

Turkish Journal of Weed Science

Volume | Issue | Year
27 | 1 | 2024
E-ISSN : 2458-7966

<https://dergipark.org.tr/tr/pub/tjws>



Türkiye Herboloji Derneği
Turkish Weed Science Society

TURKISH JOURNAL OF WEED SCIENCE

(TÜRKİYE HERBOLOJİ DERGİSİ)

VOLUME27*Issue1*2024

ISSN: 1303-6491 E-ISSN: 2458-7966

Sahibi/Owner: Prof. Dr. Doğan IŞIK (Türkiye Herboloji Derneği Başkanı) Erciyes Üniversitesi, Kayseri, TÜRKİYE

EDİTÖRLER LİSTESİ/EDITORIAL BOARDS

Baş Editör/ EDITOR-in-CHIEF

Doğan IŞIK Türkiye

Sorumlu Editörler/Managing Editors

Emine Kaya ALTOP Türkiye

Murat KARACA Türkiye

Süleyman TÜRKSEVEN Türkiye

Yasin Emre KİTİŞ Türkiye

Teknik Editörler/Tecnical Editors

Bahadır ŞİN Türkiye

Ender Şahin ÇOLAK Türkiye

Hakkı TAŞDELEN Türkiye

Dil Editörleri/Language Editors

Khawar JABRAN Türkiye

Ahmet Tansel SERİM Türkiye

Editörler/Editors

Adnan KARA Türkiye İrfan ÇORUH Türkiye

Ahmet Tansel SERİM Türkiye Işık TEPE Türkiye

Ali Reza TAAB Iran Kassim AL-KHATIB USA

Asad SHABBIR Pakistan Khawar JABRAN Türkiye

Ayşe YAZLIK Türkiye Melih YILAR Türkiye

Bahadır ŞİN Türkiye Mehmet Nedim DOĞAN Türkiye

Bekir BÜKÜN Türkiye Murat KARACA Türkiye

Demosthenis CHACHALIS Greece Mustapha HAIDAR Lebanon

Doğan IŞIK Türkiye Nihat TURSUN Türkiye

Eda AKSOY Türkiye Olcay BOZDOĞAN Türkiye

Emine Kaya ALTOP Türkiye Onur KOLÖREN Türkiye

Feyzullah Nezihi UYGUR Türkiye Ünal ASAV Türkiye

Fırat PALA Türkiye Sava VRBNICANIN Serbia

Garifalia ECONOMOU Greece Serdar EYMİRLİ Türkiye

Giuseppe BRUNDU Italy Shunji KUOKAWA Japan

Gonzalez-Moreno PABLO UK Sibel UYGUR Türkiye

Gung Xi WANG Japan Tamer ÜSTÜNER Türkiye

Hasan DEMİRKAN Türkiye Uwe STRAFINGER Germany

Hilmi TORUN Türkiye Valerie LE CORRE France

Hürev MENNAN Türkiye Yasin Emre KİTİŞ Türkiye

Ijaz Ahmad KHAN Pakistan Yıldız NEMLİ Türkiye

INDERJIT India Yusuf YANAR Türkiye

İlhan KAYA Türkiye Zübeyde Filiz ARSLAN Türkiye

İlhan ÜREMİŞ Türkiye

İndeksleme : Cabi, ResearchBib, DRJI (Directory of Research Journals Indexing), Academic Resource Index (Researchbib), Journal Index, SIS (Scientific Indexing Services), IIFactor - Real Time Impact, CiteFactor.Org, Cosmos Impact Factor, Dergipark, EBSCO

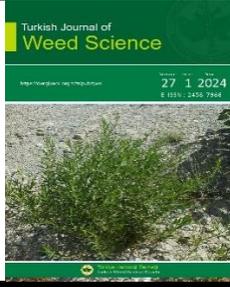
Kapak Resmi : İlhan ÜREMİŞ

@TürkiyeHerbolojiDerneği

Basım Tarihi : 01.11.2024

İÇİNDEKİLER/CONTENTS

	Pages
Assessment of Antifungal and Phytotoxic Properties of <i>Peganum harmala</i> L. Extracts on Cultivated Plants And Pathogenic Fungi Melih YILAR, Yusuf BAYAR*	1 - 8
Andız Otu (<i>Inula viscosa</i> L.) ve Kokar Ağaç (<i>Ailanthus altissima</i> (Miller) Swingle) Özülerinin Bazı Yabancı Ot Tohumlarının Çimlenmeleri Üzerine Allelopatik Etkileri / Allelopathic Effects of False Yelloehead (<i>Inula viscosa</i> L.) And Tress of Heaven (<i>Ailanthus altissima</i> (Miller) Swingle) Extracts On The Germination of Some Weed Seeds Hacer HORUZ, İlhan ÜREMİŞ*	9 - 22
Understanding the Interplay between Weeding Frequency, Weeding Cost, and Kenaf (<i>Hibiscus cannabinus</i>) Yield in Southwest Nigeria Olatunde AYODELE*, Olubunmi ALUKO, Omobolaji OBISESAN, Ibukunolu UDEMBA	23-35
Bitki Paraziti Nematodlara Konukçuluk Yapan Yabancı Otlar/ Weeds That Host Plant Parasitic Nematodes Hakkı TAŞDELEN*, Ebubekir YÜKSEL, Mustafa İMREN, Ender Şahin ÇOLAK, Osman GÜVEN, Ramazan CANHİLAL	36-48
Diversity and Geographic Distribution of Fungi on Broomrape Species Gurkan BASBAGCI*, Esra CIGNITAS, Yasin Emre KITIS	49-75
Kenevirde Sorun Olan Yabancı Otlar ve Mücadelesi / Weeds and Their Control in Hemp Hilmi TORUN*, Kübra KALE, Doğan IŞIK	76-85



Available at: <https://dergipark.org.tr/tr/pub/tjws>

Turkish Journal of Weed Science

©Turkish Weed Science Society



Araştırma Makalesi/Research Article

Assessment of Antifungal and Phytotoxic Properties of *Peganum harmala* L. Extracts on Cultivated Plants And Pathogenic Fungi

Melih YILAR¹, Yusuf BAYAR*²

¹ Kırşehir Ahi Evran Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü, Kırşehir, Türkiye Orcid: 0000-0001-5963-4743

² Kırşehir Ahi Evran Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü, Kırşehir, Türkiye Orcid: 0000-0001-8393-7218

***Corresponding author:** yusuf.bayar@ahievran.edu.tr

Abstract

This study aimed to assess the antifungal potential of *Peganum harmala* L. against significant plant pathogenic fungi and its phytotoxic impact on select cultivated plants. The aerial parts (flowers, shoots, leaves, and seeds) of *P. harmala* were harvested from Kırşehir Province during the 2023 growing season. Subsequently, the collected plants were shade-dried in the laboratory and finely powdered using an electric grinder. One liter of methanol was added to 100 grams of the dried plant material, followed by a 48-hour maceration period. After methanol evaporation, the residue was dissolved in DMSO to achieve concentrations of 0.5, 1, 2, and 4 mg mL⁻¹. Nine-centimeter diameter Petri dishes were prepared with two layers of filter paper, and 25 seeds each of the test plants (wheat, cress, and clover) were evenly distributed. The Petri dishes were then sealed and incubated at 24°C for a period ranging from 1 to 4 weeks. After the incubation period, seed germination rates and the lengths of roots and shoots were measured for the test plants. Additionally, the impact of the methanol extract on the mycelial growth of pathogenic fungi including *Alternaria alternata* (A.A), *Verticillium dahliae* (V.D), *Sclerotinia sclerotiorum* (S.S), *Alternaria solani* (A.S), and *Monilinia fructigena*(M.F) at concentrations of 0.5, 1, 2, and 4 mg mL⁻¹ was evaluated. The results indicated varying effects of the plant methanol extract on the cultivated plants, with *Sclerotinia sclerotiorum* displaying inhibition rates of 0.0%, 0.0%, 19.68%, 39.59%, and 62.97% against *Alternaria solani*, *Monilinia fructigena*, *Verticillium dahliae*, *Alternaria alternata*, and *Sclerotinia sclerotiorum*, respectively. Consequently, the study identified the biological activity of *P. harmala* and recommended further validation through pot and field experiments.

Key Words: *Peganum harmala* L., phytotoxic effect, antifungal activity, germination, root and shoot growth

INTRODUCTION

There are abiotic and biotic factors in the agricultural ecosystem that cause problems in products. These biotic factors include diseases, pests and weeds. Synthetic fungicides are used extensively due to the inadequacy of environmentally friendly methods such as cultural control in the control against plant pathogenic diseases. Unconscious and excessive use of these chemicals can cause harm to the environment and people. Studies are being carried out to identify natural products that can replace them in order to reduce this negative effect. On the other hand, weeds, which are another plant protection problem, have negative effects on agricultural products. The most significant among these negative effects is the competition with cultivated plants for water, nutrients and light. In addition, the allelopathic effects of weeds on cultivated plants may cause loss of yield. Every plant within the agricultural ecosystem contains secondary compounds and plays a role in allelopathic interactions between plants. These compounds can be released from the plants themselves or released into the environment from their by-products. Although these components released into the agricultural ecosystem are called allelochemicals, they can cause phytotoxic effects on other plants (Alam and Islam, 2002; Yılar et al., 2020). The compounds that cause this phytotoxic effect can be found in different parts of plants (Zeng et al., 2008) and when released into the environment, they cause negative effects on other plants. For the reasons mentioned above, weeds can cause serious yield losses in cultivated plants.

Worldwide, weed control is estimated to result in a loss of approximately 13.2% in the eight most crucial food and commercial crops (Oerke et al., 1995). Mechanical methods such as hand weeding and hoeing demand significant labor and time. Consequently, chemical control remains the most widely used approach. However, chemical herbicides can pose environmental risks due to their toxicity (Batish et al., 2007c; Kordali et al., 2009). Integrated strategies aimed at enhancing weed management are necessary to reduce reliance on herbicides. Recent efforts have focused on investigating the allelopathic effects of various plants to sustainably control weeds (Singh, 2003c; Macías et al., 2006). Residues from natural products released by allelopathic and medicinal plants can aid in decreasing the use of synthetic herbicides, thereby reducing pollution and promoting safer agricultural practices (Singh et al.,

2003a; Khanh et al., 2007). Various plant families are being explored for this purpose, and research on these species is ongoing.

Peganum harmala L. is a perennial, glabrous plant belonging to the Zygophyllaceae family, typically growing between 30-70 cm in height. It is an invasive species in meadow pastures, spreading in uncultivated and barren lands (Anonymous, 2008; Ertuğrul et al., 2022). Commonly referred to as "peganum" in our region, it was initially named "Moly" by Dioscorides, while Syrians called it "Besasa," and Cappadocians referred to it as "Moly" (Ratsch, 1992). This plant possesses antimicrobial (Arshad et al., 2008), anti-inflammatory, and analgesic properties (Monsef et al., 2004). In folk medicine, *P. harmala* has been utilized as an emmenagogue and abortifacient in North Africa and the Middle East (Monsef et al., 2004). Additionally, boiling *P. harmala* leaves is employed in treating rheumatism (Chopra et al., 1986). Carboline alkaloids such as harmine, harmaline, harmalol, peganine, vasicin, vasicin, deoxyvasicin, peganone-1 (3-6-dihydroxy-8-methoxy-2methyl anthraquinone), and peganone-2 (8-hydroxy – 7 methoxy – 2 methyl anthraquinone) obtained from various parts of this plant are utilized against various diseases (Aarons, 1977; Sobhani et al., 2002).

