

**UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



PLANTAS PARÁSITAS DE INTERÉS AGRONÓMICO EN CHILE

POR

FELIPE ESTEBAN CARTES CABEZAS

**MEMORIA PRESENTADA A LA
FACULTAD DE AGRONOMÍA DE LA
UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN
PARA OPTAR AL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO.**

**CONCEPCIÓN – CHILE
2024**

**UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**

PLANTAS PARÁSITAS DE INTERÉS AGRONÓMICO EN CHILE

POR

FELIPE ESTEBAN CARTES CABEZAS

**MEMORIA PRESENTADA A LA
FACULTAD DE AGRONOMÍA DE LA
UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN
PARA OPTAR AL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO.**

**CONCEPCIÓN – CHILE
2024**

Aprobada por:

Profesor Asistente, María Angélica Urbina P.
Lic. Biología, Mg. en Cs.

Guía

Profesor Asociado, Gonzalo Silva A.
Ing. Agrónomo, Dr. en Cs. Entomología y Acarología.

Asesor

Profesor Asociado, J. Alberto Pedreros L.
Ing. Agrónomo, M. Sc, Ph.D.

Asesor

Profesor Asociado, Guillermo Wells M.
Ing. Agrónomo, Mg. en Cs.

Decano

TABLA DE CONTENIDOS

	Página
Resumen.....	1
Summary.....	1
Introducción.....	2
Desarrollo y discusión.....	4
Conclusiones.....	21
Referencias.....	21

ÍNDICE DE TABLAS

	Página
Tabla 1	6
Especies del género <i>Cuscuta</i> descritas en Chile y distribución.....	
Tabla 2	7
Principales especies susceptibles a <i>Cuscuta</i> spp.....	
Tabla 3	12
Efecto de <i>Phelipanche ramosa</i> en la producción de frutos (g) por planta de tomate en dos temporadas en Angol, Chile.....	

PLANTAS PARÁSITAS DE INTERÉS AGRONÓMICO EN CHILE

PARASITIC PLANTS OF AGRONOMIC INTEREST IN CHILE

Palabras índice adicionales: *Cuscuta campestris*, *Cuscuta suaveolens*, *Phelipanche ramosa*, *Orobancha minor*, *Tristerix corymbosus*.

RESUMEN

Dentro de la gran diversidad de plantas vasculares existe un grupo que obtiene energía a partir del parasitismo. Para completar su ciclo de vida las plantas parásitas son capaces de absorber agua, nutrientes y macromoléculas orgánicas por medio de un órgano especializado denominado haustorio, este permite conectarse al sistema vascular de las plantas huéspedes. Hay diversas categorías de plantas parásitas, se define a las hemiparásitas como aquellas que presentan actividad fotosintética y pueden ser parásitas obligadas o facultativas. De forma paralela, las holoparásitas no realizan fotosíntesis siendo parásitos obligados. También, se categorizan como parásitos subterráneos o aéreos. En Chile se registran cinco especies de plantas parásitas de interés agronómico; dos especies de *Cuscuta* spp. siendo holoparásitas aéreas. *Phelipanche ramosa* y *Orobancha minor* son holoparásitas subterráneas. *Tristerix corymbosus* es una hemiparásita obligada aérea. Cada una presenta características particulares, son capaces de provocar pérdidas productivas y económicas significativas para la agricultura. Existen estrategias de control como medidas preventivas y curativas, se concluye que es altamente complejo erradicarlas y requieren manejo integrado de malezas. Por último, presentan valor etnobotánico según potenciales propiedades medicinales.

SUMMARY

Within the great diversity of vascular plants there is a group that obtains its food from parasitism. To complete their life cycle, parasitic plants are able to absorb water, nutrients and organic macromolecules through a specialized structure called haustorium, which connects to the vascular system of the host plants. There are several categories of parasitic plants, hemiparasites are defined as those that

present photosynthetic activity and can be obligate or facultative parasites. In parallel, holoparasites do not photosynthesize and are obligate parasites. They are also categorized as subterranean or aerial parasites. Five species of parasitic plants of agronomic interest have been recorded in Chile; two species of *Cuscuta* spp. are aerial holoparasites. *Phelipanche ramosa* and *Orobanche minor* are subterranean holoparasites. *Tristerix corymbosus* is an obligate aerial hemiparasite. Each one has particular characteristics, capable of causing significant productive and economic losses for agriculture. Despite the existence of control strategies such as preventive and curative measures, it is concluded that it is highly complex to eradicate them and they require integrated weed management. Finally, each species has ethnobotanical value according to its medicinal properties.

INTRODUCCIÓN

Es de amplio conocimiento que las plantas terrestres poseen una nutrición autótrofa; captan energía lumínica y otros compuestos inorgánicos para sintetizar macromoléculas orgánicas (Jhu y Sinha, 2022); sin embargo, hay plantas que no dependen de la fotosíntesis para su desarrollo. Se entiende que estas han perdido su capacidad fotosintética en diferentes grados, logrando así, desarrollar una nutrición heterótrofa o parcialmente heterótrofa (Zagorchev *et al.*, 2021). A partir de Nickrent y Musselman (2016), existen dos categorías de plantas heterótrofas; se mencionan plantas micoheterótrofas y plantas parásitas.

Teixeira-Costa (2021) establece que las plantas micoheterótrofas obtienen sus requerimientos nutricionales indirectamente de otros vegetales a través de hongos micorrízicos. En contraste, las plantas parásitas se definen como organismos heterótrofos (o parciales) que dependen directamente de otras plantas para completar su ciclo biológico (Fernández-Aparicio *et al.*, 2020).

Teixeira-Costa (2021), señala que las plantas parásitas presentan una amplia variedad en cuanto a dispersión geográfica, colonizando diversos ambientes desde zonas áridas hasta tropicales, exceptuando zonas polares y ambientes acuáticos. Presentes en sistemas naturales y agrícolas, su distribución extensa está relacionada con una amplia gama de huéspedes, abarcando cactus, arbustos,

árboles y plantas herbáceas (Twyford, 2018).

Determinadas plantas parásitas son capaces de ocasionar grandes impactos productivos y económicos en diversas regiones del mundo (Casadesús y Bosch, 2021). Según Albert *et al.*, (2020) los ataques a cultivos agronómicos provocan pérdidas en rendimientos y mermas de millones de dólares anuales; causan pérdidas productivas que oscilan entre el 7 % y 90 % en agroecosistemas.

A nivel mundial, las plantas parásitas representan un grupo constituido por aproximadamente 4.750 especies, se han identificado cerca de 292 géneros (Nickrent, 2020), equivalentes a menos del 2 % de las plantas angiospermas (Fernández-Aparicio *et al.*, 2020). De estas, alrededor de 20 géneros son consideradas malezas de importancia económica por su impacto negativo en diversas partes del mundo (Nickrent y Musselman, 2016).

Destacan mundialmente seis géneros agrupados en tres familias; *Cuscuta* spp. de la familia Cuscutaceae / Convolvulaceae (Stefanović y Olmstead, 2004); *Orobanche*, *Phelipanche* y *Striga* de la familia Orobanchaceae; *Arceuthobium* y *Viscum* de Santalaceae (Rodríguez, 2016). Según Yang-Han y Sauerborn (1996), estos se han convertido en una amenaza para la seguridad alimentaria en el mundo.

En Chile, se registran cuatro géneros de malezas parásitas de importancia para la agricultura, representados por *Cuscuta*, *Orobanche*, *Phelipanche* y *Tristerix*, este último perteneciente a la familia Loranthaceae (Chaura *et al.*, 2023).

Por otro lado, Casadesús y Bosch (2021) estudiaron los posibles roles etnobotánicos de algunas plantas parásitas, atribuyendo usos culturales, recursos alimenticios y propiedades medicinales, además de ser componentes importantes en ecosistemas naturales. En base a lo anterior, existe la necesidad de estudiar y actualizar la información disponible de plantas parásitas de importancia para la agricultura en el país. El objetivo es determinar las especies específicas de cuatro géneros que ocasionan daños en cultivos agronómicos en Chile, junto con sus características ecológicas y medidas de control, además, explorar posibles propiedades medicinales que pueda presentar cada especie en estudio, principalmente de las especies nativas.

DESARROLLO Y DISCUSIÓN

Capítulo 1. Diferencias parasitismo vegetal

Un parásito se define como organismo que crece y se nutre directamente de otra especie diferente denominado huésped, hospedero u hospedador; de este obtiene nutrientes y protección física sin contribuir a su supervivencia (Sánchez *et al.*, 2017). A partir de diversos autores se señalan dos categorías de vegetales heterótrofos. Es posible estudiar a las plantas micoheterótrofas y plantas parásitas.

Plantas micoheterótrofas. Estas plantas se acoplan a hongos micorrízicos del suelo que ya están asociados a otros vegetales autótrofos, extraen parcial o completamente carbohidratos (Suetsugu y Matsubayashi, 2021). Se establece una estrecha asociación entre el sistema radicular y los filamentos fúngicos de los hongos. Parasitan indirectamente a otros vegetales (Frey y Acebes, 2021; Giesemann *et al.*, 2021). Ejemplo en Chile; *Arachnitis uniflora*.

