999). Effect of phytoplasmal infection on concentration and translocation of carbohydrates and amino acids in periwinkle and tobacco. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 55, 59–68.
- Lherminier, J., Prensier, G., Boudon-Padieu, E., y Caudwell, A. (1990). Immunolabeling of grapevine flavescence dorée MLO in salivary glands of *Euscelidius variegatus*: Light and electron microscopy study. *Journal of Histochemistry y Cytochemistry*, 38, 79–86. <https://doi.org/10.1177/38.1.16967449>
- Liefting, L. W., et al. (2004). Phytoplasma diseases of plants: The biology of the phytoplasmas, their insect vectors and the host plant response. *Plant Pathology*.

- Lough, T. J., y Lucas, W. J. (2006). Integrative plant biology: Role of phloem long-distance macromolecular trafficking. *Annual Review of Plant Biology*, 57, 203–232. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.57.032905.105310>
- Lozada Robles, P. W. (1992). Cicadellidae (Homoptera) registrados para el Perú. I: Xestocephalinae, Agalliinae y Deltocephalinae. *Revista Peruana de Entomología*, 35, 27–30.
- Manish Kumar, Y., Wu, P., Gu, P., Hoat, T. X., Valarmathi, P., y Rao, G. P. (2023). Updates on phytoplasma diseases associated with cereals in Asia. In A. K. Tiwari, S. M. Sharma, y R. K. Singh (Eds.), *Phytoplasma diseases in Asian countries* (Vol. 2, pp. 1–18). Academic Press.
- Marcone, C., Lee, I. M., Davis, R. E., Ragozzino, A., y Seemüller, E. (2000). Classification of aster yellows-group phytoplasmas based on combined analyses of rRNA and tuf gene sequences. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 50, 1703–1713. <https://doi.org/10.1099/00207713-50-5-1703>
- Marcone, C., Ragozzino, A., y Seemüller, E. (1996). European stone fruit yellows phytoplasma as the cause of peach vein enlargement and other yellows and decline diseases of stone fruits in Southern Italy. *Journal of Phytopathology*, 144(11–12), 559–564.
- Martínez, J., y López, A. (2025). Método LAMP: Una alternativa a la PCR, sencilla, rápida y económica. *3tres3 Industria Alimentaria*. https://www.3tres3.com/latam/articulos/metodo-lamp-%C2%BFuna-alternativa-a-la-pcr-sencilla-rapida-y-economica_15342/
- Martínez-Frías, M. L. (2010). Estructura y función del ADN y de los genes. I. Tipos de alteraciones de la función del gen por mutaciones. *Medicina de Familia. SEMERGEN*, 36(5), 273–277. <https://doi.org/10.1016/j.semerg.2009.12.014>
- Martini, M., Lee, I. M., Bottner, K. D., Zhao, Y., Botti, S., Bertaccini, A., ... Osler, R. (2007). Ribosomal protein gene-based phylogeny for finer differentiation and classification of phytoplasmas. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 57, 2037–2051. <https://doi.org/10.1099/ijms.0.65013-0>