Medicinally, the fruits and seeds of *P. harmala* are known to possess digestive, diuretic, hallucinogenic, hypnotic, antipyretic, antispasmodic, antiemetic, narcotic, and uterine stimulant properties (Chatterjee, 1997; Kiritikar, 1995; Sharma, 1988). The red dye derived from the seeds is extensively used for coloring carpets in Turkey and Iran (Baytop, 1999). Leaves of *P. harmala* are beneficial in treating asthma, colic, dysmenorrhea, hiccups, hysteria, neuralgia, and rheumatism (Chatterjee, 1997; Kiritikar, 1995; Sharma, 1988). The plant has also been explored for its antimicrobial (Adday et al., 1989; Alkofahti et al., 1990; Prashanth et al., 1999) and antitumor properties (Prashanth et al., 1999), as well as its potential in treating malaria (Kiritikar et al., 1995) and as an insecticide (Ahmed et al., 1981). While studies highlighting the allelopathic and antifungal activity of this plant are limited, existing research demonstrates its effectiveness against various crops, weed species, and plant pathogenic fungi (Sodaeizadeh et al., 2010; Farajollahi et al., 2013; Shao et al., 2013; Bitchagno et al., 2022; Al-Jalili et al., 2022).

This study aims to assess the phytotoxic impact of *P. harmala*, a plant abundant in secondary compounds, on various cultivated plants from diverse families, as well as its antifungal activity against significant plant pathogenic fungi.

MATERIALS and METHODS

2.1. Plant Materials: Plant material of *Peganum harmala* used in the experiments was collected during the flowering stage from Kırşehir Province, throughout the 2023-2024 vegetation period. The collected plant materials were dried in the shade under laboratory conditions.

Table 1. Plant pathogens used in the study.

Latin Name	Abbreviation	Plant from which it was isolated.	Turkish Name
<i>Alternaria alternata</i>	A.A	Apple	Apple fruit rot
<i>Verticillium dahliae</i>	V.D	Aubergine	Verticillium wilt
<i>Alternaria solani</i> .	A.S	Tomato	Early blight
<i>Monilinia fructigena</i>	M.F	Pear	Mummy disease
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Lib.) de Bary	S.S	Cucumber	white rot

2.3. Preparation of Plant Methanol Extracts: 100 g of each ground plant material was weighed and placed in 1 L Erlenmeyer flasks, followed by the addition of 600 ml methanol. The mixture was agitated at 120 rpm in an orbital shaker at room temperature for 24 hours. Subsequently, the extract was filtered, and methanol was evaporated at 32°C until a solid material was obtained. Different concentrations (0 (control), 0.5, 1, 2, and 4 mg mL⁻¹) were prepared using the residual extract dissolved in dimethyl sulfoxide (DMSO) (Yılar and Bayar, 2023).

2.4. In vitro Antifungal Activity Study: The agar plate method was modified and employed to evaluate the antifungal effect of the methanol extract of *Peganum harmala* L. (Nwosu and Okafor, 1995). Prepared PDAs were autoclaved and cooled to 40-50°C, then mixed with sterile PDA at various concentrations (0 (control), 0.5, 1, 2, and 4 mg/mL). The PDAs were transferred to 60 mm diameter Petri

2.2. Fungal Cultures: The plant pathogenic fungi utilized in this study (*Alternaria alternata*, *Verticillium dahliae*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Alternaria solani*, and *Monilinia fructigena*) were obtained from stock cultures maintained at Kırşehir Ahi Evran University, Faculty of Agriculture, Department of Plant Protection, Phytopathology Laboratories. Fungal cultures were utilized after incubating for 7 days at 23±2°C on Potato Dextrose Agar (PDA) plates. The plant pathogens used in the study are given in Table 1.

dishes (~10 mL/petri). Mycelium disks (5 mm in diameter) from 7-day-old fungal cultures were placed onto the Petri dishes. Following inoculation, the fungal cultures were incubated at 23±2°C for 10 days. Fungal growth was monitored daily for 7 days, and colony diameter was calculated by measuring the fungal colony diameter in orthogonal directions.

Percentage inhibition of mycelial growth was calculated by comparing the inhibition in growth with the control development. Thiram 80% (wt/vol) (commercial fungicide) was used as a positive control, while 5% (v/v) DMSO was used as a negative control. The experiment was replicated thrice with three replications each, and percentage inhibition of mycelial growth was calculated according to the formula specified by Pandey et al. (1982):

Percent Inhibition (%) = $\frac{\text{Growth in control} - \text{Growth in extract}}{\text{Growth in control}} \times 100$

2.5. Phytotoxic Effect of Plant Methanol Extract:

Phytotoxicity studies on seed germination and seedling development of cultivated plants were conducted in 9 cm diameter Petri dishes. Two layers of blotting paper were placed in the Petri dishes, and the seeds of the test plants (25 each) were evenly distributed. Methanol extracts prepared at different concentrations (50, 100, 200, and 400 mg/mL) and pure water-DMSO for control purposes were added to the Petri dishes (6 ml/petri dish) and moistened. Petri dishes were tightly sealed with paraffin and incubated at an average temperature of 24°C for 1-3 weeks. At the end of the incubation period, seed germination rate and the lengths of radicle and shoot were measured (Önen, 2003).

2.6. Data Analysis: The significance levels of differences between treatments in the experiments

Table 2. Percentage Effect of *Peganum harmala* Methanol Extract on Seed Germination and Seedling Development of Cultivated Plants.

Test plants	Doses (mg mL ⁻¹)	Germination (%)	Root (cm)	Shoot (cm)
<i>Lepidium sativum</i>	Control	100 ^a ±0,0	3,90 ^a ±0,37	3,89 ^a ±0,17
	0.5	99 ^a ±1,0	3,56 ^a ±0,25	3,57 ^a ±0,18
	1	99 ^a ±1,0	3,42 ^a ±0,32	3,55 ^a ±0,25
	2	99 ^a ±1,0	2,10 ^b ±0,26	3,48 ^a ±0,43
	4	99 ^a ±1,0	1,85 ^b ±0,31	3,22 ^a ±0,40
<i>Triticum aestivum</i>	Control	100 ^a ±0,0	15,05 ^a ±1,38	12,08 ^a ±10,1
	0.5	98 ^{ab} ±1,15	8,86 ^b ±0,68	9,30 ^{ab} ±0,21
	1	98 ^{ab} ±2,0	7,96 ^b ±1,0	9,18 ^{ab} ±0,67
	2	98 ^{ab} ±2,58	6,24 ^{bc} ±0,60	8,78 ^b ±1,70
	4	94 ^b ±0,84	4,87 ^c ±0,36	7,72 ^b ±0,75
<i>Medicago sativa</i>	Control	98,0 ^a ±2,0	2,32 ^a ±0,21	3,15 ^a ±0,45
	0.5	91,0 ^b ±1,0	2,19 ^a ±0,04	2,53 ^a ±0,31
	1	90,0 ^b ±1,15	2,13 ^a ±0,33	2,50 ^a ±0,28
	2	90,0 ^b ±1,0	1,76 ^a ±0,02	2,30 ^a ±0,11
	4	90,0 ^b ±1,15	1,70 ^a ±0,31	2,21 ^a ±0,13

were determined by analysis of variance (ANOVA), and means were compared using the Duncan test. Statistical analyses were performed using the SPSS 15.0 computer program.

RESULTS and DISCUSSION

3.1. Phytotoxic Effect of *Peganum harmala* Methanol Extract

The phytotoxicity of *Peganum harmala* methanol extract exhibited varying degrees of impact on different cultivated plants. While the methanol extract did not statistically affect the seed germination of *Lepidium sativum*, it significantly inhibited the seed germination of *Triticum aestivum* and *Medicago sativa* compared to the control (Table 2).

While the *Peganum harmala* methanol extract exhibited a significant inhibitory effect on cress root development compared to the control, it was found to be ineffective in altering plant shoot development. Furthermore, unlike the effect

observed on cress plants, the extract demonstrated statistically significant inhibitory effects on both wheat root and shoot development at the $P < 0.05$ significance level compared to the control (Table 2).

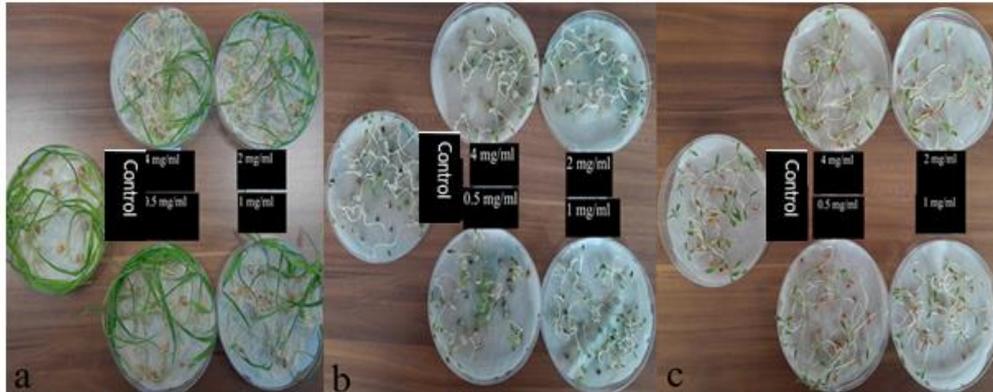


Figure 1. Phytotoxic effect of *P. harmala* methanol extract on test plants (a: wheat, b: clover, c: cress)

The genus *Peganum* encompasses various classes of metabolites with significant pharmacological effects. Plants within this genus contain phenolic compounds, terpenes, and nitrogen-containing compounds, with alkaloids being identified as the main components of the obtained extracts (Ratsch, 1992). Additionally, it has been reported that *P. harmala* leaves contain phytochemicals such as saponins, steroids, and tannins (Pahlavia et al., 2018). Aqueous extracts of *P. harmala* leaves have been found to contain phenolic acids including gallic, vanillic, caffeic, syringic, and trans-ferulic acids, as well as derivatives of benzoic acid (Sodaeizadeh et al., 2009).

Several studies have investigated the biological activity of *P. harmala*, a plant rich in phytochemical composition. It has been observed that phytotoxins released when plant material is incorporated into soil have varying effects on *Avena fatua* L. (Poaceae) and *Convolvulus arvensis* L. (Convolvulaceae) plants, with a notable reduction observed in *C. arvensis* plants (Sodaeizadeh et al., 2010). Moreover, the germination of *Chenopodium album*, *Amaranthus retroflexus*, and *Avena fatua* seeds was inhibited by a 1% dose of *P. harmala* dried and ground fruit hydroalcoholic extract, resulting in reductions of 60%, 50%, and 40%, respectively, compared to the control (Tafti et al., 2011).

P. harmala has also been found to exhibit an allelopathic effect on *Bromus tectorum* when grown in soils where plant materials obtained from different parts (root, shoot, leaf, and seed) are mixed. In this study, a high concentration of *P. harmala*

demonstrated a strong inhibitory effect on the germination and early development period of *B. tectorum* (Farajollahi et al., 2013).