Plantas parásitas. A partir de Rodríguez (2016), se define a las plantas parásitas como ectoparásitos de plantas autótrofas. Capaces de absorber agua, nutrientes minerales y macromoléculas orgánicas por medio de un órgano especializado denominado haustorio, con la aptitud de establecer conexiones directas con el sistema vascular de las plantas parasitadas (Clarke *et al.*, 2019). Twyford (2018) define al haustorio como un órgano multicelular homólogo a una raíz, capaz de penetrar en un huésped y extraer recursos desde el tejido vascular (xilema y/o floema) facilitando la transferencia de nutrientes y moléculas, así, con el paso del tiempo, el huésped se ve perjudicado en su desarrollo. Los haustorios establecen la principal diferencia con las micoheterótrofas y otras formas de vida como las epífitas (Nickrent, 2020).

Las plantas parásitas se pueden categorizar según distintos criterios: en función de la capacidad fotosintética, igualmente, en base al grado de dependencia evolutiva frente al huésped, además, es posible distinguirlas según las vías de adhesión e infestación (Jhu y Sinha, 2022).

Se pueden dividir en dos grupos según su nutrición y capacidad fotosintética: hemiparásitas y holoparásitas (Fernández-Aparicio *et al.*, 2020). Las hemiparásitas poseen clorofila funcional siendo capaces de realizar fotosíntesis. Pueden parasitar

beneficiándose principalmente de agua y minerales por medio del haustorio conectado solo al xilema huésped (Frey y Acebes, 2021). Las hemiparásitas según su grado de dependencia pueden ser hemiparásitas obligadas o hemiparásitas facultativas; las obligadas captan señales de potenciales huéspedes para adherirse y lograr establecer conexiones con el fin de culminar la etapa reproductiva y de maduración (Yoshida *et al.*, 2016). En contraste, las hemiparásitas facultativas tienen la cualidad de completar su ciclo de vida independiente a un huésped, debido a la condición autótrofa y un mayor desarrollo radicular (Westwood *et al.*, 2010). Sin embargo, Gogoi *et al.* (2021) plantean que alcanzan el mayor potencial vegetativo y reproductivo una vez que parasitan a otras plantas.

Por otro lado, Shimizu y Aoki (2019), definen a las plantas holoparásitas como vegetales que no presentan clorofila, no son fotosintéticamente activos y, por tanto, deben obtener la totalidad de sus requerimientos a partir de otra planta (Casadesus y Bosch, 2021). Jhu y Sinha (2022) catalogan a las holoparásitas como parásitos obligados ya que dependen completamente de un huésped para completar su ciclo biológico. Estudios demuestran el intercambio de material genético, virus, aminoácidos y otras moléculas de forma bidireccional (Clarke *et al.*, 2019).

Una tercera clasificación alude a los sitios de unión entre el haustorio y el huésped. A partir de esto, existen plantas parásitas radiculares y aéreas (tallos o brotes) (Hartenstein *et al.*, 2023). Gogoi *et al.* (2021), sostienen que la cualidad de adherirse a los tallos o al sistema radicular depende del mecanismo de acción según rasgos evolutivos. En base a Westwood *et al.* (2010), se indica que cerca del 40% de las plantas parásitas infestan tallos, como en el caso de *Cuscuta*, mientras que el 60% restante parasita solamente el sistema radicular de los hospederos, tal es el caso de *Orobancha* y *Phelipanche*.

Capítulo 2. Estudio de géneros y especies de importancia agronómica en Chile

***Cuscuta* spp.** Existen alrededor de 200 especies de *Cuscuta* que se encuentran distribuidos en diversos hábitats en el mundo (Costea y Teillier, 2022), principalmente en regiones templadas y tropicales (Masanga *et al.*, 2022). Son holoparásitos aéreos, anuales, carecen de raíces y sus requerimientos climáticos

se asocian a los del hospedero. En general, la emergencia se produce cuando hay condiciones de humedad en el suelo y temperaturas moderadas a altas (> 15 – 38 °C), son sensibles a heladas (Lanini *et al.*, 2010). Los niveles de infestación se hacen más notorios en verano. En Chile se desarrolla desde la Región de Arica y Parinacota hasta Los Lagos, conocida como ‘cabellos de ángel’ (Ormeño, 2010).

Se aclaran las especies en Chile; Matthei (1995) identifica y determina a *Cuscuta suaveolens* como la única especie en Chile asociada a cultivos de alfalfa (*Medicago sativa*), trébol (*Trifolium* spp.), remolacha azucarera (*Beta vulgaris*) y tomate (*Solanum lycopersicum*). Costea y Teillier (2022) realizaron un exhaustivo estudio donde registran todas las descripciones del género presentes en Chile y plantean el registro de 11 especies, expuestas en la ‘tabla 1’.

Tabla 1: Especies del género *Cuscuta* descritas en Chile y su distribución (R: región)

Subgénero <i>Grammica</i> : única especie introducida y naturalizada: 1. <i>Cuscuta campestris</i> : importancia agronómica (R. Tarapacá – Los Lagos).
<i>Cuscuta Racemosae</i> : 2. <i>Cuscuta suaveolens</i> : importancia agronómica (R. Arica y Parinacota – Los Lagos). 3. <i>Cuscuta andina</i> : (R. Metropolitana – Maule). 4. <i>Cuscuta micrantha</i> : (R. Antofagasta – Metropolitana). 5. <i>Cuscuta rustica</i> : (R. Coquimbo). 6. <i>Cuscuta pauciflora</i> : (R. Araucanía – Los Ríos). 7. <i>Cuscuta werdermannii</i> : Posible extinción (R. Coquimbo).
<i>Cuscuta Subulatae</i> : 8. <i>Cuscuta chilensis</i> : más común. (R. Coquimbo – Araucanía). 9. <i>Cuscuta microstyla</i> : (R. Coquimbo – O’Higgins). 10. <i>Cuscuta odorata</i> : (R. Antofagasta y Atacama). 11. <i>Cuscuta purpurata</i> : (R. Tarapacá – Coquimbo).

Fuente: Adaptado de Costea y Teillier (2022).

En resumen, en Chile existen dos especies cuyos huéspedes son cultivos agronómicos. Se describe la presencia de *Cuscuta campestris* (indicada como ‘*C. pentagona*’ por el Servicio Agrícola y Ganadero [SAG]) y *Cuscuta suaveolens*. En

general, el género *Cuscuta* se ubica en la lista de malezas reguladas por el SAG, son consideradas plagas y no cuarentenarias reglamentadas (SAG, 2013).

Por otro lado, la familia del género *Cuscuta* ha sido redefinida desde la familia Cuscutaceae a la familia Convolvulaceae (Recasens y Conesa, 2021). Los datos de los genomas fueron utilizados por Stefanović y Olmstead (2004) para demostrar que está ligada a la familia Convolvulaceae, siendo este el único parásito.

Presentan un amplio rango de hospederos de importancia agronómica; la especie más importante a nivel mundial es *Cuscuta campestris*, infesta una amplia variedad de plantas, incluyendo hortalizas, ornamentales, malezas y algunas monocotiledóneas (Kaiser *et al.*, 2015). Es una maleza importante de tomates en California (USA), causando pérdidas de rendimiento de hasta 50 – 75 % (Nickrent, 2020). Erdogán (2022) informa que en alfalfa es capaz de causar pérdidas de rendimiento de hasta 90 % en la India. En Chile, se indica que *Cuscuta suaveolens* es causante de pérdidas de peso y calidad en remolacha azucarera, contaminación de semillas y forrajes de alfalfa y trébol rosado (*Trifolium pratense*), también afecta tomates, malezas, entre otras (Ormeño, 2010).

Tabla 2: Principales especies susceptibles a *Cuscuta* spp.

Cultivos	Malezas	Ornamentales
Monocotiledóneas		
<i>Allium cepa</i>	-	-
<i>Allium sativus</i>	-	-
<i>Asparagus officinalis</i>	-	-
Dicotiledóneas		
<i>Apium graveolens</i>	<i>Amaranthus blitoides</i>	<i>Baccharis</i> sp.
<i>Beta vulgaris</i>	<i>Chenopodium album</i>	<i>Chrisantemun</i> spp.
<i>Capsicum annum</i>	<i>Convolvulus arvensis</i>	<i>Impatiens</i> sp.
<i>Cucumis</i> spp.	<i>Fallopia convolvulus</i>	<i>Geranium</i> spp
<i>Daucus carota</i>	<i>Foeniculum vulgare</i>	<i>Hedera helix</i>
<i>Medicago sativa</i>	<i>Polygonum aviculare</i>	<i>Mentha</i> sp.
<i>Solanum</i> spp.	<i>Portulaca oleracea</i>	<i>Petunia inflata</i>

<i>Trifolium</i> spp.	<i>Solanum nigrum</i>	<i>Phyla nodiflora</i>
-----------------------	-----------------------	------------------------

Fuente: Adaptado de Lanini *et al.* (2010); Ormeño (2010); Costea *et al.* (2022).

El parásito en el huésped provoca niveles de debilitamiento que las predispone a enfermedades e invasiones. Además, el principal efecto en cultivos consiste en la pérdida de biomasa debido a la disminución del área fotosintética y redirección de carbohidratos; dado por altas tasas de transpiración, diferencias de potencial hídrico y concentración de solutos (Kebede y Ayana, 2018).

En otro ámbito, se describe a *Cuscuta* como una plántula formada por un tallo filiforme, voluble y trepador de color amarillo o anaranjado, sin clorofila o cantidad reducida, hojas reducidas a escamas (Kaiser *et al.*, 2015). Desarrolla haustorios laterales. Flores hermafroditas blancas o amarillas. Semillas 3 – 4 por cápsula; 1 – 2 mm (Recasens y Conesa, 2021). Costea y Teillier (2022) mencionan que una sola planta de *Cuscuta campestris* es capaz de producir hasta 16.000 semillas.