- Miñano, D. (2015). *Estudio del comportamiento de líneas avanzadas mutantes de kiwicha (Amaranthus caudatus L.) bajo distintos sistemas de cultivo* [Tesis de grado, Universidad Nacional Agraria La Molina]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12996/947/T007352.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Mónaco, M., y Martínez, A. (2015). *Introducción a la fitopatología vegetal: Epidemiología y manejo de enfermedades*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA).
- Moya-Raygoza, G., y Nault, L. R. (1998). Transmission biology of Maize bushy stunt phytoplasma by the corn leafhopper (Homoptera: Cicadellidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 91(5), 668–676. <https://doi.org/10.1093/aesa/91.5.668>
- Mujica, A., y Izquierdo, J. (1997). Prueba americana de cultivares de amaranto [Ponencia]. *IX Congreso Internacional de Cultivos Andinos, Cusco, Perú*.
- Mujica, A., y Quillahuaman, A. (1989). Fenología del cultivo de la kiwicha (*Amaranthus caudatus* L.) [Ponencia]. Taller fenología de cultivos andinos y uso de la información agrometeorológica, INIA, Puno.
- Mullis, K., y Faloona, F. (1987). Specific synthesis of DNA in vitro via a polymerase-catalyzed chain reaction. *Methods in Enzymology*, 155, 335–350. [https://doi.org/10.1016/0076-6879\(87\)55023-6](https://doi.org/10.1016/0076-6879(87)55023-6)
- Murrall, D. J., Nault, L. R., Hoy, C. W., Madden, L. V., y Miller, S. A. (1996). Effects of temperature and vector age on transmission of two Ohio strains of aster yellows phytoplasma by the aster leafhopper (Homoptera: Cicadellidae). *Journal of Economic Entomology*, 89, 1223–1232.
- Muttappagol, M., Hiremath, S., Vinay Kumar, H. D., Nandan, M., Jahir Basha, C. R., Shankarappa, K. S., Venkataravanappa, V., y Lakshminarayana Reddy, C. N. (2024). Multilocus sequence analysis of ‘Candidatus Phytoplasma asteris’ associated with phyllody of cucumber in India and development of loop-mediated isothermal amplification (LAMP) assay for its detection.

Physiological and Molecular Plant Pathology, 133, 102350.
<https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2024.102350>

Namba, S. (2001). Molecular biology of phytoplasmas. *Annual Review of Phytopathology*, 39, 221–255. <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.39.1.221>

National Institutes of Health (NIH). (2019). *Chromosomes*. U.S. Department of Health and Human Services. Recuperado el 1 de septiembre de 2025, de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK557784/>

National Library of Medicine. (2021). *Gene* [Base de datos]. National Center for Biotechnology Information. Recuperado el 1 de septiembre de 2025, de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/gene/>

Nault, L. (1997). Arthropod transmission of plant viruses: A new synthesis. *Annals of the Entomological Society of America*, 90, 521–541. <https://doi.org/10.1093/aesa/90.4.521>

Nault, L. R. (1990). Evolution of an insect pest: Maize and the corn leafhopper, a case study. *Maydica*, 35(2), 165–175.

Nault, L. R., y Rodríguez, J. G. (1985). *The leafhoppers and planthoppers*. John Wiley y Sons.

Neimark, H. C., y Kirkpatrick, B. C. (1993). Isolation and characterization of full length chromosomes from non-culturable plant pathogenic mycoplasma-like organisms. *Molecular Microbiology*, 7, 21–28.

Nielson, M. W. (1985). Leafhoppers systematics. In L. R. Nault y J. G. Rodriguez (Eds.), *The leafhoppers and planthoppers* (pp. 11–39). John Wiley y Sons.

Olivares, P. X. (2013). Identificación filogenética de *Candidatus Liberibacter solanacearum* y su efecto en la calidad fisiológica de la semilla de chile jalapeño. *Recursos Genéticos y Productividad. Producción de Semillas*. Colegio de Postgraduados, Montecillos.