Under *in vitro* bioassay conditions, ethanol extracts of *P. harmala* showed significant inhibitory effects on both monocotyledonous (*Triticum aestivum* L.) and dicotyledonous (*Lactuca sativa* L.) plants at a dose of 0.05g/mL. Similar studies have suggested that the essence and extracts of numerous plants, including *P. harmala*, could serve as biological herbicides due to their inhibitory effects on mitochondrial activity and fat oxidation in plants (Robles et al., 1999; Ehlers and Thompson, 2004).

3.2. Antifungal Activity Study Results

In our investigation, we examined the biofungicidal effects of methanol extract derived from *Peganum harmala* L. against significant plant pathogens including *Alternaria alternata*, *Verticillium dahliae*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Alternaria solani*, and *Monilinia fructigena*. The rates of mycelial growth inhibition exhibited by these plant pathogenic fungi against the extract are presented in Table 3 and Figure 2. Statistical analysis revealed significant differences between the doses at the $P < 0.05$ level. Comparing to the negative control, the 4 mg mL⁻¹ dose of the plant extract inhibited the mycelial growth of *Sclerotinia sclerotiorum*, *Alternaria solani*, *Monilinia fructigena*, *Verticillium dahliae*, and *Alternaria alternata* by 0.0%, 0.0%, 19.68%, 39.59%, and 62.97%, respectively. The extract demonstrated similar inhibitory effects on the mycelial growth of the plant pathogens.

The most sensitive pathogen to the plant extract was *Alternaria alternata*, followed by *Verticillium dahliae*, *Monilinia fructigena*,

Sclerotinia sclerotiorum, and *Alternaria solani*, respectively (Table 3, Figure 2).

Table 3. Mycelium growth inhibition of methanol extract of *Peganum harmala* against plant pathogens (%)

Doses (mg mL ⁻¹)	A.A	V.D	S.S	A.S	M.F
P+	100 ^a ±0,00	100 ^a ±0,00	100 ^a ±0,00	100 ^a ±0,00	100 ^a ±0,00
N-	0.00 ^e ±0.00	0.00 ^c ±0.00	0.00 ^b ±0.00	0.00 ^b ±0.00	0.00 ^c ±0.00
0,5	33.93 ^d ±4.83	0.00 ^c ±0.00	0.00 ^b ±0.00	0.00 ^b ±0.00	0.00 ^c ±0.00
1	40.20 ^d ±2.46	12.28 ^c ±6.19	0.00 ^b ±0.00	0.00 ^b ±0.00	0.00 ^c ±0.00
2	48.66 ^c ±3.02	13.11 ^c ±7.15	0.00 ^b ±0.00	0.00 ^b ±0.00	0.00 ^c ±0.00
4	62.97 ^b ±1.63	39.59 ^b ±9.54	0.00 ^b ±0.00	0.00 ^b ±0.00	19.68 ^b ±1,68

Means with different letters in the same column are different at the P<0.05 significance level according to LSD. N-: Negative control; P+: Positive control; A.A(*Alternaria alternata*), V.D(*Verticillium dahliae*), S.S(*Sclerotinia sclerotiorum*), AS(*Alternaria solani*), M.F(*Monilinia fructigena*)

In a study, water, ethanolic, and methanolic extracts derived from the leaves, flower tissues, and seeds of *Peganum harmala* demonstrated effectiveness against various plant pathogens including *Phytophthora drechsleri*, *Verticillium dahliae*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Cladosporium cucumerinum*, *Corynespora cassiicola*, *Alternaria* sp., *Ulocladium* sp., *Botrytis cinerea*, *Monosporascus*

cannonballus, *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis*, *Macrophomina phaseolina*, *Rhizoctonia solani*, and *Trichoderma harzianum*. These extracts were tested for their impact on mycelial development and spore germination of the pathogens. The study reported significant antifungal activity against several of these plant pathogens (Sarpeleh et al., 2009).



Figure 2. Effect of methanol extract of *Peganum harmala* on mycelium development of plant pathogens

N-: Negative control; P+: Positive control; A.A(*Alternaria alternata*), V.D(*Verticillium dahliae*), S.S(*Sclerotinia sclerotiorum*), AS(*Alternaria solani*), M.F(*Monilinia fructigena*)

Hajji et al. (2020) investigated the antifungal activity of *Peganum harmala* seed oil against 10 plant pathogenic fungi (*R. solani*, *M. phaseolina*, *Pythium* sp. 1, *Pythium* sp. 2, *Alternaria* sp., *Colletotrichum* sp., *M. cannonballus*, *F. solani* f. sp. *cucurbitae*, *F. oxysporum* f. sp. *melonis*, *F. oxysporum* f. sp. *niveum*) by incorporating different concentrations of the oil into melted agar. They found that 50% seed oil of *P. harmala* exhibited notable activity against *Pythium* sp., showing mycelium inhibition rates ranging from 56% to 82%, followed by *F. solani* f. sp. *cucurbitae* with inhibition rates of 15% to 55.7%. Abdal et al. (2023) assessed the antifungal activity of *P. harmala* seed water extract against fungi such as *Phytophthora infestans*, *Oidium oxysporum*, *Botrytis cinerea*, and *Alternaria solani*, known to infect tomatoes. Their results indicated that *P. harmala* seed water extract inhibited the development of plant

pathogens to varying degrees. These findings align with previous studies.

CONCLUSION

In vitro bioassays demonstrated the phytotoxic effects of methanol extracts of *P. harmala* on the mycelial development of significant plant pathogenic fungi and on the tested cultivated plants. This suggests that *P. harmala* can produce phytochemical compounds that inhibit seed germination and growth in cultivated plants, as well as the mycelial development of pathogenic fungi. However, considering potential variations between laboratory, greenhouse, and field conditions, further investigations are warranted to validate the phytotoxic and antifungal activity of *P. harmala* under different environmental settings.

REFERENCES

- Aarons, D. H., Rossi, G. V. and Orzechowski, R. F. 1977. Cardiovascular action of three harmala alkaloids: harmine, harmaline, and harmalol. *Journal of Pharmaceutical Science*; 6: 1244-1248.
- Abbad, Z., Aouji, M., Zemat, L., Oubihi, A., Ez-Zriouli, R., Bengueddour, R., Lrhorfi, LA . 2023. Antifungal activity of plant extracts against tomato's fungal diseases. *E3S Web of Conferences* 364:1-7
- Adday, M. H., Rashan, L. J., Sulayman, K. D., Abaar, M. Al and Ayoub, T. 1989. Antimicrobial activity of different extracts from the seeds of *Peganum harmala*. *Fitoterapia*; 60: 363.
- Ahmed, S. M., Chander, H. and Pereira, J. Insecticidal potential and biological activity of Indian indigenous plants against *Musca domestica* L. *International Pest Control* 1981; 23: 174.
- Alam, S.M., Islam, E. 2002. Effects of aqueous extract of leaf, stem and root of nettleleaf goosefoot and NaCl on germination and seedling growth of rice. *Pak J Seed Technol* 1: 47-52.
- Al-Jalili, Z.D.S.A., Al-Waheeb, A.N.H., Al-Shammary, H.A., 2023. Study of allelopathic interaction of alkaloid extracts of *Peganum harmala* plant on seed germination *Ocimum basilicum*, *Journal of Survey in Fisheries Sciences*, 10(3S) 2122-2144.
- Alkofahi, A. S., Abdelaziz, A., Mahmoud, I., Abuirejie, M., Hunaiti, A. and Oqla, A. El. 1990. Cytotoxicity, mutagenicity and antimicrobial activity of forty Jordanian medicinal plants. *International Journal of Crude Drug Research*; 28: 139-144.
- Anonim, 2008. Türkiye'nin Çayır ve Mera Bitkileri, T.C. Tarım ve Köyişleri Bakanlığı, Tarımsal Üretim ve Geliştirme Genel Müdürlüğü, Çayır Mera, Yem Bitkileri ve Havza Geliştirme Daire Başkanlığı.
- Arshad, N., Zitterl-Eglseer, K., Hasnain, S., Hess, M., 2008. Effect of *Peganum harmala* or its beta-carboline alkaloids on certain antibiotic resistant strains of bacteria and protozoa from poultry. *Phytother. Res.* 22, 1533–1538.
- Batish, D.R., Kaur, M., Singh, H.P., Kohli, R.K., 2007c. Phytotoxicity of a medicinal plant, *Anisomele indica*, against *Phalaris minor* and its potential use as natural herbicide in wheat fields. *Crop Protect.* 26, 948–952.
- Baytop, T. 1999. Herbal treatments in Turkey, (Past and Present) 2. Baskı, [Türkiye'de Bitkilerle Tedavi (Gecmiste ve Bugün)] Nobel Tıp Kitapevleri Ltd. Sti., İstanbul Turkey, (In Turkish) 1: 35-90
- Bitchagno, G.T.M., El Bouhssini, M., Mahdi, I., Ward, J.L., Sobeh, M., 2022. Toward the Allelopathy of *Peganum* sp. and Related Chemical Constituents in Agriculture, *Froniers Plant Science*, 12:796103.
- Chatterjee, A. ve Prakshi, S. C., 1997. The treatise on India medicinal plants. NISCOM, CSIR, New Delhi, 3:109.
- Chopra, R.N., Nayar, S.L., Chopra, I.C., 1986. Glossary of Indian Medicinal Plants (including the supplement). Publisher Council of Scientific and Industrial Research, New Delhi.
- Ehlers, B.K. and Thompson, J., 2004. Do co-occurring plant species adapt to one another? The response of *Bromus erectus* to the presence of different *Thymus vulgaris* chemotypes. *Oecologia* ;141(3):511-8
- Ertuğrul, Ö., Yılar, M., Kır, H., Kömekçi, C., 2022. Some physical, chemical, and germination properties of *Peganum harmala* L. seeds. *Journal of Food Process Engineering*, 45(2):e13967.
- Farajollahi, A., Tavili, A., Gholinejad, B., Darini, J., Pouzesh, H., 2013. Investigation and Compare the Allelopathic Effects for Different Tissues of *Peganum harmala* in Different Amounts on the *Bromus tectorum* Germination and Growth Characteristics. *ECOPERSIA*, 1(1):53-62.
- Goel, N., Singh, N., Saini, R., 2009. Efficient *in vitro* multiplication of Syrian Rue (*Peganum harmala* L.) using 6-benzylaminopurine pre-conditioned seedling explants. *Nature and Science*, 2009;7(7):129-134
- Hajji, A., Bnejdi, F., Saadoun, M., Ben Salem, I., Nehdi, I., Sbihi, H., Alharthi, F.A., El Bok, S. 2020. Boughalleb-M'Hamdi, N. High reserve in delta-Tocopherol of *Peganum harmala* seeds oil and antifungal activity of oil against ten plant pathogenic fungi. *Molecules* 2020, 25(19),