Cuscuta campestris y *C. suaveolens* presentan diferencias a nivel de grosor de tallos y tamaño de inflorescencias (*C. campestris* más robusta), también se pueden diferenciar a través del aroma de sus flores; *Cuscuta suaveolens* presenta aromas perfumados, en cambio, *C. campestris* no presenta aromas (Costea y Teillier, 2022).

Por otra parte, el ciclo biológico de *Cuscuta* se conforma por etapas de semilla, plántula, unión huésped, desarrollo de haustorios, crecimiento vegetativo, producción de flores, frutos y semillas (Bernal-Galeano *et al.*, 2022). Sus semillas tienen alta capacidad de latencia logrando permanecer incluso 20 años en ese estado (Bernal-Galeano *et al.*, 2022). Su germinación primaveral – estival solo es influenciada por condiciones ambientales, emitiendo un filamento si es favorable (Fetahaj *et al.*, 2022). Si no encuentran una planta huésped, su viabilidad expira en menos de dos semanas (Shimizu y Aoki, 2019), incluso se habla de hasta 6 – 9 días (Lanini *et al.*, 2010). El reconocimiento del potencial huésped está influenciado por señales químicas volátiles, lumínicas y táctiles. Luego que se establece el contacto, se enrolla en sentido levógiro (anti horario) y la base de *Cuscuta* se marchita perdiendo toda relación con el suelo (Shimizu y Aoki, 2019). Se emite un prehaustorio y ocurre la organogénesis del haustorio, iniciando una serie de señales y respuestas fisiológicas que forman parte de los mecanismos de parasitismo

(Káiser *et al.*, 2015). La época de floración depende de cada especie, se plantea que es desde finales de primavera hasta otoño (Chile) (Blagojević *et al.*, 2014). Según Lanini *et al.* (2010), las primeras flores se observaron 51 días después de la fijación inicial en tomate. Se propagan por semillas y vegetativamente (Sarić-Krsmanović, 2020). Se diseminan a través de actividades humanas y animales (Costea y Teillier, 2022). *Cuscuta* muere anualmente junto con la senescencia del cultivo huésped o en respuesta a heladas (Lanini *et al.*, 2010).

Estrategias de control de *Cuscuta*. Relevante son las medidas preventivas y culturales; evitar cultivar especies susceptibles, utilizar semillas e insumos limpios o certificados. Rotación de cultivos con plantas no hospederas (monocotiledóneas) (Lanini *et al.*, 2010). Retrasar siembras dependiendo condiciones geográficas y cultivo. Estudiar cultivares resistentes (en *Vicia* y *Solanum* spp.), limpieza de maquinarias agrícolas, entre otros (Fernández-Aparicio *et al.*, 2020).

En control físico se plantea que arrancar, cortar a mano o con cultivador puede reducir las infestaciones si las condiciones del cultivo, físicas y económicas son favorables, por ejemplo, en alfalfa es poco práctico y en tomate puede dañar los tallos de la planta. Tener en consideración que el parásito puede propagarse de forma vegetativa, por lo tanto, es importante el manejo de los residuos (sacos herméticos) (Lanini *et al.*, 2010). Aly y Dubey (2014) concluyeron que la solarización del suelo con semillas no escarificadas requirió 6 semanas para una reducción significativa (69 %) de la germinación de *Cuscuta* a 0 cm de suelo. En semillas escarificadas tardó 10 días en reducir 96 % a 0 cm.

Para control biológico se plantea que existen organismos patógenos capaces de inocular a *Cuscuta campestris*, por ejemplo, *Alternaria cuscutacides*, *Fusarium* sp. y *Geotrichum* sp. (Sarić-Krsmanović y Vrbničanin, 2015), los resultados de control pueden ser altamente específicos y localizados. En el caso de insectos, se documenta que larvas de *Melanagromyza cuscutae* (Díptero; Agromyzidae) (nativa de Europa y Asia; no presente en Chile) son monófagas y se alimentan de tallos e inflorescencias de varias especies del género, incluida *C. campestris* (Piwowarczyk *et al.*, 2020). A nivel nacional, no se han reportado trabajos en esta área.

En el estudio de controles químicos, Ormeño (2010) menciona el uso de

herbicidas selectivos, son pocos los que han demostrado control durante preemergencia y los primeros estados de desarrollo, estos abarcan derivados del grupo de las dinitroanilinas (inhibidores de la división celular) aplicados al suelo en preemergencia en alfalfa y tomates. Igualmente, es posible aplicar propizamida (benzamida; inhibidor de división celular) hasta tres aplicaciones post emergente en la temporada, en remolacha y achicoria (*Cichorium intybus*) durante los primeros estados de desarrollo (Asociación Nacional de Fabricantes e Importadores de Productos Fitosanitarios Agrícolas [AFIPA], 2015). De la misma manera, Lanini *et al.* (2010) menciona que es posible utilizar etofumesato (benzofurano selectivo; pre y post emergente) en cultivos de alfalfa, trébol, tomate y garbanzo (*Cicer sp.*). Hoseyni *et al.* (2018) concluyen que propizamida es capaz de reducir el peso del parásito hasta un 90 – 97 % y etofumesato entre un 80 – 90 % en remolacha azucarera. Finalmente, se recomienda el uso de etofumesato debido al bajo impacto ambiental en contraste a propizamida. También, herbicidas clasificados como inhibidores de aminoácidos ALS han demostrado ser efectivos para controlar *Cuscuta campestris* (sulfonilureas e imidazolinonas) en cultivos del género *Solanum* (Sarić-Krsmanović y Vrbničanin, 2015). Por su parte, en Chile, Kramm y Pedreros (2000) mencionan el uso de glifosato post emergente en bajas dosis (75 – 150 g i.a. ha⁻¹), para infestaciones severas y focos infecciosos en alfalfa establecida.

Finalmente, se plantea implementar un manejo integrado de malezas, este está definido como la conjunción de elementos disponibles para controlar malas hierbas a largo plazo. Se trata de utilizar todas las técnicas y metodologías armonizables con el medio ambiente para reducir los daños económicos (Sanyal *et al.*, 2008). El manejo requiere un enfoque sistemático que comienza con medidas preventivas, como el monitoreo y vigilancia del parásito en cultivos y áreas aledañas, evitar establecer especies susceptibles, uso de semillas e insumos certificados, implementar largas rotaciones de cultivos. Ante la presencia, evaluar medidas curativas según cultivo, superficie y capacidad económica. Es primordial evitar que el parásito se establezca y se reproduzca. Mantener riego, plan de fertilización y control de otras malezas (Sarić-Krsmanović y Vrbničanin, 2015).

Familia Orobanchaceae: géneros *Orobanche* y *Phelipanche*. La familia Orobanchaceae se compone por aproximadamente 2.000 especies, es la familia más grande de angiospermas parásitas (Mutuku *et al.*, 2021). En Chile se reconocen cuatro especies de orobanche; dos son especies nativas sin importancia agronómica (*Orobanche chilensis* y *Orobanche tarapacana*) ubicados en el norte del país (Marticorena y Quezada, 1985). Las siguientes son especies introducidas de importancia económica; *Orobanche minor* y *Phelipanche ramosa* (Yang-Han y Sauerborn, 1996). Casadesús y Bosch (2021) mencionan que *Orobanche minor* causa pérdidas productivas principalmente en tréboles y alfalfa. Por otro lado, *Phelipanche ramosa* puede provocar serios daños en plantas de tomate, papa (*Solanum tuberosum*), tabaco (*Nicotiana tabacum*), entre otras (Disciglio *et al.*, 2016). Finalmente, SAG (2013) mantiene a *O. minor* y *P. ramosa* en la lista de malezas plagas y no cuarentenarias reglamentadas.

***Phelipanche ramosa*.** Es una angiosperma holoparásita anual de periodo estival, infesta raíces en un gran número de cultivos anuales (Gibot-Leclerc *et al.*, 2013). Se relaciona con climas templados cálidos. Su centro nativo está en 'Eurasia', y se ha expandido a regiones de África, Oceanía y América (EE.UU., Cuba, Chile) (Parker, 2013; Vurro, 2023).

Especie reconocida por primera vez en Chile en año 1986 (Ugarte *et al.*, 2011). Se distribuye desde la región de Coquimbo hasta La Araucanía, siendo de mayor importancia en la zona central del país, conocida como 'flor azul' u 'orobanche' (Díaz, 2017).

El estado taxonómico de las diversas especies de orobanches no estuvo claro hasta la primera década del siglo XXI. A partir del X° Congreso Mundial de Plantas Parásitas (2009) en Turquía, se define la separación taxonómica en los géneros *Orobanche* y *Phelipanche*. Algunas especies de *Orobanche* han sido reubicadas en *Phelipanche*. La diferencia entre ellos se basa en criterios morfológicos y en herramientas filogenéticas. Por ejemplo, existen diferencias en el número de bractéolas de la base del cáliz: *Phelipanche* presenta dos bractéolas, en cambio, en *Orobanche* no se observan. Otras diferencias se ven a nivel de frutos (Parker, 2013).