- Oman, P. W. (1938). The Nearctic leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae). Part I. General introduction and key to tribes. *Memoirs of the Cornell University Agricultural Experiment Station*, 201, 1–79.
- Oman, P. W., Knight, W. J., y Nielson, M. W. (1990). *Leafhoppers (Cicadellidae): A bibliography, generic checklist and index to the world literature 1956–1985*. CABI International Institute of Entomology.
- Ortega-Acosta, C., Ochoa-Martínez, D. L., Rojas-Martínez, R. I., y Gutiérrez-Gallegos, J. A. (2019). Filodia de la margarita (*Dimorphotheca sinuata*) asociada a *Candidatus phytoplasma asteris*. *Revista mexicana de fitopatología*, 37(3), 444–453. <https://doi.org/10.18781/r.mex.fit.1905-3>
- Oshima, K., Kakizawa, S., Nishigawa, H., Jung, H. Y., Wei, W., Suzuki, S., Arashida, R., Nakata, D., Miyata, S., Ugaki, M., y Namba, S. (2004). Reductive evolution suggested from the complete genome sequence of a plant-pathogenic phytoplasma. *Nature Genetics*, 36, 27–29.
- Oshima, K., Kakizawa, S., Nishigawa, H., Jung, H. Y., Wei, W., Suzuki, S., Kitazawa, Y., Arashida, R., Nakata, D., Miyata, S., Ugaki, M., y Namba, S. (2002). Genomic characterization of a phytopathogenic bacterium, ‘Candidatus Phytoplasma asteris’. *Nucleic Acids Research*, 30(17), 4456–4463.
- Ossiannilsson, F. (1949). *Insect drummers: A study on the morphology and function of the sound producing organ of Swedish Homoptera Auchenorrhyncha* (Opuscula Entomologica, Suppl. 10, 145 p.).
- Park, J., Kim, H.-J., Huh, Y. H., y Kim, K. W. (2021). Ultrastructure of phytoplasma-infected jujube leaves with witches’ broom disease. *Micron*, 148, 103108. <https://doi.org/10.1016/j.micron.2021.103108>
- Pereira, A. M. N. (2024). Fitoplasmas asociados a la vid. *VINIDEA.net – Revista Técnica del Vino*.
- Pérez, A. (2010). *Cultivo de kiwicha en la sierra central*. Consultado el 14 de enero de 2023. http://repositorio.inia.gob.pe/bitstream/20.500.12955/162/1/Cultivo_kiwicha_2010.pdf

- Puch Hau, C. A. (2020). *Caracterización molecular de fitoplasmas y virus que infectan a diversos cultivos* [Tesis de maestría, Centro de Investigación Científica de Yucatán, A.C.]. Repositorio CICY. <https://cicy.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1003/1767>
- Quaglino, F., Kube, M., Abou-Jawdah, Y., Siewert, C., Choueire, E., Sobh, H., Casati, P., Tedeschi, R., Lova, M. M., Alma, A., y Bianco, A. P. (2015). ‘Candidatus Phytoplasma phoenicium’ associated with almond witches’-broom disease: From draft genome to genetic diversity among strain populations. *BMC Microbiology*, 15, 148. <https://doi.org/10.1186/s12866-015-0487-4>
- Quispe, R. (2017). *Caracterización agrobotánica de 108 genotipos seleccionados de kiwicha (Amaranthus caudatus L.) para rendimiento de grano en condiciones del centro agronómico – K`ayra – Cusco* [Tesis de grado, Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.unsaac.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12918/1743/253T20170668.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Rakitov, R. A. (2004). Powdering of egg nests with brochosomes and related sexual dimorphism in leafhoppers (Insecta, Hemiptera, Cicadellidae). *Zoological Journal of the Linnean Society*, 140, 353–381.
- Razin, S. (1998). *Molecular biology and pathogenicity of mycoplasmas*. *Microbiology and Molecular Biology*, 62, 1094–1156.
- Repo, R., y Encina, C. R. (2008). Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos fenólicos de cereales andinos: quinua (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) y kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 74(2), 85–99. http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1810-634X2008000200002&lng=es&tlng=es
- Reveles-Torres, L. R., Velásquez-Valle, R., y Mauricio-Castillo, J. A. (2014). *Fitoplasmas: Otros agentes fitopatógenos* (Folleto Técnico Núm. 56). Campo Experimental Zacatecas, CIRNOC – INIFAP.