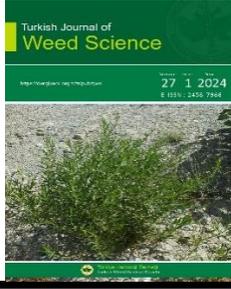
- Khanh, T.D., Elzaawely, A.A., Chung, I.M., Ahn, J.K., Tawata, S., Xuan, T.D., 2007. Role of allelochemicals for weed management in rice. *Allelopathy Journal*, 19, 85–96
- Kirtikar, K. R. and Basu, B. D. 1995. *Indian medicinal plants* (International book distributors, Deharadun, India.:1- 456.
- Kordali, S., Cakir, K., Akcinc, T.A., Meted, E., Akcine, A., Aydinb, T., Kilic, H., 2009. Antifungal and herbicidal properties of essential oils and n-hexane extracts of *Achillea gypsicola* Hub-Mor. and *Achillea biebersteinii* Afan (Asteraceae). *Ind. Crop Prod.* 29, 562–570.
- Macías, F.A., Chinchilla, N., Varela, R.M., Molinillo, J.M.G., 2006. Bioactive steroids from *Oryza sativa* L. *Steroids* 71, 603–608.
- Monsef, H.R., Ghobadi, A., Iranshahi, M., Abdollahi, M., 2004. Antinociceptive effects of *Peganum harmala* L. alkaloid extract on mouse formalin test. *J. Pharm. Pharmaceut.Sci.* 7, 65–69.
- Oerke, E.C., Dehne, H.W., Schonbeck, F., Weber, A., 1995. *Crop Production and Crop Protection: Estimated Losses in Major Food and Cash Crops*. Elsevier Science B.V., Amsterdam.
- Önen, H. 2003. Bazı bitkisel uçucu yağların biyoherbisidal etkileri, *Türkiye Herboloji Dergisi*, 6(1), 39-47.
- Pandey, D.K., Tripathi, N.N., Tripathi, R.D., Dixit, S.N., 1982. Fungitoxic and phytotoxic properties of essential oil of *Hyptis suaveolens*, *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz*, 89, 344-349. *Management Journal*, Vol. 22, No. 11, 1775-1782.
- Prashanth, D., and John, S. 1999. Antimicrobial Activity of *Peganum harmala*. *Fitoterapia*; 70: 438-439.
- properties of *Parthenium hysterophorus* residues. *Agric. Ecosyst. Environ.* 95, 537–541.
- Ratsch, C., 1992. *The Dictionary of Sacred and Magical Plants*, ABC-CLIO Press, Oxford, pp. 158, 1992.
- response of *Bromus erectus* to the presence of different *Thymus vulgaris* chemotypes. *Oecologia*, 141: 511-518.
- Robles, C., Bonin, G. and Garzino, S., 1999. Autotoxic and allelopathic potentials of *Cistus albidus* L. *Comptes Rendus de l'Academie des Sciences Serie IIISciences de La vie.*,322: 677-685.
- Sarpeleh, A., Sharifi, K., Sonbolkar, A., 2009. Evidence of antifungal activity of wild rue (*Peganum harmala* L.) on phytopathogenic fungi *J. Plant Dis. Prot.*, 116, 208-213.
- Shao, H., Huang, X., Zhang, Y., Zhang, C., 2013. Main Alkaloids of *Peganum harmala* L. and Their Different Effects on Dicot and Monocot Crops. *Molecules* , 18, 2623-2634.
- Singh, H.P., Batish, D.R., Kohli, R.K., 2003c. Allelopathic interactions and allelochemicals: new possibilities for sustainable weed management. *Crit. Rev. Plant Sci.* 22, 239–311.
- Sobhani, A. M., Ebrahimi, S. A. and Mahmoudian, M. An *in vitro* evaluation of human DNA topoisomerase I inhibition by *Peganum harmala* L. seeds extract and its beta carboline alkaloid. *Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Science* 2002; 5: 19-23.
- Sodaeizadeh, H., Rafieiolhossaini, M., Havlik, J., Van Damme, P., 2009. Allelopathic activity of different plant parts of *Peganum harmala* L. and identification of their growth inhibitors substances. *Plant Growth Regul.* 59, 227–236.
- Sodaeizadeh, H., Rafieiolhossaini, M., Van Damme, P., 2010. Herbicidal activity of a medicinal plant, *Peganum harmala* L., and decomposition dynamics of its phytotoxins in the soil. *Industrial Crops and Products* 31: 385–394.
- Tafti, M.M., Farhoudi, R., Rabiee, M., Rasifar, M., 2011. Allelopathic effect of harmel (*Peganum Harmala* L.) on germination and growth of three weeds. *Iranian Journal of Medicinal and Aromatic Plants*, Vol. 27(1): 135-146
- Sharma, P. V. *The Ayurvedic series – (3) – Dravyaguna-vijnana*, 2 (Chukhambha Bharti Academy, Varanasi, India 1988: 607.
- Yılar M, Bayar Y, Abacı Bayar AA, Genc N (2020). Chemical composition of the essential oil of *Salvia bracteata* Banks and the biological activity of its extracts: antioxidant, total phenolic, total flavonoid, antifungal and allelopathic effects. *Botanica Serbica* 44 (1): 71-79.
- Yılar, M., Bayar, Y., 2023. Lc-Ms/Ms Analysis Of Phenolic Compounds, Antifungal and Allelopathic Potential of *Salvia ceratophylla* L. Collected from Türkiye, *Environmental Engineering and Management Journal*, Vol. 22, No. 11, 1775-1782.
- Zeng, R.S., Mallik, A.U. and Luo, S.M. 2008. Allelopathy in forested ecosystems. In: Zeng, R.S., Mallik, A.U. and Luo, S.M., Eds., *Allelopathy in Sustainable Agriculture and Forestry*, Springer, New York, 363-377.

©Türkiye Herboloji Derneği, 2024

Geliş Tarihi/ Received: Mart/March, 2024
Kabul Tarihi/ Accepted: Mayıs/May, 2024

To Cite: Yılar and Bayar (2024), Assessment of Antifungal and Phytotoxic Properties of *Peganum harmala* L. Extracts on Cultivated Plants And Pathogenic Fungi, , Turk J Weed Sci, 27(1):2024: 1 - 8.

Alıntı İçin: Yılar and Bayar (2024). Assessment of Antifungal and Phytotoxic Properties of *Peganum harmala* L. Extracts on Cultivated Plants And Pathogenic Fungi, Turk J Weed Sci, 27(1):2024: 1 - 8.



Available at: <https://dergipark.org.tr/tr/pub/tjws>

Turkish Journal of Weed Science

©Turkish Weed Science Society



Araştırma Makalesi/Research Article

Andız Otu (*Inula viscosa* L.) ve Kokar Ağaç (*Ailanthus altissima* (Miller) Swingle) Özütlelerinin Bazı Yabancı Ot Tohumlarının Çimlenmeleri Üzerine Allelopatik Etkileri

Hacer HORUZ¹, İlhan ÜREMİŞ^{2*}

1-Hatay Mustafa Kemal Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü-Hatay, Türkiye Orcid: 0000-0002-5479-6310

2- Hatay Mustafa Kemal Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü-Hatay, Türkiye Orcid: 0000-0001-5937-9244

*Corresponding author: iuremis@yahoo.com

ÖZET

Bu çalışmada Asteraceae familyasından *Inula viscosa* (L.) Aiton (Andız otu; INUVI) ve Simurabuceae familyasından *Ailanthus altissima* (Mill.) Swingle (kokar ağaç; AILAL)'ın çiçekli ve çiçeklenme öncesi dönemlerinde, yaprak, gövde ve köklerinden elde edilen ve 6 ml/petri dozda uygulanan farklı (%1, %2, %4, %8 ve %16) yoğunluktaki özütlelerin; *Amaranthus retroflexus* L. (kırmızı köklü tilki kuyruğu; AMARE), *Avena sterilis* L. (kısır yabancı yulaf; AVEST), *Echinochloa colonum* (L.) Link (benekli darıcan; ECHCO), *Hirchfeldia incana* (L.) Lagr. Foss. (dev hardal; HIRIN), *Portulaca oleracea* L. (semizotu; POROL) ve *Sinapis arvensis* L. (yabani hardal; SINAR)'e karşı allelopatik etkinliği araştırılmıştır. Çalışma, 3 tekerrürlü ve 2 tekrarlamalı olarak bölünmüş parseller deneme desenine göre kurulmuştur. Elde edilen sonuçlara göre bitki özütlelerinin allelopatik etkinliği artan dozlara paralel olarak; yabancı otların tohum çimlenmesini önemli düzeyde engellediği görülmüştür. Kullanılan tüm özütlere karşı *S. arvensis* oldukça hassas olmasına rağmen diğerlerinin daha dayanıklı olduğu saptanmıştır. Buna göre; yapılan probit analiz sonuçlarından hesaplanan LD₅₀ değerlerine göre farklı uygulamalardan elde edilen sonuçlara bakıldığında, özütlelerin en etkili olduğu yabancı otlar ve dozları (ml/petri): IYF (çiçekli dönemde andız otu yaprak) özütü için SINAR (0.001); IYL (çiçekli dönem öncesi andız otu yaprak) özütü HIRIN ve SINAR (0.001); AYF (çiçekli dönemde kokar ağaç yaprak) özütü için SINAR (0.645); AYL (çiçekli dönem öncesi kokar ağaç yaprak) özütü için POROL (0.029); AGF (çiçekli dönemde kokar ağaç gövde) özütü için SINAR (0.257); AGL (çiçekli dönem öncesi kokar ağaç gövde) özütü için AMARE (0.500); AKF (çiçekli dönemde kokar ağaç kök) özüt uygulaması için SINAR (0.577); AKL (çiçekli dönem öncesi kokar ağaç kök) özütünde ise SINAR (0.813)'dir. Probit analiz sonuçlarından hesaplanan LD₅₀ değerlerine göre yabancı ot tohumlarının en hassas oldukları özütleler: AMARE, AVEST için IYF; ECHCO için AGF; HIRIN için IYL; POROL için ise AYL; SINAR için IYF ve IYL'dir.

Anahtar Kelimeler: *Inula viscosa*, *Ailanthus altissima*, yabancı ot tohumu, allelopatik etki, özüt

Allelopathic Effects of False Yellowhead (*Inula viscosa* L.) And Tress of Heaven (*Ailanthus altissima* (Miller) Swingle) Extracts On The Germination of Some Weed Seeds

ABSTRACT

In this study, the effects of extracts with different concentrations (1%, 2%, 4%, 8% and 16%) obtained from the leaves, stems and roots of *Inula viscosa* (L.) Aiton (false yellowhead; INUVI) from the Asteraceae family and *Ailanthus altissima* (Mill.) Swingle (tree of heaven; AILAL) from the Simurabuceae family, applied at a dose of 6 ml/petri, in flowering and before flowering stages on some weeds; *Amaranthus retroflexus* L. (redroot pigweed; AMARE), *Avena sterilis* L. (sterile wild oat; AVEST), *Echinochloa colonum* (L.) Link. (awnless barnyardgrass; ECHCO), *Hirchfeldia incana* (L.) Lagr. Foss. (hoary mustard; HIRIN), *Portulaca oleracea* L. (common purslane; POROL) and *Sinapis arvensis* L. (charlock; SINAR) were investigated. The study was established according to a split-plot experimental design with 3 replications and 2 replications. According to the results obtained, plant extracts have significantly inhibited the seed germination of weeds in parallel with increasing doses (1%, 2%, 4%, 8% and 16%). Although *S. arvensis* were very sensitive to all the extracts used, others were found to be more resistant. Accordingly, When the results obtained from different applications were examined according to the LD₅₀ values calculated from the probit analysis results, the most effective weeds and their doses (ml/petri): SINAR (0.001) for IYF (leaf of false yellowhead in flowering stage) extract; HIRIN and SINAR (0.001) for IYL (leaf of false yellowhead before flowering stage) extracts; SINAR (0.645) for AYF (leaf of tree of heaven in flowering stage) extract; POROL (0.029) for AYL (leaf of tree of heaven before flowering stage) extract; SINAR (0.257) for AGF (stem of tree of heaven in flowering stage) extract; AMARE (0.500) for AGL (stem of tree of heaven before flowering stage) extract; SINAR (0.577) for AKF (root of tree of heaven in flowering stage) extract application; and SINAR (0.813) in AKL (root of tree of heaven before flowering stage) extract. According to the LD₅₀ values calculated from the probit analysis results, the extracts to which the weed seeds are most sensitive are: AMARE, IYF for AVEST; AGF for ECHCO; IYL for HIRIN; AYL for POROL; IYF and IYL for SINAR.