Por otra parte, se determinan posibles hospederos, siendo descrita en cultivos como, tomate, papa, tabaco, berenjena (*Solanum melongena*), pimentones (*Capsicum* spp.), lechuga (*Lactuca sativa*), apio (*Apium graveolens*), maravilla (*Helianthus* spp.), zanahoria (*Daucus sativus*), coliflor (*Brassica oleracea*), leguminosas (*Pisum* spp.), calabacín (*Curcubita pepo*), pepino (*Cucumis sativus*), entre otras. También, es capaz de parasitar malezas como verdolaga (*Portulaca oleracea*), tomatillo (*Solanum* spp.), chamico (*Datura* spp.), zanahoria silvestre (*Daucus* sp.), duraznillo (*Polygonum persicaria*) (Díaz, 2017).

En Chile, uno de los principales cultivos atacados es el tomate entre la Región Metropolitana y La Araucanía. El parásito es capaz de alterar la cantidad de hojas y raíces del huésped, provocando una reducción significativa en los rendimientos que pueden llegar hasta un 85 % (Díaz *et al.*, 2017). Díaz *et al.* (2006) durante los años 1999 y 2002 realizaron estudios en la comuna de Angol, Chile, para determinar los efectos del parásito en tomate y definir la influencia en el crecimiento y desarrollo del cultivo. El parásito perturbó parámetros morfológicos (N° de hojas y ramas) y reproductivos (N° de flores y peso fruto).

Tabla 3: Efecto de *Phelipanche ramosa* en la producción de frutos (g) por planta de tomate en dos temporadas en Angol, Chile.

Parasitismo	Producción frutos (g planta ⁻¹)	
	2000-2001	2001-2002
Con <i>P. ramosa</i>	3.220 a	15.780 a
Sin <i>P. ramosa</i>	10.198 b	28.575 b
CV %	17,0	12,9

Adaptado de Díaz *et al.* (2006).

Por otro lado, es fundamental describir a la planta y su ciclo biológico; no presenta clorofila y está conformada por un sistema radical inactivo (Gibot-Leclerc *et al.*, 2013). Desarrolla un tubérculo de almacenamiento subterráneo el cual emite tallos ramificados (Huet *et al.*, 2020). Puede alcanzar una altura de 15 – 35 cm. Presenta hojas reducidas a bractéolas (Parker, 2013). Flores hermafroditas de color azul dispuestas en el ápice de los tallos. Frutos son cápsulas ovaladas. Semillas muy

pequeñas (0,2 – 0,3 mm.) (Bobadilla, 2010; Díaz, 2017). Importante mencionar que las semillas son producidas en grandes cantidades, se estima que hasta 500.000 por planta y son diseminadas por el viento (Disciglio *et al.*, 2016). Pueden permanecer latentes en el suelo por más de 20 años (Das *et al.*, 2020). Para germinar requieren de un periodo de acondicionamiento que puede durar hasta dos semanas en condiciones adecuadas de temperatura (18 – 25 °C) y humedad, luego de esto, la semilla germina solo en respuesta a la presencia de potenciales huéspedes que emiten estimulantes de germinación a nivel radicular (Casadesús y Bosch, 2020). Luego, se desarrolla un prehaustorio y haustorio, el cual penetra en el sistema radicular del huésped (Huet *et al.*, 2020).

Dependiendo del huésped, la duración del ciclo biológico puede variar de 14 a 20 semanas en el caso de tomate o tabaco y 40 semanas en el caso de raps (*Brassica napus*), el parásito sincroniza su fenología con el huésped (Gibot-Leclerc *et al.*, 2013). Comprende una fase subterránea y otra aérea (Qasem, 2019). El parasitismo en tomate inicia en el suelo solo infestando las raíces desde los 15 días después del trasplante (ddt). Cerca de los 60 – 70 ddt la maleza emerge a la superficie (fase aérea) a través de tallos (coincide con fecundación del tomate). La floración ocurre a los 75 – 80 ddt (tomate en fruto verde). Formación del fruto a los 90 – 95 ddt. Apertura del fruto y diseminación de semillas a los 120 – 135 ddt (en senescencia del tomate) aproximadamente (Díaz *et al.*, 2006; Qasem, 2021).

Estrategias de control de *Phelipanche ramosa*. El diagnóstico temprano es complejo debido al hábito subterráneo del parásito (Disciglio *et al.*, 2016). Siguiendo la misma línea, son relevantes las medidas culturales y preventivas para evitar su expansión hacia otros territorios. Mantener una adecuada fertilización del terreno (Qasem, 2019). Tomar resguardos con la limpieza, movimiento de maquinarias, ganado y material vegetal (Díaz, 2017). Elaboración de un plan de rotación de cultivos con especies no hospederas (monocotiledóneas). También, se plantea utilizar cultivos trampa para inducir germinación suicida y reducir el banco de semillas del suelo; estos estimulan la germinación del parásito, pero son resistentes a la infestación (Pointurier *et al.*, 2021). De la misma manera, cultivos captadores o cebos, cuyo objetivo es promover la germinación del parásito y la infestación, son

susceptibles por lo que deben ser eliminados ambos previo a la etapa reproductiva (Fernández-Aparicio *et al.*, 2020). Por ejemplo, cultivo trampa es el lino (*Linum* spp.), maíz (*Zea mays* spp.), avena (*Avena sativa*), sorgo (*Sorghum* spp.), poroto (*Phaseolus vulgaris*), *Lotus* spp., etc. (Qasem, 2021). Ejemplos de cultivos cebo son la mostaza blanca (*Sinapis alba* L.), habas (*Vicia faba*), trébol alejandrino (*Trifolium alexandrinum*) (Pointurier *et al.*, 2021). También, es importante mencionar que adelantar o retrasar la época de siembra del cultivo no asegura evadir al parásito; Díaz *et al.* (2006) realizaron estudios a partir de diferentes fechas de plantación de tomate expuesto a *P. ramosa* (oct. – nov. – dic.) Los resultados demostraron pérdidas productivas entre 77 – 81 % debido a condiciones abióticas y bióticas (reducción productividad por ambiente y parásito).

Como medida de control física, el arranque manual es poco recomendado ya que es posible dañar la zona radicular del cultivo; puede ser aplicado para cultivos espaciados como tabaco y maravilla; se deben cortar los turiones antes de etapa de floración (Bobadilla, 2010). La solarización del suelo previo a establecer el cultivo presenta una eficacia de hasta 95 % en la reducción de la viabilidad de semillas, es complejo aplicarlo a gran escala (Mauromicale *et al.*, 2005; Cuccurullo *et al.*, 2022). Por otro lado, los ensayos sobre los efectos de labranza son contradictorios ya que homogeniza los estratos del suelo, siendo una solución a corto plazo. Está documentada la aradura profunda (50 cm) como medida eficaz (Cartry *et al.*, 2021).

Por su parte, para control biológico se ha registrado que, en el siglo XX, países de Europa del Este utilizaban un insecto fitófago llamado ‘mosca del orobanche’ (*Phytomyza orobanchia* [Diptera: Agromyzidae]), las larvas son consumidoras de tallos y semillas, se sostiene que la efectividad en la reducción de producción de semillas puede alcanzar hasta 30 – 90 % (Piwowarczyk *et al.*, 2018). Para Norambuena *et al.* (2000) este es el único organismo con claro potencial de control biológico en Chile. El insecto estuvo en evaluación por INIA ‘Carillanca’, sin embargo, no hubo resultados concluyentes (Araya y Pino, 2006; Bobadilla, 2010).

Igualmente, algunas especies de hongos (*Fusarium oxysporum*, *Alternaria* sp.) y bacterias (*Pseudomonas* y *Bacillus* sp.) han sido capaces de inocular semillas en germinación a nivel experimental, sin embargo, el biocontrol está influenciado por

condiciones de campo y los resultados son variables (Fernández-Aparicio *et al.*, 2016).

En control químico, es posible evaluar el uso de fumigantes de suelo; se registra metam sodio (50 % eficacia y rápida volatilización) y dazomet (Goldwasser y Rodenburg, 2013), indicado principalmente para controlar hongos y nemátodos; a nivel experimental tuvo una eficacia de hasta 88 % en reducir la germinación y peso seco del parásito (Díaz y Galdames, 2010). Otra opción en estudio son los análogos sintéticos de estimulantes de germinación, estos son incorporados al suelo en ausencia de huéspedes para inducir germinación suicida (Cuccurullo *et al.*, 2022).

Se registra la aplicación de herbicidas selectivos como método para eliminar la maleza. Los herbicidas más eficaces son sistémicos, como los inhibidores de la síntesis de aminoácidos; aromáticos (glifosato) o de cadena ramificada (imidazolinonas y sulfonilureas) aplicados en las hojas del cultivo. Hasta la fecha ninguno es totalmente eficaz, pueden controlar hasta un 70 – 85 % aprox. (Pointurier *et al.*, 2021).

Por último, se propone implementar un manejo integrado de malezas, a través de medidas fitosanitarias; como la limpieza de maquinaria agrícola (amonio cuaternario), utilizar insumos certificados, evaluar disponibilidad de cultivares resistentes (tomates 'Red setter tilling', etc.) (Qasem, 2021). Elaborar plan de fertilización, especialmente con nitrógeno ya que el amonio se ha registrado que altera el desarrollo del haustorio (Disciglio *et al.*, 2016). Implementar rotaciones de cultivos (Cuccurullo *et al.*, 2022). Utilizar solarización del suelo con humedad y temperaturas altas (> 40 – 45 °C); con un material de polietileno transparente durante 30 – 60 días en verano es capaz de disminuir hasta 60 – 90 % la viabilidad de semillas (Das *et al.*, 2020). Preparación de suelo con arado profundo; la semilla permaneciendo a una profundidad de 50 cm reduce su germinación en cultivos de tabaco (Cartry *et al.*, 2021). Plan de control manual previo a floración (Díaz y Galdames, 2010). Evaluar aplicar herbicidas. Por último, en la medida que exista más información, evaluar uso de micoherbicidas, insectos fitófagos y análogos sintéticos inductores de germinación (Díaz, 2017; Zorrilla *et al.*, 2022).