- Rodríguez, R. (2020). Estudios sobre filodios y su función fotosintética en plantas del género *Acacia*. *Journal of Botany Research*, 12(3), 234–240.
- Rojas-Martínez, R. I., Zavaleta-Mejía, E., Lee, I. M., y Aspiroz-Rivero, H. S. (2001). El fitoplasma que induce la filodia del cempasúchil (*Tagetes erecta* L.) no se transmite por semilla. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 19, 245–247.
- Saccardo, F., Martini, M., Palmano, S., Ermacora, P., Scortichini, M., Loi, N., y Firrao, G. (2012). Genome drafts of four phytoplasma strains of the ribosomal group 16SrIII. *Microbiology*, 158, 2805–2814. <https://doi.org/10.1099/mic.0.061432-0>
- Samanani, N., Alcantara, J., Bourgault, R., Zulak, K. G., y Facchini, P. J. (2006). The role of phloem sieve elements and laticifers in the biosynthesis and accumulation of alkaloids in opium poppy. *The Plant Journal*, 47, 547–563.
- Sauer, J. D. (1967). The grain amaranths and their relatives. *Annals of the Missouri Botanical Garden*.
- Schneider, B., Ahrens, U., Kirkpatrick, B. C., y Seemuller, E. (1993). Classification of plant-pathogenic mycoplasma-like organisms using restriction-site analysis of PCR-amplified 16S rDNA. *Journal of General Microbiology*, 139, 519–527.
- Schwarz-Sommer, Z., Huijser, P., Nacken, W., Saedler, H., y Sommer, H. (1990). Characterization of the *Antirrhinum* MADS-box gene *deficiens*: Evidence for DNA binding and autoregulation of its persistent expression throughout flower development. *The EMBO Journal*, 9(2), 605–613. <https://doi.org/10.1002/j.1460-2075.1990.tb08180.x>
- Shao, J., Jomantiene, R., Dally, E. L., Zhao, Y., Lee, I., Nuss, D. L., y Davis, R. (2006). Phylogeny and characterization of phytoplasmal NusA and use of the nusA gene in detection of group 16SrI strains. *Journal of Plant Pathology*, 88.
- Siddique, A. B., Guthrie, K. B., Walsh, D. T., White, S., y Scott, P. T. (1998). Histopathology and within-plant distribution of the phytoplasma associated with Australian papaya dieback. *Plant Disease*, 82, 1112–1120.

- Simpson, M. G. (2010). *Plant systematics* (2nd ed.). Academic Press.
- Streten, C., Conde, B., Herrington, M., Moulden, J., y Gibb, K. (2005). Candidatus Phytoplasma australiense is associated with pumpkin yellow leaf curl disease in Queensland, Western Australia and the Northern Territory. *Australasian Plant Pathology*, 34(1), 103–105.
- Sugio, A., et al. (2011). Phytoplasma protein effector SAP11 enhances insect vector reproduction by manipulating plant development and defense hormone biosynthesis. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 108(48), E1254–E1263.
- Sugio, A., MacLean, A. M., Kingdom, H. N., Grieve, V. M., Manimekalai, R., y Hogenhout, S. A. (2011). Diverse targets of phytoplasma effectors: From plant development to defense against insects. *Annual Review of Phytopathology*, 49, 175–195. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-072910-095255>
- Sugio, A., y Hogenhout, S. A. (2012). The genome biology of phytoplasma: Modulators of plants and insects. *Current Opinion in Microbiology*, 15(3), 247–254. <https://doi.org/10.1016/j.mib.2012.04.002>
- Taiz, L., y Zeiger, E. (2006). *Fisiología vegetal* (3ª ed.). Universitat Jaume I.
- Tedeschi, R., Ferrato, V., Rossi, J., y Alma, A. (2006). Possible phytoplasma transovarial transmission in the psyllids *Cacopsylla melanoneura* and *Cacopsylla pruni*. *Plant Pathology*, 55, 18–24. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2005.01287.x>
- Teodoro, L. (2017). *Adaptación de tres variedades de kiwicha (Amaranthus caudatus L.) en condiciones edafoclimáticas de Canchán – Huánuco* [Tesis de grado, Universidad Nacional Hermilio Valdizan]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.unheval.edu.pe/bitstream/handle/20.500.13080/2863/TAG%2000723%20T38.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Toruño, C. T. (2005). *Determinar la presencia de geminivirus y fitoplasmas en tomate en Guatemala, El Salvador, Honduras y Nicaragua*. Ciencia y Producción Agropecuaria, Zamorano, Honduras, 7–9.