Key Words: *Inula viscosa*, *Ailanthus altissima*, weed seeds, allelopathic effect, extracts

GİRİŞ

Günümüzde hızlı nüfus artışı, tarım alanlarının yerleşim ve sanayiye açılması, tarımsal üretimde yeterli verim ve kalite elde edebilmek için daha fazla su, gübre, enerji ve pestisit kullanımını zorunlu kılmaktadır. Artan nüfusun beslenme ve diğer ihtiyaçlarını karşılayabilmek için tarımsal üretimin maksimum fayda sağlayacak şekilde yapılması gerekmektedir. Bu kapsamda günümüz bilinçli insanının hedefi, ekolojik dengeleri bozmadan, birim alandan olabildiğince fazla ve yüksek kaliteli ürün elde etmektir. Bu hedefe ulaşırken, ürünlerin hastalık, zararlı ve yabancı otların etkilerinden ekonomik ölçülerde korunması ve tarımsal mücadelenin entegre zararlı yönetimi (IPM) ilkelerine uygun olarak yürütülmesi önemlidir. Bu bağlamda sürdürülebilir tarım uygulamalarının benimsenmesi, gelecekteki gıda güvenliği ve ekosistem sağlığı açısından büyük önem taşımakta olup, bu üretimin mevcut ekosisteme zarar vermeden gerçekleştirilmesi önemlidir (Üremiş ve ark., 2023a ve b).

Tarımsal üretimde bitki hastalık ve zararlılarıyla birlikte yabancı otlar, ürün kalite ve verimini önemli ölçüde azaltmaktadır. Yabancı otlarla mücadelede birçok yöntem olmasına rağmen, kimyasal mücadele yüksek etkinliği, hızlı sonuç vermesi ve bilinçli kullanıldığında ekonomik olması gibi sebeplerle en fazla tercih edilen yöntemdir. Ancak, çevresel etkileri ve insan sağlığı üzerindeki potansiyel olumsuz etkileri göz önünde bulundurularak, kimyasal mücadelenin dikkatli bir şekilde uygulanması gerekmektedir. Herbisitlerin bilinçli ve kontrollü kullanımı, çevresel etkilerin en aza indirilmesi ve sürdürülebilir tarım uygulamalarının desteklenmesi açısından gereklidir. Bu bağlamda, entegre zararlı yönetimi ilkeleri çerçevesinde kimyasal mücadele, biyolojik, fiziksel ve kültürel mücadele yöntemleri ile birlikte kullanılmalıdır (Uludağ ve ark., 2018). Yabancı otların kontrol altına alınması, tarımsal verimliliği ve ürün kalitesini artırmak için kritik bir öneme sahip olup yabancı otlarla mücadelede kullanılan kimyasalların büyük kısmını herbisitlerin kullanım miktarı ülkeden ülkeye büyük farklılıklar göstermektedir. Az gelişmiş ülkelerde tüm pestisitler içerisindeki herbisitlerin payı yaklaşık %10 iken, gelişmekte olan ülkelerde bu oran %25-30'a, gelişmiş ülkelerde ise %50-55'lere ulaşmaktadır. Türkiye'de herbisitlerin pestisitler içindeki payı %30 düzeyindedir (Erkin ve Kişmir, 1996; Gönen ve ark.,

1996; Delen ve ark., 2005). Ülkemizde yıllık pestisit tüketimi yaklaşık 200 milyon Euro olup, herbisit kullanımının 55-60 milyon Euro olduğu tahmin edilmektedir. Bu veriler, yabancı otlarla mücadelede herbisitlerin ekonomik ve tarımsal önemini vurgulamaktadır.

Yabancı ot mücadelesinde kullanılan kimyasallar çevre ve insan sağlığı üzerinde olumsuz etkilere yol açmakta ve bu tehlike giderek artmaktadır (Kropff ve Walter, 2000). Hatalı seçilen ve yanlış zamanda uygulanan kimyasallar, ürünlerde ilaç kalıntısı sorununa neden olmaktadır. Bu durum, ürünlerin ihraç edildiği noktalardan geri dönüşüne ve dolayısıyla ülke ekonomisinde kayıplara sebep olmaktadır. İç piyasada tüketilen ilaç kalıntılı ürünler ise, insan sağlığı üzerinde kısa veya uzun vadede geri dönüşü olmayan sorunlara yol açabilmektedir. Sentetik herbisitlerin sürekli olarak yüksek dozlarda kullanılması çevre kirliliğine neden olmakta, herbisitlere dirençli yabancı otların sayısının artmasına, ekonomik zararlı olmayan türlerin zamanla baskın hale gelmesine, biyolojik zenginliğin azalmasına ve kültür bitkilerinde fitotoksiste oluşumuna yol açmaktadır. Ayrıca, bu durum birçok başka olumsuz etkiyi de beraberinde getirmektedir. Son zamanlarda, çevre dostu pestisitlerin kullanımı ve bu pestisitlerin tarım ürünü ihracatını etkileyen standartlara uygun olarak kullanılması gerektiği önemle vurgulanmaktadır. Bu doğrultuda, gelişmiş ülkelerdeki düzeyde ve bilinçli bir şekilde pestisit kullanım standartlarının benimsenmesi gerekmektedir (Delen ve ark., 2005).

Tarımın sürdürülebilirliğini sağlamak için gıda güvenliğini korumak, dayanıklılık oluşumunu engellemek, çevre kirliliğini önlemek ve kimyasal yöntemlere alternatif yöntemler araştırıp uygulamak zorunluluk haline gelmiştir (Tekeli ve ark., 2006). Son yıllarda, pestisit kullanımını tamamen ortadan kaldıran veya mümkün olduğunca azaltan alternatif mücadele yöntemleri üzerinde çalışmalar yoğunlaşmıştır. Bu alternatif yöntemlerden biri de allelopatik maddelerin (allelkimyasalların) kullanımınıdır. Allelopatik maddeler, yabancı otların, bitki hastalıklarının ve zararlılarının mücadelesinde etkili bir araç olarak öne çıkmaktadır (Özdemir, 2007; Özdemir ve Üremiş, 2013; Özdemir ve Üremiş, 2019). Allelopati, bazı bitkilerin diğer bitkiler üzerinde kimyasal bileşikler yoluyla inhibe edici veya öldürücü etkiler oluşturmaları olarak tanımlanabilir.

Allelopatik maddelerin tarımda kullanımı, kimyasal pestisitlerin olumsuz etkilerini azaltmaya yardımcı olabilir. Bu maddeler, çevre dostu özellikleri sayesinde hem ekosistem üzerinde daha az olumsuz etki yaratmakta hem de sürdürülebilir tarım uygulamalarının desteklenmesine katkı sağlamaktadır (Uludağ, 2006; Uludağ ve ark., 2017).

Türkiye florasında 10.000'den fazla bitki türü bulunmakta olup, bunların yaklaşık 3400'ü endemiktir (Davis, 1965-1988; Güner ve ark., 2000; Erik ve Tanıkahya, 2004). Çevreyi ve genetik kaynakları korumak için allelopatik ilişkilerin bilinmesi büyük önem taşımaktadır. Brassicaceae, Lamiaceae, Leguminosae, Apiaceae, Asteraceae gibi birçok bitki familyasına ait bitkilerin allelopatik etkileri belirlenmiştir (Uygur ve ark., 1990; Sözeri ve Ayhan, 1997; Karaaltın ve ark., 1999; Doğan, 2004; Üremiş, 2006; Özdemir, 2007; Üremiş ve ark., 2014). Bu konudaki önemli bitki familyalarından biri de Asteraceae (Compositae) familyasıdır (Kadioğlu, 2004). Asteraceae familyasına ait bitkilerin yüksek allelopatik etki göstermeleri nedeniyle, gerek Türkiye'de gerekse yurt dışında çok sayıda çalışma yapılmıştır (Arslan ve ark., 2005; Üremiş ve ark., 2005). Bu çalışmada ele alınan andız otu (*Inula viscosa* (L.) Aiton), Compositae familyasından, kıraç alanlarda ve boş alanlarda görülen çok yıllık otsu bir bitkidir. Andız otunun bazı böceklerle karşı repellent etkisi bulunmakta ve son zamanlarda tıbbi olarak da önem kazanmaktadır (Topakçı ve ark., 2005). Ayrıca, yabancı otlara karşı allelopatik etkileri bulunmaktadır. *Inula*'nın toprak üstü kısımlarından hazırlanan özütlerin, bazı yabancı ot tohumlarının çimlenmesi ve gelişimi üzerinde etkili olduğu belirlenmiştir (Omezzine ve ark., 2011a; Omezzine ve ark., 2011b; Dor ve Hershenhorn, 2012; Bayhan ve ark., 2017). Bir diğer ele alınan bitki ise kokar ağaç (*Ailanthus altissima* (Miller) Swingle) olup, Simaroubaceae familyasında yer almaktadır. Zarif şekilde kıvrılmış dalları ve çekici çiçekleriyle dikkat çeken bu ağaç, istilacı karakterdedir (Mamıkoğlu, 2007; Uludağ, 2015). Kokar ağacının allelopatik potansiyeli ile ilgili oldukça az çalışma bulunmaktadır. Özellikle kökleri,

gövdesi ve yapraklarından elde edilen özütlerin, çok sayıdaki yabancı ot üzerinde etkili olduğu bilinmektedir (Heisey, 1990; Small ve ark., 2010; Bostan ve ark., 2014; Sladonja ve ark., 2014; Bagheri ve Cici, 2015; Üremiş ve ark., 2017a, 2017b). Bu çalışmalar, allelopatik bitkilerin tarımsal zararlılarla mücadelede kullanılmasının potansiyel faydalarını ortaya koymakta ve çevre dostu tarım uygulamalarının geliştirilmesine katkı sağlamaktadır. Çalışmaların sonuçları, allelopatik bitki özütlerinin yabancı otların kontrolü ve tarımsal üretimin sürdürülebilirliği açısından potansiyel birer çevre dostu alternatif olabileceğini göstermektedir. Bu doğrultuda, çevre dostu mücadele yöntemlerinin geliştirilmesi, tarımın sürdürülebilirliği ve ekosistem sağlığı açısından büyük önem taşımaktadır.