Orobanche minor. Maleza holoparásita radicular anual, se desarrolla en clima mediterráneo, nativa de Europa occidental y altitudes altas de África (Mallory y Colquhoun, 2012). En Chile, su presencia se estima desde el año 1952 con infestaciones desde la Región del Maule hasta La Araucanía (Ugarte *et al.*, 2011). Adaptada para desarrollarse en todo tipo de suelo (Plants For A Future [PFAF], 2022). Conocida como ‘orobanque pequeña’.

Presenta un amplio rango de huéspedes; especies de la familia Fabaceae (*Trifolium*, *Medicago*, *Arachis*, *Vicia* spp.), Asteraceae (*Lactuca*, *Carthamus*, *Tagetes* spp.), Apiaceae (*Daucus* spp.), Solanaceae (*Nicotiana* sp.) (Vurro, 2023). El mayor daño económico se produce en trébol rosado (*Trifolium pratense*), contamina y provoca reducciones en cosechas (Mallory-Smith y Colquhoun, 2012). Lins *et al.* (2006) registraron una reducción del 15 – 50 % en el peso total del trébol rosado frente a tratamientos no parasitados. Contamina semilleros (prohibida exportación y comercialización) (Fernández-Aparicio *et al.*, 2016). Ha sido detectada en trébol rosado en la Región del Ñuble y en La Araucanía (Díaz y Galdames, 2010; SAG, 2013).

Descripción y ciclo biológico; es una planta sin clorofila, longitud de hasta 30 cm. Se forma una estructura bulbosa en la zona radicular, luego emite un tallo que emerge a superficie. Similar a *Phelipanche ramosa*, pero sin ramificaciones de tallo. Posee flores hermafroditas de color blancas, amarillas, rosadas. Para condiciones de Chile, su floración inicia a partir de noviembre hasta enero. Su fruto es una cápsula que libera cientos de semillas de 0,3 mm (Parker, 2013). El rango de temperaturas para germinar es 8 – 29 °C y requiere señales químicas radiculares de un potencial hospedero (Parker, 2013). La diseminación es por viento y contaminación cruzada (Fishman y Shirasu, 2021).

Es escasa la información respecto al ciclo de vida. Observaciones de campo indican que cuando parasita a trébol rosado, la fase aérea puede coincidir con la floración del trébol (Eizenberg *et al.*, 2005).

Estrategias de control de *Orobanche minor*. No suelen ser intensivas (Fishman y Shirasu, 2021). Destacar medidas preventivas y control cultural; utilizar semillas certificadas, abonos y sustratos no contaminados. Plan de fertilización de suelo.

Implementar rotaciones de cultivos y cultivos trampas para reducir el banco de semillas del suelo (*Triticum* spp., *Triticale* spp.) (Das *et al.*, 2020).

Control físico; es recurrente en pequeños agricultores el desmalezado manual. En la región de la Araucanía es el principal método de control (Araya y Pino, 2006).

Para control biológico se ha documentado la ‘mosca del orobanque’ como potencial controlador biológico de *O. minor*. (Qasem, 2021).

Como opción química es posible utilizar herbicidas del grupo imidazolinonas o glifosato (Qasem, 2021). En un estudio de control post emergente en trébol rosado, se evaluaron bentazon, glifosato, imazamox, imazamox más bentazon, imazetapir, MCPA y pendimetalina. Los tratamientos con imazamox e imazamox más bentazon fueron los únicos herbicidas que demostraron un alto nivel de seguridad del cultivo y control. El glifosato a 105 g ha⁻¹ controló a *O. minor* en trébol rosado, pero el rendimiento posterior se vio afectado (Lins *et al.*, 2005).

Por último, al implementar un manejo integrado de malezas, las múltiples opciones aumentan las posibilidades de control. Implementar medidas preventivas y curativas.

Tristerix corymbosus. El género *Tristerix* (familia Loranthaceae), conocidos como quintrales, presenta cerca de 13 especies que crecen en Sudamérica, se distribuyen en los Andes desde Chile y Argentina hasta Colombia (Amico *et al.*, 2019). *Tristerix corymbosus*, ‘quintral del álamo’, es una de las tres especies descritas en Chile, ha sido observada en frutales de importancia económica. También se encuentra *Tristerix aphyllus* llamado ‘quintral del quisco’ siendo cactáceas sus principales hospederos y, *Tristerix verticillatus*, que parasita solo flora nativa (Marticorena *et al.*, 2010; Villaseñor y Ramírez, 2016).

Tristerix corymbosus es una planta perenne hemiparásita obligada de hábito aéreo, asociada a bosques templados de Sudamérica (Bischeimer, 2012). Presente en el matorral central chileno, se distribuye entre la Región de Coquimbo y Los Lagos, incluyendo el archipiélago de Juan Fernández (Marticorena *et al.*, 2010).

Presenta una gran variedad de huéspedes, es considerada una especie generalista, crece en flora nativa e introducidas, por ejemplo, maqui (*Aristotelia*

chilensis) y álamos (*Populus* spp.), respectivamente, entre otros. Parasita cultivos frutales como olivo (*Olea* spp.), se ha observado en manzanos (*Malus domestica*), ciruelos (*Prunus domestica*) y Kiwi (*Actinidia* sp.) (Marticorena *et al.*, 2010; Ormeño, 2010). El parásito presenta altas tasas de transpiración, ejerce un efecto sumidero que puede ocasionar desbalances nutricionales e hídricos (Núñez, 2022).

En Chile es considerada plaga en cultivos de olivos (Vidal, 2019). En un estudio realizado en el Valle del Huasco, Región de Atacama, se descubrió que huertos de olivos presentaban severas infestaciones, en el que cerca del 50 % de los cultivos estaban afectados. Pese a que no hay estudios que cuantifiquen las pérdidas productivas que genera, se sabe que en otras especies similares al quintral (muérdagos en Europa), las pérdidas pueden alcanzar un 20 – 30 %. Las infestaciones se han observado desde la Región de Coquimbo hasta el Maule, especialmente en huertos antiguos (Díaz, 2017).

Al estudiar la planta y su ciclo biológico, se asevera que presenta hojas simples con bordes curvados. Tallos semileñosos de 15 a 60 cm. Inflorescencias en el ápice de los tallos, unisexuales de color rojo muy llamativas, en la base poseen una bráctea y dos bractéolas pequeñas, este detalle permite diferenciarla de *T. verticillatus*, especie muy similar sin bractéolas. Fruto mide un centímetro de diámetro, color amarillo o verde con solo una semilla (Bischeimer, 2012). Si la dispersión de semillas es efectiva, la germinación se produce a los pocos días (Balazote, 2018). El periodo de floración es desde otoño hasta primavera. Las flores al ser polinizadas (alógamas) producen bayas que contienen una semilla rodeada de una pulpa pegajosa que facilita la adherencia en el huésped (Pinto, 2014), son polinizadas principalmente por el 'picaflor chico' (*Sephanoides sephaniodes*) (Pinto, 2014) cuyo néctar es el principal alimento en invierno (Amico *et al.*, 2014). Dispersión solo por semillas y se diseminan a través de aves (ejemplo; *Mimus thenca*), mientras que en el bosque templado austral se tiene el registro de 'monito del monte' (*Dromiciops gliroides*) (Amico *et al.*, 2017).

Estrategias de control de *Tristerix corymbosus*. La información es escasa. Como medidas culturales es importante mantener el monitoreo de árboles nativos, ornamentales y frutales de la zona durante cada temporada. Utilizar insumos

limpios, limpieza de maquinaria y herramientas agrícolas (Ormeño, 2010).

Por otro lado, el control más recomendado es de tipo físico – mecánico; se debe cortar la rama del árbol afectado a unos 10 – 20 cm por debajo del punto de infestación. Se registra quemar todo lo podado (en invierno) (Ormeño, 2010).

La presencia de controladores biológicos no está documentada.

Para control químico; las aplicaciones de herbicida glifosato y 2,4-D ocasionaron necrosis en tejidos del parásito y hojas de olivos. El mejor tratamiento fue a partir de poda y posterior aplicación de ácido naftalenacético (ANA) en la zona del corte (Ormeño, 2010). Por otro lado, en árboles como álamos y sauces (*Salix* spp.) se realizaron ensayos de control (INIA 'Hidango') con aplicaciones de glifosato y 2,4-D resultando más de un 80 % de necrosis foliar durante el invierno (Ormeño, 2010).

Finalmente, implementar controles de manejo integrado, a través de la vigilancia de la zona aérea de árboles cercanos. Realizar planes de poda invernal y renovación de madera, implementar espantapájaros, utilizar semillas e insumos certificados y limpieza de herramientas agrícolas, entre otras medidas.

Capítulo 3. Potenciales propiedades medicinales de las especies estudiadas

Propiedades medicinales de *Cuscuta campestris*. Investigaciones fitoquímicas del género han confirmado la presencia de compuestos biológicamente activos como flavonoides, alcaloides, lignanos, saponinas, fenoles, taninos (Noureen *et al.*, 2019). Se plantea que extractos de *C. campestris* presentan respuestas antioxidantes, antibacterianas, hepatoprotectores, antiinflamatorios, analgésicos, cicatrizante (Ahmadi *et al.*, 2022).