- Tran-Nguyen, L. T., Kube, M., Schneider, B., Reinhardt, R., y Gibb, K. S. (2008). Comparative genome analysis of “Candidatus Phytoplasma australiense” (subgroup tuf-Australia I; rp-A) and “Ca. Phytoplasma asteris” strains OY-M and AY-WB. *Journal of Bacteriology*, 190, 3979–3991.
- Tran-Nguyen, L. T., y Gibb, K. S. (2007). Optimizing Phytoplasma DNA purification for genome analysis. *Journal of Biomolecular Techniques*, 18(2), 104–112. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2062537>
- Turgeon, R., y Wolf, S. (2009). Phloem transport: Cellular pathways and molecular trafficking. *Annual Review of Plant Biology*, 60, 207–221.
- Van Bel, A. J. E. (2003). Transport phloem: Low profile, high impact. *Plant Physiology*, 131(4), 1509–1510.
- Wei, W., Kakizawa, S., Suzuki, S., Jung, H.-Y., Nishigawa, H., Miyata, S.-I., Oshima, K., Ugaki, M., Hibi, T., y Namba, S. (2004). In planta dynamic analysis of onion yellows phytoplasma using localized inoculation by insect transmission. *Phytopathology*, 94(3), 244–250. <https://doi.org/10.1094/PHYTO.2004.94.3.244>
- Weintraub, P. G., y Beanland, L. (2006). Insect vectors of phytoplasmas. *Annual Review of Entomology*, 51, 91–111.
- Weintraub, P. G., y Jones, P. (2010). Phytoplasma insect vectors. *Annual Review of Entomology*, 55, 91–113. <https://www.annualreviews.org/doi/10.1146/annurev-ento-112408-085427>
- Zhao, Y., Wei, W., Davis, R. E., y Lee, I. M. (2010). Recent advances in 16S rRNA gene-based phytoplasma differentiation, classification and taxonomy. In P. G. Weintraub y P. Jones (Eds.), *Phytoplasmas genomes, plant hosts and vectors* (pp. 64–92). CAB International
- Zhao, Y., Wei, W., Lee, I.-M., Shao, J., Suo, X., y Davis, R. E. (2009). Construction of an interactive online phytoplasma classification tool, iPhyClassifier, and its application in analysis of the peach X-disease phytoplasma group (16SrIII). *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 59, 2582–2593.

Zhu, Y., He, Y., Zheng, Z., Chen, J., Wang, Z., y Zhou, G. (2017). Draft genome sequence of rice orange leaf phytoplasma from Guangdong, China. *Genome Announcements*, 5(32), e00762-17. <https://doi.org/10.1128/genomea.00430-17>

CAPÍTULO VII

ANEXOS

Figura 27

Estación Experimental Agraria Baños del Inca – Cajamarca, Anexo Cochamarca.



Figura 28

Visita a la Estación Experimental Agraria Baños del Inca – Cajamarca, Anexo Cochamarca.



Figura 29

Accesiones de kiwicha de Estación Experimental Agraria Baños del Inca – Cajamarca, Anexo Cochamarca.



Figura 30

Observación y registro de síntomas en plantas de kiwicha infectadas con fitoplasma.



Figura 31

Muestreo de hojas e inflorescencias de plantas de kiwicha infectadas con fitoplasma.



Figura 32

Cicadélidos colectados en alcohol de 70°.



Figura 33

Plantas de kiwicha con síntomas de filodia.

**Figura 34**

Plantas de kiwicha con síntomas de filodia.



Figura 35

Plantas de kiwicha sanas.



Figura 36

Ciccadélido postrado encima de una hoja de kiwicha.



Figura 37

Colecta de cicadélidos en campo.

**Figura 38**

Semillas de kiwicha de la accesión 523.



Figura 39

Siembra de kiwicha en envases de polietileno de 1kg de capacidad.

**Figura 40**

Emergencia de Plantas de kiwicha.



Figura 41

Infestación de cicadélidos a los recipientes de kiwicha.



Figura 42

Ensayo de fitoplasmosis.



Figura 43

Observación detallada de estructuras morfológicas del cicadélido bajo estereoscopio.

**Figura 44**

Observación detallada de las células de los tépalos y hojas de plantas de kiwicha infectadas y sanas.