Bu çalışmada, andız otu (*Inula viscosa* (L.) Aiton) ve kokar ağaç (*Ailanthus altissima* (Miller) Swingle)'ın yapraklı ve çiçekli dönemler dönemlerinde toplanan yaprak, gövde ve köklerinden elde edilip farklı konsantrasyonlarda (%1, %2, %4, %8 ve %16) hazırlanan özütlerin, tarım alanlarında yaygın olarak görülen *Amaranthus retroflexus* L. (kırmızı köklü tilki kuyruğu), *Avena sterilis* L. (kısır yabani yulaf), *Echinochloa colonum* (L.) Link (benekli darıcan), *Hirchfeldia incana* (L.) Lagr. Foss. dev hardal), *Portulaca oleracea* L. (semizotu) ve *Sinapis arvensis* L. (yabani hardal) tohumlarının çimlenmelerine etkileri ele alınmıştır.

MATERYAL VE YÖNTEM

Materyal

Çalışmanın ana materyalini *Ailanthus altissima* (Mill.) Swingle (kokarağaç) (AILAL) ve *Inula viscosa* (L.) Aiton (andız otu) (INUVI)'ndan elde edilen özütler ile *Amaranthus retroflexus* L. (AMARE) (kırmızı köklü tilki kuyruğu), *Avena sterilis* L. (AVEST) (kısır yabani yulaf), *Echinochloa colonum* (L.) Link (ECHCO) (benekli darıcan), *Hirchfeldia incana* (L.) Lagr. Foss. (HIRIN) (dev hardal), *Portulaca oleracea* L. (POROL) (semizotu) ve *Sinapis arvensis* L. (SINAR) (yabani hardal) tohumları oluşturmuştur.

Yöntem

Özütlerin Hazırlanması

Ailanthus altissima (Mill.) Swingle (kokarağaç)'nın kök, gövde ve yaprakları Mayıs 2016 tarihinde (yapraklı dönem) ve Ekim 2016 tarihinde (çiçekli-meyveli dönem) doğal olarak yetiştiği alanlardan elde edilmiştir. Her iki dönem için ayrı ayrı olarak, kök eldesi için kokarağaç fidanları ilgili döneminde kökleriyle beraber söküldükten sonra kök boğazından kesilerek kökler gövdeden ayrılmıştır. Yaprak için ise örnekler laboratuvara getirildikten sonra yapraklar yaprak saplarından sıyrılmıştır. Bu işlemlerden sonra işlemlerden arta kalan gövde, dal ve yaprak sapları bir arada olacak şekilde ayrıca değerlendirilmiştir. Elde edilen materyale (kök, yaprak ve gövde) kurutulmaya başlanmadan önce yüzey sterilizasyonu (%10 hipoklorit 15 dakika, takiben 3 kere bol suyla temizleme) uygulanmıştır. Daha sonra örnekler laboratuvarında 25 °C de kurutulmuştur. Kurutulan bitkisel materyal bitki öğütme değirmeni ile öğütülerek toz haline getirilmiştir. Toz haline getirilen örnekler plastik poşetlerde +4 °C de buzdolabında çalışmalarda kullanılmak üzere saklanmıştır. Böylelikle bitkinin farklı dönemlerine ait toz (kök, yaprak ve gövde) haline getirilen üç kısım elde edilmiştir. Çalışmada kullanılacak %1, %2, %4, %8 ve %16 oranında özütler elde etmek için önceden hazırlanan bitki tozlarından 1000ml saf su içerisinde 10, 20, 40, 80 ve 160 gram ağırlıkta cam kap içine konulmuş ve çalkalayıcıda 24 saat çalkalandıktan sonra ince tülde geçirilmiştir. Özütler daha sonra kaba filtre kağıdında süzülerek katı artıklar uzaklaştırılmış ve santrifüjde 4000 rpm hızında 15 dakika süre döndürülerek katı artıklardan tamamen ayrıştırılmıştır. Bu işlemlerden sonra özütler cam kap içerisine konulmuş ve 24 saat UV'de bırakılmıştır. Bu işlemleri takiben bitki özütleri plastik kaplara alınmış ve denemede kullanıncaya kadar derin dondurucuda saklanmıştır.

Inula viscosa (L.) Aiton (andız otu)'un toprak üstü kısmı Mayıs 2016 tarihinde (yapraklı dönem) ve Ekim 2016 tarihinde (çiçekli dönem) doğal olarak yetiştiği alanlardan elde edilmiştir. Her iki

dönem için ayrı ayrı olarak, andız otu bitkileri hemen toprak üstünden ilgili döneminde gövdesiyle beraber alınmıştır. Daha sonra yaprakların eldesi için örnekler laboratuvara getirildikten sonra yapraklar yaprak saplarından sıyrılmıştır. Elde edilen yapraklara, kurutulmaya başlanmadan önce yüzey sterilizasyonu (%10 hipoklorit 15 dakika, takiben 3 kere bol suyla temizleme) uygulanmıştır. Daha sonra örnekler laboratuvarında 25 °C de kurutulmuştur. Kurutulan bitkisel materyal bitki öğütme değirmeni ile öğütülerek toz haline getirilmiştir. Toz haline getirilen örnekler plastik poşetlerde +4 °C de buzdolabında çalışmalarda kullanılmak üzere saklanmıştır. Böylelikle bitkinin farklı dönemlerine ait toz haline getirilen kısım elde edilmiştir. Çalışmada kullanılacak %1, %2, %4, %8 ve %16 oranında özütler elde etmek için önceden hazırlanan bitki tozlarından 1000 ml saf su içerisine 10, 20, 40, 80 ve 160 gram ağırlıkta cam kap içine konulmuş ve çalkalayıcıda 24 saat çalkalandıktan sonra ince tülde geçirilmiştir. Özütler daha sonra kaba filtre kağıdında süzülerek katı artıklar uzaklaştırılmış ve santrifüjde 4000rpm hızında 15 dakika süre döndürülerek katı artıklardan tamamen ayrıştırılmıştır. Bu işlemlerden sonra özütler cam kap içerisine konulmuş ve 24 saat UV'de bırakılmıştır. Bu işlemleri takiben bitki özütleri plastik kaplara alınmış ve denemede kullanıncaya kadar derin dondurucuda saklanmıştır.

Tohumların Temin Edilmesi

Çalışmada kullanılan yabancı otlardan; AMARE, ECHCO ve POROL tohumları 2016 yılının Eylül - Ekim aylarında Hatay'da; mısır tarlarından, AVEST, HIRIN ve SINAR tohumları ise 2016 yılının Mayıs ayında buğday tarlalarından toplanmıştır. Yabancı ot tohumlarının olgunlaşmış başakları ve meyveleri elle toplanmış, laboratuvarında tohumları çıkarılmıştır. Elde edilen tohumlar daha sonra gölgede kurutulmuş olup dormansileri kırıldıktan sonra (Buhler ve Hoffman, 1999) çalışmada kullanıncaya kadar +4 °C'de buzdolabında saklanmıştır.

Çimlendirme Çalışmaları

Çalışmalar, Mustafa Kemal Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü laboratuvarlarında yürütülmüştür. Denemeye başlamadan önce denemede kullanılacak olan tohumların patojenlerle bulaşık olma ihtimali düşünülerek tüm tohumlara yüzey sterilizasyonu uygulanmıştır. Bunun için tohumlar kullanılmadan önce %1'lik sodyum hipokloritte 5 dakika bırakıldıktan sonra beş defa saf su ile yıkanıp filtre kağıtları üzerinde oda sıcaklığında steril kabinde kurutulmuştur (Baltepe ve Mert, 1973). Eylül 2017'de çimlendirme çalışmalarına başlanmıştır. Kokarağaç ve andız otu özütlerinin uygulanacağı çimlendirme çalışmalarında, 2 kat filtre kağıdına sahip sterilize edilmiş 9 cm'lik petrilere sağlam görünüşlü, dormansisi kırılmış 50 adet yabancı ot tohumu konulmuştur. Her bitkiye ait %1, %2, %4, %8 ve %16 dozlarındaki özütler 6 ml/petri uygulanmıştır. Kontrol olarak kullanılacak petrilere sadece 6 ml saf su konulmuştur.

Hazırlanan petrilere optimum çimlenme sıcaklığına ayarlanmış çimlendirme kabinlerine yerleştirilmiştir. Çalışmada kullanılan çimlendirme kabinleri; AMARE, ECHCO ve POROL için, 12 saat 28 °C sıcaklık ve tamamen karanlık/ 12 saat 32 °C sıcaklık, 8 saati %33 ve 4 saati ise %100 ışıklandırılmalı olarak ayarlanmıştır. Kültür bitkilerinden mısır için 25 °C sıcaklık ve tamamen karanlık; AVEST, HIRIN ve SINAR, için 23 °C sıcaklık 12 saat tamamen karanlık / 12 saat aydınlık olarak ayarlanmıştır. Petrilere 7. günde, sayım yapılmış olup en az 0.5 cm'e ulaşan tohumlar çimlenmiş kabul edilmiştir (Uygur, 1985).

Çimlendirme çalışmaları 3 tekerrürlü ve 2 tekrarlamalı olarak bölünmüş parseller deneme desenine göre kurulmuştur. Çalışmada ana parselleri özütler, alt parselleri ise bunların dozları oluşturmuştur. Yapılan istatistik analize göre iki

tekrarlama arasında istatistiki olarak fark görülmediğinden veriler birleştirilerek kullanılmıştır. Çimlenme engelleme oranı aşağıdaki formüle göre hesaplanmıştır.

$$\text{Çimlenme Engelleme Oranı (\%)} = [(K - U)/K] \times 100$$

K: Kontrolde çimlenme (adet)

U: Özüt uygulanan tohumlarda çimlenme (adet)

İstatistik Analizler

Sonuçlara SPSS istatistik programında (ANOVA) istatistiki analiz uygulanmış, elde edilen ortalama değerler arasındaki farklılıklara Duncan Çoklu Karşılaştırma Testi ($P \leq 0.05$) kullanılmış ve gruplandırılmıştır. Ayrıca, probit analizleri ile eğri tahminleri yapılmış, her uygulama için LD₅₀ ve LD₉₀ (tohumların % 50 ve % 90'ını öldüren en düşük doz) değerleri hesaplanmıştır.

BULGULAR

Çalışmada *Inula viscosa* (L.) Aiton (INUVI, andız otu)'nın iki farklı gelişme döneminde (Mayıs ayında çiçeklenme öncesi, IYL ve Ekim ayında çiçeklenme dönemi IYF) alınan yaprakları ile *Ailanthus altissima* (Mill.) Swingle (AILAL, kokarağaç)'nın aynı şekilde iki farklı gelişme döneminde (Mayıs ayında çiçeklenme öncesi ve Ekim ayında çiçeklenme dönemi) alınan yaprak (AYL ve AYF), gövde (AGL ve AGF) ve köklerinden (AKL ve AKF) elde edilen özütlerin farklı dozları (1, 2, 4, 8 ve 16 ml/petri) ile yapılan uygulamalar yabancı otlar ve kültür bitkilerinin tohumlarının çimlenmelerini farklı oranlarda etkilemiştir (Çizelge 1.). Yapılan uygulamalar yabancı ot tohumlarının çimlenmelerini farklı oranlarda etkilemiştir. Uygulamaların tamamında özütlerin dozu artıkça bunların çimlenme miktarları (adet/petri) azalmış ve dozlar arasında istatistiki farklılıklar oluşmuştur.