Los efectos antimicrobianos de *C. campestris* se analizaron frente a bacterias, levaduras y hongos dermatofitos mediante difusión en disco agar. Se determinó un efecto antimicrobiano sensible y moderadamente sensible contra 8 especies de microorganismos (zona de inhibición 13 – 19,66 mm), frente a un control positivo con antibióticos estándar (rango de inhibición 8,66 – 12,66 mm). Erecevit *et al.* (2019) concluye que los extractos tienen potencial para ser utilizados como agentes antimicrobianos.

Propiedades medicinales de *Phelipanche ramosa*. El género es conocido por su riqueza de glucósidos fenilpropanoides (PPG). Se ha documentado que compuestos PPG poseen una gran variedad de actividades, como antimicrobianas, antiinflamatorias y antioxidantes (Jedrejek *et al.*, 2020). También ha sido estudiado por su capacidad para actuar contra radicales libres, por su efecto protector contra la oxidación e influencia en parámetros de coagulación.

Propiedades medicinales de *Orobancha minor*. El género *Orobancha* tiene usos medicinales en diversas regiones del mundo; Asia, Europa y África. Estas se emplean culturalmente para tratar diversas afecciones, como problemas renales, cutáneos, digestivos e infecciosos (Shi *et al.*, 2020). Se han extraído cerca de 160 sustancias químicas, destacando compuestos fenólicos, entre los que se encuentran glucósidos feniletanoides, esteroides, terpenoides, alcaloides, lignanos y flavonoides (Jedrejek *et al.*, 2020). Las actividades biológicas de esta especie no han sido estudiadas con detalle.

Propiedades medicinales de *Tristerix corymbosus*. Utilizado por el pueblo mapuche para tratar úlceras estomacales, colesterol, trastornos nerviosos, dolores de cabeza, heridas y cáncer, a partir de propiedades antioxidantes y antiinflamatorias (González, 2019; Vidal, 2019; Núñez, 2022). Hay pocos estudios que describan los compuestos fitoquímicos en quintrales, en uno de ellos, se describieron compuestos fenólicos, los que incluyen principalmente flavonoides, ácidos cafeicos, procianidinas y oxilipinas (Torres *et al.*, 2019; Núñez, 2022).

Otro estudio se centra en la obtención de extractos para análisis fitoquímico y poder reductor de hojas y flores de *T. corymbosus* parasitando a tres huéspedes diferentes: Chopo (*Populus nigra*), Maqui (*Aristotelia chilensis*) y Huayún (*Rhaphitamnus spinosus*). Se obtuvo la presencia de glucósidos, esteroides, terpenoides y quinonas que están documentadas para afecciones cardiovasculares y gástricas. Asimismo, se determinó el contenido de fenoles y flavonoides totales, mostrando diferencias significativas en los tres sistemas; el quintral en Maqui obtuvo los valores más altos de fenoles, por lo tanto, se puede inferir que existe influencia del tipo de huésped en la composición química de *Tristerix* (Torres *et al.*, 2019).

CONCLUSIONES

- 1.- En Chile existen 59 especies de plantas parásitas, la mayoría se encuentran en ambientes naturales no representando daños para la agricultura, hay cuatro géneros y cinco especies de plantas parásitas de importancia para la agricultura; *Cuscuta campestris*, *Cuscuta suaveolens*, *Phelipanche ramosa*, *Orobanche minor* y *Tristerix corymbosus*, reconocidas por provocar pérdidas productivas y económicas.
- 2.- El género *Cuscuta* es una maleza holoparásita aérea que germina según condiciones climáticas favorables. En Chile se han descrito 11 especies, siendo *Cuscuta campestris* y *C. suaveolens* de importancia para cultivos agronómicos. Capaces de parasitar más de 60 huéspedes que incluyen cultivos, malezas y ornamentales en el país. Es de difícil control y requiere manejo integrado.
- 3.- Los géneros *Orobanche* y *Phelipanche* son holoparásitos de raíz, hay cuatro especies en Chile que requieren señales de un potencial huésped para germinar; *Orobanche chilensis*, *O. tarapacana*, *O. minor* y *Phelipanche ramosa*, siendo las dos últimas parásitas de importantes cultivos hortícolas y forrajeros, presentan más de 30 huéspedes en Chile, su control es complejo y requieren manejo integrado.
- 4.- *Tristerix corymbosus* es un hemiparásito obligado aéreo, planta nativa poco estudiada, parasita principalmente flora nativa y algunos frutales de importancia agronómica, siendo el olivo (*Olea* spp.) el de mayor importancia en Chile.
- 5.- En la actualidad se ha publicado información relevante sobre potenciales propiedades medicinales de plantas parásitas, a partir de actividades antioxidantes, antiinflamatorias, antimicrobianas, entre otras. Requieren mayor estudio.

REFERENCIAS

1. Ahmadi, K., H. Omid and A. Dehaghi. 2022. A Review on the Botanical, Phytochemical and Pharmacological Characteristics of *Cuscuta* Spp. In: A. González and H. Sato (Eds.). Parasitic Plants. IOpen. Londres, Reino Unido.
2. Albert, M., M. Axtell and M. Timko. 2020. Mechanisms of resistance and virulence in parasitic plant–host interactions. *Plant Phys.* 185(4): 1282–1291 [en línea].
3. Aly, R. and N. Dubey. 2014. Weed management for parasitic weeds. pp: 315-345. In: B. Chauhan and G. Mahajan (Eds.). Recent Advances in Weed Management. Springer. New York, USA.

4. Amico, G.C., D.L. Nickrent and R. Vidal-Russell. 2019. Macroscale analysis of mistletoe host ranges in the Andean-Patagonian forest. *Plant Biol. J.* 21(1): 150-156 [en línea].
5. Amico, G.C., Y. Sasal, R. Vidal-Russell, M.A. Aizen and J.M. Morales. 2017. Consequences of disperser behaviour for seedling establishment of a mistletoe species. *Austral Ecol.* 42(8): 900-907 [en línea].
6. Amico, G.C., R. Vidal-Russell, M.A. Aizen and D.L. Nickrent. 2014. Genetic diversity and population structure of the mistletoe *Tristerix corymbosus* (Loranthaceae). *Plant Syst. Evol.* 300(1): 153-162 [en línea].
7. Araya, J. y A. Pino. 2003. Control integrado de *Orobanche ramosa* L. en tomate de la IX región. pp: 1-9. Formulario de evaluación ex-post de Proyecto IX 1-0055-0199. SAG, INIA Carillanca y AGAR CROSS Andina S.A. Angol, Chile.
8. Asociación Nacional de Fabricantes e Importadores de Productos Fitosanitarios Agrícolas (AFIPA Chile). 2015. Manual fitosanitario 2015. Santiago, Chile.
9. Balazote, A. 2018. Efectos del comportamiento de dispersores en la dinámica de plantas: Selección de hábitat y patrones de movimiento del Monito del Monte (*Dromiciops gliroides*) y sus efectos en la dinámica poblacional de la planta parásita aérea *Tristerix corymbosus*. Tesis, Doctor en Ciencias Biológicas. Universidad de Buenos Aires, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Buenos Aires, Argentina.
10. Bernal-Galeano, V., K. Beard and J. Westwood. 2022. An artificial host system enables the obligate parasite *Cuscuta campestris* to grow and reproduce in vitro. *Plant physiology* 189(2): 687-702 [en línea].
11. Bischeimer, M. 2012. Flores de la Patagonia Argentina. Flores nativas y exóticas presentes en los ambientes cordilleranos y precordilleranos de la Patagonia argentina. En: Administración de Parques Nacionales, Sistema de Información de Biodiversidad Argentina. Serie Patagonia. Neuquén, Argentina.
12. Blagojević, M., B. Konstantinović, N. Samardžić, M. Popov and B. Konstantinović. 2014. Biological characteristics of some parasitic flowering plants. *Herbología* 14(2): 71-80 [en línea].
13. Bobadilla, E. 2010. Normas, regulaciones y procedimientos en Orobanque. [en

- línea]. Serie Actas - Instituto de Investigaciones Agropecuarias. no. 45. INIA Carillanca. Temuco, Chile.
14. Cartry, D., C. Steinberg and S. Gibot-Leclerc. 2021. Main drivers of broomrape regulation. A review. *Agron. Sustain. Dev.* 41(17): 2-22 [en línea].
 15. Casadesús, A. and S. Munné-Bosch. 2021. Holoparasitic plant–host interactions and their impact on Mediterranean ecosystems. *Plant Physiology* 185(4): 1325-1338 [en línea].
 16. Chaura, R., D. Penneckamp, S. Teillier y G. Rojas. 2023. Catálogo de plantas vasculares hemiparásitas y holoparásitas de Chile. *Chloris Chilensis* 26(1): 12-86 [en línea].
 17. Clarke, C., M. Timko, J. Yoder, M. Axtell and J. Westwood. 2019. Molecular Dialog Between Parasitic Plants and Their Hosts. *Annual Review of Phytopathology* 57(1): 279-299 [en línea].
 18. Costea, M. and S. Teillier. 2022. Taxonomic revision of *Cuscuta* (Convolvulaceae) in Chile. *Gayana Bot.* 79(2): 84-106 [en línea].
 19. Cuccurullo, A., A. Nicolia and T. Cardi. 2022. Resistance against broomrapes (*Orobanche* and *Phelipanche* spp.) in vegetables: a comprehensive view on classical and innovative breeding efforts. *Euphytica* 218(6): 1-14 [en línea].
 20. Das, T., S. Ghosh, K. Gupta, S. Sen, B. Behera and R. Raj. 2020. The weed *Orobanche*: species distribution, diversity, biology and management. *Journal of Research in Weed Science* 3(2): 162-180 [en línea].
 21. Díaz, J. 2017. Malherbología - Maleza holoparásita: Orobanque. Ficha técnica sanidad vegetal N°80. INIA Carillanca. Temuco, Chile.
 22. Díaz, J. y R. Galdames. 2010. Distribución, Biología e Importancia Agronómica de Orobanque. [en línea]. INIA Carillanca. <<https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/123456789/8583/NR37986.pdf?sequence=1>>. [Consulta: 08 agosto 2021].
 23. Díaz, J., H. Norambuena and F. López-Granados. 2006. Characterization of the Holoparasitism of *Orobanche ramosa* on Tomatoes Under Field Conditions. *Agricultura Técnica* 66(3): 223-234 [en línea].