Çizelge 1. *Inula viscosa* ve *Ailanthus altissima* özütlerinin yabancı ot tohumlarının çimlenmelerine etkileri (adet/petri)

Uygulama	Yabancı Otlar	Dozlar					
		0 µl	1 µl	2 µl	4 µl	8 µl	16 µl
IYF	AMARE	A 44.3±2.2	B 17.5±2.7	B 16.5±1.9	B 12.8±2.2	C 1.2±0.4	D 0.2±0.2
	AVEST	A 43.2±1.7	AB 36.0±1.2	B 34.2±1.6	B 28.5±3.7	C 18.8±3.9	D 8.5±1.7
	ECHCO	A 41.7±1.4	B 18.8±3.6	B 18.3±1.0	B 15.8±2.7	B 13.2±2.3	C 0.8±0.4
	HIRIN	A 38.5±3.1	B 30.0±1.3	C 20.8±1.9	D 4.5±1.9	D 0.0±0.0	D 0.0±0.0
	POROL	A 48.8±0.2	B 35.7±3.8	BC 30.3±4.9	C 22.7±2.7	D 6.2±3.4	D 1.7±0.8
	SINAR	A 40.5±2.3	B 17.0±1.6	C 5.5±1.7	C 4.3±0.7	D 0.8±0.3	D 0.3±0.2
	IYL	AMARE	A 44.3±2.2	B 29.2±1.6	C 18.7±2.0	D 11.3±1.8	D 12.7±1.6
AVEST	A 43.2±1.7	B 28.0±2.6	B 25.3±1.7	B 27.0±2.7	C 14.7±2.2	C 9.7±2.3	
ECHCO	A 41.7±1.4	B 23.0±4.3	B 19.2±2.7	BC 16.5±1.7	C 11.5±1.6	D 0.0±0.0	
HIRIN	A 38.5±3.1	B 34.7±1.5	C 20.2±2.4	D 4.0±1.6	D 0.3±0.2	D 0.0±0.0	
POROL	A 48.8±0.2	B 35.2±1.4	C 28.5±4.5	D 10.7±2.4	E 3.8±1.7	E 1.8±0.8	
SINAR	A 40.5±2.3	B 12.5±1.3	B 10.0±1.2	C 4.0±0.9	C 0.8±0.3	C 0.5±0.3	
AYF	AMARE	A 44.3±2.2	B 15.5±1.9	BC 12.7±2.8	CD 8.7±2.3	DE 4.3±1.2	E 2.2±1.3
	AVEST	A 43.2±1.7	AB 38.8±2.2	B 36.7±1.9	C 29.8±2.0	D 15.0±2.1	E 9.2±1.9
	ECHCO	A 41.7±1.4	B 21.5±3.6	B 18.2±1.5	BC 16.0±1.8	CD 11.7±1.8	D 6.5±1.8
	HIRIN	A 38.5±3.1	B 20.3±1.9	C 15.5±1.6	D 0.0±0.0	D 0.0±0.0	D 0.0±0.0
	POROL	A 48.8±0.2	B 36.0±3.7	B 31.8±1.9	B 31.3±2.7	C 12.8±2.4	D 3.3±0.7
	SINAR	A 40.5±2.3	B 16.7±2.8	B 14.3±2.6	C 3.5±0.6	C 0.8±0.3	C 0.3±0.2
	AYL	AMARE	A 44.3±2.2	B 21.3±0.9	C 13.3±1.1	D 8.7±1.8	DE 6.5±1.8
AVEST	A 43.2±1.7	A 40.5±1.9	B 33.5±2.5	B 32.5±2.3	C 15.5±1.5	D 9.7±1.5	
ECHCO	A 41.7±1.4	B 20.2±2.5	BC 19.5±1.2	BC 15.8±1.5	C 14.7±1.7	D 7.8±0.9	
HIRIN	A 38.5±3.1	B 18.5±2.2	B 14.0±1.9	C 0.0±0.0	C 0.0±0.0	C 0.0±0.0	
POROL	A 48.8±0.2	B 37.0±2.9	B 37.3±2.1	B 31.5±2.3	C 18.8±4.9	D 0.2±0.2	
SINAR	A 40.5±2.3	B 10.3±1.9	BC 7.8±1.4	CD 5.0±1.2	D 1.2±0.5	D 1.7±0.49	
AGF	AMARE	A 44.3±2.2	B 19.0±1.3	C 12.7±2.2	CD 8.7±1.3	D 7.2±1.6	E 0.5±0.3
	AVEST	A 43.2±1.7	B 26.5±1.6	B 25.0±1.6	B 23.5±2.0	C 18.0±1.7	D 9.3±2.1
	ECHCO	A 41.7±1.4	B 24.8±2.2	C 17.5±2.4	C 12.5±3.2	C 11.7±1.3	D 3.3±1.2
	HIRIN	A 38.5±3.1	B 30.5±3.8	B 26.5±2.2	C 0.3±0.2	C 0.0±0.0	C 0.0±0.0
	POROL	A 48.8±0.2	B 6.5±0.9	B 5.3±0.9	C 3.0±0.6	C 2.7±0.7	C 1.0±0.3
	SINAR	A 40.5±2.3	B 14.7±2.4	C 9.8±1.4	D 1.7±0.3	D 0.8±0.3	D 0.7±0.2
	AGL	AMARE	A	B	BC	D	C

		44.3±2.2	31.0±1.8	26.2±1.9	15.3±2.1	24.0±1.0	13.7±3.0
	AVEST	A	B	B	B	B	C
		43.2±1.7	30.0±2.4	27.7±5.4	22.5±2.7	21.8±4.3	8.3±2.3
	ECHCO	A	B	B	B	B	C
		41.7±1.4	27.0±3.6	22.8±3.7	21.0±1.4	20.7±1.3	11.7±2.6
	HIRIN	A	B	B	C	C	C
		38.5±3.1	30.7±2.5	26.17±3.6	0.0±0.0	0.0±0.0	0.0±0.0
	POROL	A	A	AB	AB	AB	B
		48.8±0.2	44.2±4.5	36.8±3.5	38.3±1.8	37.2±3.1	28.0±6.6
	SINAR	A	B	B	C	C	C
		40.5±2.3	12.5±1.3	10.5±0.9	1.0±0.4	0.3±0.2	0.3±0.2
AKF	AMARE	A	B	B	BC	CD	D
		44.3±2.2	10.8±1.0	10.3±1.1	6.7±1.6	3.3±1.2	0.7±0.5
	AVEST	A	B	BC	BCD	CD	D
		43.2±1.7	16.2±1.3	12.8±2.9	12.3±1.3	9.3±2.1	7.0±0.8
	ECHCO	A	B	C	C	D	D
		41.7±1.4	22.5±1.1	14.7±2.5	11.8±1.9	1.8±0.7	0.0±0.0
	HIRIN	A	B	B	B	B	B
		38.5±3.1	0.7±0.7	0.2±0.2	0.5±0.3	0.7±0.7	0.7±0.3
	POROL	A	B	B	C	C	C
		48.8±0.2	28.7±1.6	27.5±1.8	12.7±3.7	9.8±2.5	11.7±2.9
	SINAR	A	B	B	B	B	B
		40.5±2.3	2.0±0.9	1.8±0.87	1.67±0.9	1.5±0.2	0.7±0.3
AKL	AMARE	A	B	BC	CD	DE	E
		44.3±2.2	11.5±1.9	10.3±1.3	6.5±2.2	2.8±1.1	1.2±0.7
	AVEST	A	B	BC	C	D	D
		43.2±1.7	19.0±0.6	15.2±1.6	11.7±2.1	4.0±1.1	2.2±0.8
	ECHCO	A	B	BC	C	C	D
		41.7±1.4	22.5±2.4	18.2±2.04	16.5±1.7	13.2±2.0	1.7±0.7
	HIRIN	A	B	B	B	B	B
		38.5±3.1	0.8±0.8	0.2±0.2	0.0±0.0	0.0±0.0	0.7±0.4
	POROL	A	B	B	B	B	B
		48.8±0.2	12.2±5.6	11.8±3.9	10.7±3.3	6.2±2.3	6.7±3.1
	SINAR	A	B	B	B	B	B
		40.5±2.3	2.8±1.3	2.3±0.6	1.7±0.6	1.0±0.4	1.3±0.5

* : Aynı satırda aynı büyük harflerle gösterilen dozlar arasında Duncan Çoklu Karşılaştırma Testine göre ($P \leq 0.05$) bir fark yoktur.

***Amaranthus retroflexus* L. (AMARE, Kırmızı köklü tilki kuyruğu)**

Yapılan uygulamalar *Amaranthus retroflexus* tohumlarının çimlenmelerini farklı oranlarda etkilemiştir. Buna göre: farklı dozlardaki özütle yapılan uygulamalara ait çimlenme miktarları incelendiğinde; Kontrolde (0 ml/petri) çimlenme miktarı 44.3±2.2 adet/petri olup, tüm uygulamalarda (IYF, IYL, AYF, AYL, AKF ve AKL) en yüksek çimlenme miktarı 1 ml/petri doz uygulaması ile, en düşük çimlenme miktarı ise 16 ml/petri doz uygulamasından elde edilmiştir. Buna göre uygulamalara göre en yüksek ve en düşük çimlenme miktarları (adet/petri) sırasıyla; IYF özütle 17.5±2.7 ve 0.2±0.2; IYL özütle 29.2±1.6 ve 10.5±0.5; AYF özütle 15.5±1.9 ve 2.2±1.3; AYL özütle 21.3±0.9 ve 2.3±1.3; AGF özütle 19.0±1.3 ve 0.5±0.3; AGL özütle

31.0±1.8 ve 13.7±3.0; AKF özütle 10.8±1.0 ve 0.7±0.5; AKL özütle 11.5±1.9 ve 1.2±0.7 elde edilmiştir.

AMARE tohumları üzerine uygulanan *Inula viscosa* ve *Ailanthus altissima* özütleleri uygulama dozları ve çimlenmenin engellenme oranı arasındaki ilişkiyi ortaya koymak için yapılan probit analiz sonucunda bu ilişkiyi en iyi şekilde ifade eden doz-çimlenme engelleme oranı arasındaki eğriye ait denklem elde edilmiştir. Özütlelerin AMARE tohumlarına yapılan uygulama dozları ile etki oranları arasındaki ilişkilerine bakılarak LD₅₀ ve LD₉₀ değerleri karşılaştırıldığında, IYF özütlelerinin LD₅₀ değerine göre 0.291 ml/petri dozunda, aynı zamanda LD₉₀ değerine göre de 5.148 ml/petri dozunun etkili sonucu verdiği görülmektedir. Ayrıca, AMARE'ye en az etkili olan ise AYF (LD₅₀: 3.908 ml/petri) ve LD₉₀: 246.089 ml/petri)'dir (Çizelge 2.).

Yapılan probit analizleri sonucunda bu ilişkiyi en iyi şekilde ifade eden doz-çimlenme engelleme oranı arasındaki eğriye ait denklem elde edilmiştir. Özütlere ECHCO tohumlarına yapılan uygulama dozları ile etki oranları arasındaki ilişkilere bakılarak LD₅₀ değerleri karşılaştırıldığında, AGF özütünün LD₅₀ değerine

göre 1.206 ml/petri dozunda en etkili sonucu verdiği belirlenmiştir. Aynı şekilde LD₉₀ değerleri karşılaştırıldığında, IYF özütünün LD₉₀ değerine göre 6.253 ml/petri dozunun en etkili sonucu verdiği görülmektedir. Ayrıca, ECHCO'ya en az etkili olan ise AYF (LD₅₀: 3.823 ml/petri) ve LD₉₀: 306.567 ml/petri)'dir (Çizelge 4.).