24. Díaz, J., F. Tapia y J. Zlatar. 2017. El quintral (*Tristerix corymbosus*), maleza parásita que impacta los huertos de olivo [En línea]. Red agrícola, INIA Intihuasi. <<http://www.redagricola.com/cl/quintral-tristerix-corimbosus-l-kujit-maleza-parasita-impacta-los-huertos-olivo/>> [Consulta: 19 julio 2021].
25. Disciglio, G., F. Lops, A. Carlucci, G. Gatta, A. Tarantino, L. Frabboni, F. Carriero and E. Tarantino. 2016. Effects of different methods to control the parasitic weed *Phelipanche ramosa* (L.) Pomel. in processing tomato crops. Italian Journal of Agronomy 11(681): 39-46 [en línea].
26. Eizenberg, H., J. Colquhoun and C. Mallory-Smith. 2005. A predictive degree-days model for small broomrape (*Orobanche minor*) parasitism in red clover in Oregon. Weed Sci. 53(1): 3740 [en línea].
27. Erdogán, P. 2022. Parasitic Plants in Agriculture and Management. In: González and Sato (Eds.). Parasitic plants. IntechOpen. Londres, UK.
28. Erecevit, S., S. Kirbag, and S. İnci. 2019. Antifungal and Antibacterial Effect of Dodder (*Cuscuta campestris*) Used for Hepatitis Treatment of Mothers and Newborn Infants in Province Mardin in Turkey. Yuzuncu Yıl University Jour. of Agr. Sci. 29(4): 722-730 [en línea].
29. Fernández-Aparicio, M., P. Delavault and M. Timko. 2020. Management of infection by parasitic weeds: A review. Rev. Plants 9(9): 1184 [en línea].
30. Fernández-Aparicio, M., X. Reboud and S. Gibot-Leclerc. 2016. Broomrape weeds. Underground mechanisms of parasitism and associated strategies for their control: A review. Frontiers in Plant Sci. 7(1): 135 [en línea].
31. Fetahaj, R., B. Kabashi and A. Mehmeti. 2022. Parasitic Plants in Forage Legumes – *Medicago sativa* L. In: González and Sato (Eds.). Parasitic plants. IntechOpen. Londres, UK.
32. Fishman, M.R. and K. Shirasu. 2021. How to resist parasitic plants: pre- and post-attachment strategies. Current Opinion in Plant Biology 62(102004): 1-7 [en línea].
33. Frey, C. y J. Acebes. 2021. Las plantas parásitas roban agua, nutriente y hasta genes [en línea]. The Conversation, UK. <<https://theconversation.com/las-plantas-parasitas-roban-agua-nutrientes-y-hasta-genes-170142>>. [Consulta: 15 octubre 2022].

34. Gibot-Leclerc, S., F. Dessaint, C. Reibel, V. Le Corre. 2013. *Phelipanche ramosa* (L.) Pomel populations differ in life-history and infection response to hosts. *Flora - Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants* 208(4): 247-252 [en línea].
35. Giesemann, P., H. Rasmussen and G. Gebauer. 2021. Partial mycoheterotrophy is common among chlorophyllous plants with Paris-type arbuscular mycorrhiza. *Annals of Bot.* 127(5): 645-653 [en línea].
36. Gogoi, A., N. Baruah, M. Poudel, R. Gupta, G. Baruah and B. Kumar. 2021. Parasitic Plants as Vectors for Pathogens. In: A. González and H. Sato (Eds.). *Parasitic Plants*. IntechOpen. Londres, UK.
37. Goldwasser, Y. and J. Rodenburg. 2013. Integrated Agronomic Management of Parasitic Weed Seed Banks. In: D. Joel, J. Gressel and L. Musselman (Eds.). *Parasitic Orobanchaceae*. Springer. Berlin, Heidelberg, Alemania.
38. González, F.L. 2019. Cambio en el conocimiento de plantas nativas medicinales en territorios rurales sometidos a expansión de plantaciones forestales. Seminario de Título, Biólogo Ambiental. Universidad de Chile, Escuela de Pregrado de la Facultad de Ciencias. Santiago, Chile.
39. Hartenstein, M., M. Albert and K. Krause. 2023. The plant vampire diaries: a historic perspective on *Cuscuta* research. *Jour. of exp. bot.* 74(10): 2944-2955 [en línea].
40. Hoseyni, S.M., H. Najafi, B. Sani and H. Mozafari. 2018. Role of new herbicides in dodder (*Cuscuta campestris*) control in sugar beet (*Beta vulgaris*) fields. *Applied Ecology and Environmental Research* 16(1): 5117-5125 [en línea].
41. Huet, S., J. Pouvreau, E. Delage, S. Delgrange, C. Marais, M. Bahut, P. Delavault, P. Simier and L. Poulin. 2020. Populations of the Parasitic Plant *Phelipanche ramosa* Influence Their Seed Microbiota. *Front. Plant Sci.* 11(1075): 1-16 [en línea].
42. Jedrejek, D., S. Pawelec, R. Piwowarczyk, L. Pecio and A. Stochmal. 2020. Identification and occurrence of phenylethanoid and iridoid glycosides in six Polish broomrapes (*Orobanche* spp. and *Phelipanche* spp., Orobanchaceae). *Phytochemistry* 170(2020): 112189 [en línea].
43. Jhu, M-Y. and N. R. Sinha. 2022. Parasitic Plants: An Overview of Mechanisms by Which Plants Perceive and Respond to Parasites. *Annual review of plant*

biology 73(1): 433-455 [en línea].

44. Kaiser, B., G. Vogg, U.B. Fürst and M. Albert. 2015. Parasitic plants of the genus *Cuscuta* and their interaction with susceptible and resistant host plants. *Front. Plant Sci.* 6: 45-50 [en línea].
45. Kebede, M. and B. Ayana. 2018. Economically important parasitic weeds and their management practices in crops. *J. Environ. Earth. Sci.* 8(12): 104-115 [en línea].
46. Kramm, M. y A. Pedreros. 2000. La cúscuta o cabello de ángel, una planta parásita que hay que controlar. Pp: 17-20. Informativo Agropecuario INIA Quilamapu. 13(1). INIA. Chillán, Chile.
47. Lanini, W., D. Cudney, G. Miyao and K. Hembree. 2010. Dodder. Integrated Pest Management for Home Gardeners and Landscape Professionals. pp: 1-4. Pest notes N°7496. University of California, Davis. California, USA.
48. Lins, R.D., J.B. Colquhoun, C.M. Cole and C.A. Mallory-Smith. 2005. Postemergence Small Broomrape (*Orobanche minor*) Control in Red Clover. *Weed Tech.* 19(2): 411-415 [en línea].
49. Lins, R., J. Colquhoun and C. Mallory-Smith. 2006. Investigation of wheat as a trap crop for control of *Orobanche minor*. *Weed Research* 46(4): 313-318.
50. Mallory-Smith, C. and J. Colquhoun. 2012. Small Broomrape (*Orobanche minor*) in Oregon and the 3 Rs: Regulation, Research, and Reality. *Weed Sci.* 60(2): 277-282 [en línea].
51. Marticorena, A., D. Alarcón, L. Abello y C. Atala. 2010. Plantas trepadoras, epifitas y parásitas nativas de Chile. Guía de campo. Corporación Chilena de la Madera. Concepción, Chile.
52. Marticorena, C. y M. Quezada. 1985. Catálogo de la flora vascular de Chile. *Gayana Bot.* 42(1): 1-157.
53. Masanga, J., R. Oduor, A. Alakonya, M. Ngugi, P. Ojola, E. Bellis and S. Runo. 2022. Comparative phylogeographic analysis of *Cuscuta campestris* and *Cuscuta reflexa* in Kenya: Implications for management of highly invasive vines. *Plants, People, Planet* 4(2): 182-193 [en línea].

54. Matthei, O. 1995. Manual de malezas que crecen en Chile [en línea]. Alfabetá Impresores, Santiago, Chile. <<https://hdl.handle.net/20.500.14001/50864>>. (Consulta: 22 octubre 2022).
55. Mauromicale, G., A.L. Monaco, A.M. Longo and A. Restuccia. 2005. Soil solarization, a non-chemical method to control branched broomrape (*Orobanche ramosa*) and improve the yield of greenhouse tomato. *Weed Sci.* 53(6): 877-883 [en línea].
56. Mutuku, J.M., S. Cui, S. Yoshida and K. Shirasu. 2021. Orobanchaceae parasite–host interactions. *New Phytol.* 230(1): 46-59 [en línea].
57. Nickrent, D. 2020. Parasitic angiosperms: How often and how many?. *Taxon.* 69: 5-27 [en línea].
58. Nickrent, D.L. and L.J. Musselman. 2016. Introduction to Parasitic Flowering Plants. *Rev. The Plant Health Inst.* 4(1) [en línea].
59. Norambuena, H., J. Díaz y S. Escobar. 2000. Mosca del Orobanque. Control Biológico: Posibilidad tecnológica de Manejo de la Plaga. Informativo INIA Carillanca N°5. INIA. Temuco, Chile.
60. Noreen, S., S. Noreen, S. Ghuman, F. Batool and S. Bukhari. 2019. The genus *Cuscuta* (Convolvulaceae): An updated review on indigenous uses, phytochemistry, and pharmacology. *Iranian Jour. of Basic Medical Sci.* 22(11): 1225-1252 [en línea].
61. Núñez, T. 2022. El quintral, un parásito de gran valor cultural y medicinal [en línea]. *Ladera Sur* <<https://laderasur.com/articulo/el-quintral-un-parasito-de-gran-valor-cultural-y-medicinal/>>. [Consulta: 04 mayo 2023].
62. Ormeño, J. 2010. Cúscuta (*Cuscuta suaveolens* Syr.), Quintral (*Tristerix corymbosus* L.) y Orobanque (*Orobanche ramosa* L.): Malezas parásitas de importancia económica en Chile. *Chilean Journal of Agricultural & Animal Sciences* 26(2): 109-119 [En línea].
63. Parker, C. 2013. The Parasitic Weeds of the Orobanchaceae. In: D. Joel, J. Gressel and L. Musselman (Eds.). *Parasitic Orobanchaceae*. Springer. Berlin, Heidelberg, Alemania.
64. Pinto, J.B. 2014. Influencia de la estructura del hospedador sobre el éxito de establecimiento de *Tristerix corymbosus*. Trabajo de titulación, Ingeniero en

Conservación de Recursos Naturales. Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Forestales y Recursos Naturales. Valdivia, Chile.

65. Piwowarczyk, R., L. Mielczarek and S. Guzikowski. 2018. First Report of *Phytomyza orobanchia* (Diptera: Agromyzidae) from Poland and *Chymomyza amoena* (Diptera: Drosophilidae) on *Phelipanche ramosa* (Orobanchaceae). Florida Entomologist 101: 540-542 [en línea].
66. Piwowarczyk, R., L. Mielczarek, M. Panek-Wójcicka and K. Ruraż. 2020. First Report of *Melanagromyza cuscuteae* (Agromyzidae) from Poland. Florida Entomologist 103(1): 124-126 [en línea].
67. Plants For A Future. 2022. *Orobanche minor* Lesser Broomrap. [en línea]. Hellroot PFAF Plant Database. <<https://pfaf.org/user/Plant.aspx?LatinName=Orobanche+minor>>. [Consulta: 05 agosto 2023].
68. Pointurier, O., S. Gibot-Leclerc, D. Moreau, C. Reibel, E. Vieren and N. Colbach. 2021. Designing a model to investigate cropping systems aiming to control both parasitic plants and weeds. European Journal of Agronomy 129(2021)126318: 1-16 [en línea].
69. Qasem, J.R. 2019. Branched broomrape (*Orobanche ramosa* L.) control in tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) by trap crops and other plant species in rotation. Crop Protection 120(2019): 75-83 [en línea].
70. Qasem, J.R. 2021. Broomrapes (*Orobanche* spp.) the Challenge and Management: A review. Jordan Jour. of Agr. Sci. 17(3): 117-150 [En línea].
71. Recasens, J. and J.A. Conesa. 2021. Malas hierbas en plántula. Guía de identificación. Nueva edición, revisada y ampliada. Edición Universidad de Lleida. Lleida, España.
72. Rodríguez, M. 2016. Estudios genéticos y de biología reproductiva en *Orobanche cumana* Wallr. Tesis, doctorado en biología. Universidad de Córdoba. Departamento de genética. Córdoba, España.
73. Sánchez, M., T. Gonzáles, T. Ayora, Z. Evangelista y N. Pacheco. 2017. ¿Qué son los microbios? [En línea]. Ciencia 68(2): 8-12. <http://www.revistaciencia.amc.edu.mx/images/revista/68_2/PDF/QueSonMicrobios.pdf>. (Consulta: 21 julio 2021).

74. Sanyal, D., P.C. Bhowmik, R.L. Anderson and A. Shrestha. 2008. Revisiting the Perspective and Progress of Integrated Weed Management. *Weed Sci.* 56(1): 161-167 [en línea].
75. Sarić-Krsmanović, M. 2020. Field Dodder: Life Cycle and Interaction with Host Plants. pp: 101-120. In: J. Mérillon and K. Ramawat (Eds.). *Co-Evolution of Secondary Metabolites. Reference Series in Phytochemistry.* Springer, Cham, Suiza.
76. Sarić-Krsmanović, M. and S. Vrbničanin. 2015. Field dodder - How to control it? *Pestic. Phytomed.* 30(3): 137-145 [en línea].
77. Servicio Agrícola y Ganadero (SAG). 2013. Lista de malezas no cuarentenarias reglamentadas para el comercio de semillas. Ministerio de agricultura Resolución 3139 y 7688 exenta. Santiago, Chile.
78. Shi, R., C. Zhang, X. Gong, M. Yang, M. Ji, L. Jiang, M. Leonti, R. Yao and M. Li. 2020. The genus *Orobanche* as food and medicine: An ethnopharmacological review. *J. of Ethnopharm.* 263(1): 113154 [en línea].
79. Shimizu K., and K. Aoki. 2019. Development of Parasitic Organs of a Stem Holoparasitic Plant in Genus *Cuscuta*. *Front. Plant Sci.* 10(1): 1435 [en línea].
80. Stefanović, S. and R.G. Olmstead. 2004. Testing the phylogenetic position of a parasitic plant (*Cuscuta*, Convolvulaceae, Asteridae): Bayesian inference and the parametric bootstrap on data drawn from three genomes. *Sistem. Biol.* 53(3): 384-399 [en línea].
81. Suetsugu, K. and J. Matsubayashi. 2021. Subterranean morphology modulates the degree of mycoheterotrophy in a green orchid *Calypso bulbosa* exploiting wood-decaying fungi. *Functional Ecol.* 35(10): 2305-2315 [en línea].
82. Teixeira-Costa, L. 2021. A living bridge between two enemies: haustorium structure and evolution across parasitic flowering plants. *Braz. J. Bot.* 44: 165–178 [en línea].
83. Torres, P., C. Saldaña, R. Ortega and C. González. 2019. Determination of reducing power and phytochemical profile of the chilean mistletoe “Quintral” (*Tristerix corymbosus* (L) Kuijt) hosted in “maqui” (*Aristotelia chilensis*), “Huayún” (*Rhaphitamnus spinosus*) and “poplar” (*Populus nigra*). *J. Chil. Chem. Soc.* 64(4): 4645-4650 [en línea].

84. Twyford, A. 2018. Parasitic plants. *Current Biology* 28(16): 857-859 [en línea].
85. Ugarte, E., N. Fuentes, F. Lira and S. Klotz. 2011. Vascular alien flora, Chile. *Check List* 7(3): 365-382 [en línea].
86. Vidal, D. 2019. Efectos del quintral (*Tristerix corymbosus*) extractos de hoja y de flor en la viabilidad y muerte celular de líneas celulares de cáncer de mama, próstata y gástrico in vitro. Tesis, Magíster en Ciencias Médicas con mención en Biología Celular y Molecular. Universidad de Valparaíso, Facultad de Medicina. Valparaíso, Chile.
87. Villaseñor, R. y P. Ramírez. 2016. Guía para el reconocimiento de especies del Santuario de la Naturaleza Acontilados Federico Santa María. Universidad de Playa Ancha. Valparaíso, Chile.
88. Vurro, M. 2023. Are root parasitic broomrapes still a good target for bioherbicide control?. *Pest. Manag. Sci.* 80(1): 10-18 [en línea].
89. Westwood, J.H., J.I. Yoder, M.P. Timko and C.W. dePamphilis. 2010. The evolution of parasitism in plants. *Trends in Plant Sci.* 15(4): 227-235 [en línea].
90. Yang-Han, L. y J. Sauerborn. 1996. Malezas parasíticas. cap. 7. En: R. Labrada, J. Caseley y C. Parker (Eds.). *Manejo de malezas para países en desarrollo*. FAO. Roma, Italia.
91. Yoshida, S., C. Songkui, Y. Ichihashi and K. Shirasu. 2016. The haustorium, a specialized invasive organ in parasitic plants. *Ann. Rev. of Plant Biol.* 67: 643-667 [en línea].
92. Zagorchev, L., W. Stöggel, D. Teofanova, J. Li and I. Kranner. 2021. Plant Parasites under Pressure: Effects of Abiotic Stress on the Interactions between Parasitic Plants and Their Hosts. *Int. Jour. of Molec. Sci.* 22(14): 7418 [en línea].
93. Zorrilla, J.G., C. Rial, R. Varela, J. Molinillo and F. Macías. 2022. Strategies for the synthesis of canonical, non-canonical and analogues of strigolactones, and evaluation of their parasitic weed germination activity. *Phytochem Rev.* 21(1): 1627-1659 [en línea].