Çizelge 4. *Echinochloa colonum* tohumlarının çimlenmesinde uygulama dozu ile farklı uygulamaların etkileri arasındaki ilişki ve LD₅₀ ile LD₉₀ değerleri

Yabancı Otlar	LD ₅₀	LD ₉₀	DF	Slope (±SE)	χ^2	P	Y
IYF	1.293	6.253	3	6.178 (±0.303)	4.716	0.194	-0.209+1.872x
IYL	1.579	22.916	3	4.782 (±0.231)	6.782	0.079	-0.219+1.103x
AYF	3.823	306.567	3	3.209(±0.210)	1.904	0.592	-0.392+0.673x
AYL	1.547	19.677	3	5.008 (±0.232)	2.309	0.511	-0.220+1.160x
AGF	1.206	122.043	3	2.987 (±0.214)	1.426	0.700	-0.052+0.639x
AGL	1.306	48.361	3	(3.729 (±0.219)	0.702	0.873	-0.095+0.817x
AKF	1.693	15.604	3	5.495 (±0.242)	9.028	0.029	-0.304+1.329x
AKL	1.237	23.643	3	4.320 (±0.232)	9.916	0.019	-0.093+1.000x

Hirchfeldia incana (L.) Lagr. Foss. (HIRIN, Dev hardal)

Yapılan uygulamalar *Hirchfeldia incana* tohumlarının çimlenmelerini farklı oranlarda etkilemiştir. Buna göre: farklı dozlardaki özütlere yapılan uygulamalara ait çimlenme miktarları incelendiğinde; Kontrolde (0 ml/petri) çimlenme miktarı 38.5±3.1 adet/petri olup, tüm uygulamalarda (IYF, IYL, AYF, AYL, AKF ve AKL) en yüksek çimlenme miktarı 1 ml/petri doz uygulaması ile, en düşük çimlenme miktarı ise 16 ml/petri doz uygulamasından elde edilmiştir. Buna göre uygulamalara göre en yüksek ve en düşük çimlenme miktarları (adet/petri) sırasıyla; IYF özütünde 30.0±1.3 ve 0.0±0.0; IYL özütünde 34.7±1.5 ve 0.0±0.0; AYF özütünde 20.3±1.9 ve 0.0±0.0; AYL özütünde 18.5±2.2 ve 0.0±0.0; AGF özütünde

30.5±3.8 ve 0.0±0.0; AGL özütünde 30.7±2.5 ve 0.0±0.0; AKF özütünde 0.7±0.7 ve 0.7±0.3; AKL özütünde 0.8±0.8 ve 0.7±0.4 elde edilmiştir.

Özütlere HIRIN tohumlarına yapılan uygulama dozları ile etki oranları arasındaki ilişkilere bakılarak LD₅₀ değerleri karşılaştırıldığında her sekiz özüt birbirlerine yakın etki göstermelerine rağmen, IYL özütünün LD₅₀ değerine göre 0.001 ml/petri dozunda en etkili sonucu verdiği belirlenmiştir. Aynı şekilde LD₉₀ değerleri karşılaştırıldığında IYL özütünün LD₉₀ değerine göre 0.009 ml/petri dozunun en etkili sonucu verdiği görülmektedir. Ayrıca, HIRIN'a en az etkili olanlar ise AKF (LD₅₀: 2.043 ml/petri) ve AKL (LD₉₀: 4.330 ml/petri)'dir (Çizelge 5.).

Çizelge 5. *Hirchfeldia incana* tohumlarının çimlenmesinde uygulama dozu ile farklı uygulamaların etkileri arasındaki ilişki ve LD₅₀ ile LD₉₀ değerleri

Yabancı Otlar	LD ₅₀	LD ₉₀	DF	Slope (±SE)	χ^2	P	Y
IYF	HY*	HY	HY	HY	HY	HY	HY
IYL	0.001	0.009	3	0.262 (±0.644)	1.833	0.608	2.285+0.169x
AYF	1.903	3.730	3	7.142 (±0.614)	14.129	0.003	-1.224+4.383x
AYL	1.920	3.833	3	7.205 (±0.592)	13.926	0.003	-1.209+4.268x
AGF	1.124	2.947	3	5.363 (±0.571)	7.547	0.056	-0.155+3.060x
AGL	1.230	3.085	3	5.653 (±0.567)	8.251	0.041	-0.288+3.208x
AKF	2.043	4.141	3	7.462 (±0.560)	0.062	0.996	-1.296+4.178x
AKL	1.863	4.330	3	7.227 (±0.484)	.289	0.515	-0.945+3.498x

*: Hesaplanamadı

***Portulaca oleracea* L. (POROL, Semiz otu)**

Yapılan uygulamalar *Portulaca oleracea* tohumlarının çimlenmelerini farklı oranlarda etkilemiştir. Buna göre: farklı dozlardaki özütle yapılan uygulamalara ait çimlenme miktarları incelendiğinde; Kontrolde (0 ml/petri) çimlenme miktarı 48.8±0.2 adet/petri olup, tüm uygulamalarda (IYF, IYL, AYF, AYL, AKF ve AKL) en yüksek çimlenme miktarı 1 ml/petri doz uygulaması ile, en düşük çimlenme miktarı ise 16 ml/petri doz uygulamasından elde edilmiştir. Buna göre uygulamalara göre en yüksek ve en düşük çimlenme miktarları (adet/petri) sırasıyla; IYF özütlünde 35.7±3.8 ve 1.7±0.8; IYL özütlünde 35.2±1.4 ve 1.8±0.8; AYF özütlünde 36.0±3.7 ve 3.3±0.7; AYL özütlünde 37.0±2.9 ve 0.2±0.2; AGF özütlünde 6.5±0.9

Çizelge 6. *Portulaca oleracea* tohumlarının çimlenmesinde uygulama dozu ile farklı uygulamaların etkileri arasındaki ilişki ve LD₅₀ ile LD₉₀ değerleri

Yabancı Otlar	LD ₅₀	LD ₉₀	DF	Slope (±SE)	χ ²	P	Y
IYF	1.704	35.990	3	4.796 (±0.202)	6.012	0.111	-0.224+0.967x
IYL	0.033	37.287	3	1.905 (±0.220)	0.782	0.854	0.623+0.419x
AYF	40.780	2475.5	3	3.345 (±0.215)	3.619	0.306	-1.157+0.719x
AYL	0.029	1.969	3	2.307 (±0.303)	0.332	0.954	1.076+0.700x
AGF	4.071	20.085	3	8.068 (±0.229)	19.120	0.001	-1.127+1.849x
AGL	3.482	20.817	3	7.473 (±0.221)	10.382	0.016	-0.894+1.650x
AKF	2.031	7.828	3	8.218 (±0.266)	2.340	0.505	-0.673+2.187x
AKL	2.562	11.519	3	8.095 (±0.242)	5.456	0.141	-0.802+1.93x

***Sinapis arvensis* L. (SINAR, Yabani hardal)**

Yapılan uygulamalar *Sinapis arvensis* tohumlarının çimlenmelerini farklı oranlarda etkilemiştir. Buna göre: farklı dozlardaki özütle yapılan uygulamalara ait çimlenme miktarları incelendiğinde; Kontrolde (0 ml/petri) çimlenme miktarı 40.5±2.3 adet/petri olup, tüm uygulamalarda (IYF, IYL, AYF, AYL, AKF ve AKL) en yüksek çimlenme miktarı 1 ml/petri doz uygulaması ile, en düşük çimlenme miktarı ise 16 ml/petri doz uygulamasından elde edilmiştir. Buna göre uygulamalara göre en yüksek ve en düşük çimlenme miktarları (adet/petri) sırasıyla; IYF özütlünde 17.0±1.6 ve 0.3±0.2; IYL özütlünde 12.5±1.3 ve 0.5±0.3; AYF özütlünde 16.7±2.8 ve 0.3±0.2; AYL özütlünde 10.3±1.9 ve 1.7±0.5; AGF özütlünde

ve 1.0±0.3; AGL özütlünde 44.2±4.5 ve 28.0±6.6; AKF özütlünde 28.7±1.6 ve 11.7±2.9; AKL özütlünde 12.2±5.6 ve 6.7±3.1 elde edilmiştir.

Yapılan probit analizler sonucunda bu ilişkiyi en iyi şekilde ifade eden doz-çimlenme engelleme oranı arasındaki eğriye ait denklem elde edilmiştir. Özütlere POROL tohumlarına yapılan uygulama dozları ile etki oranları arasındaki ilişkilerine bakılarak LD₅₀ ve LD₉₀ değerleri karşılaştırıldığında, AYL özütlünün LD₅₀ değerine göre 0.029 ml/petri dozunda, aynı zamanda LD₉₀ değerine göre de 1.969 ml/petri dozunun en etkili sonucu verdiği görülmektedir. Ayrıca, POROL'a en az etkili olan ise AYF (LD₅₀: 40.780 ml/petri) ve LD₉₀: 2475.5 ml/petri)'dir (Çizelge 6.).

14.7±2.4 ve 0.7±0.2; AGL özütlünde 12.5±1.3 ve 0.3±0.2; AKF özütlünde 2.0±0.9 ve 0.7±0.3; AKL özütlünde 2.8±1.3 ve 1.3±0.5 elde edilmiştir.

Özütlere SINAR tohumlarına yapılan uygulama dozları ile etki oranları arasındaki ilişkilerine bakılarak LD₅₀ değerleri karşılaştırıldığında her sekiz özütlü birbirlerine yakın etki göstermelerine rağmen, IYF ve IYL özütlünün LD₅₀ değerine göre 0.001 ml/petri dozunda en etkili sonucu verdiği belirlenmiştir. Aynı şekilde LD₉₀ değerleri karşılaştırıldığında, IYF ve IYL özütlünün LD₉₀ değerine göre 0.089 ml/petri dozunun en etkili sonucu verdiği görülmektedir. Ayrıca, SINAR'a en az etkili olanlar ise AGL (LD₅₀: 0.921 ml/petri) ve AKL (LD₉₀: 4.438 ml/petri)'dir (Çizelge 7.).

Çizelge 7. *Sinapis arvensis* tohumlarının çimlenmesinde uygulama dozu ile farklı uygulamaların etkileri arasındaki ilişki ve LD₅₀ ile LD₉₀ değerleri

Yabancı Otlar	LD ₅₀	LD ₉₀	DF	Slope (±SE)	χ^2	P	Y
IYF	0.001	0.089	3	0.784 (±0.394)	0.215	0.975	1.606+0.309
IYL	0.001	0.089	3	0.639 (±0.349)	0.187	0.980	1.516+0.223x
AYF	0.645	2.942	3	4.616 (±0.421)	4.124	0.248	0.370+1.945x
AYL	0.665	3.428	3	4.848 (±0.375)	2.143	0.543	0.319+1.799x
AGF	0.257	4.340	3	3.472 (±0.301)	1.080	0.782	0.616+1.044x
AGL	0.921	4.188	3	5.464 (±0.357)	3.038	0.386	0.070+1.948x
AKF	0.577	3.772	3	4.484 (±0.344)	1.264	0.738	0.392+1.543x
AKL	0.813	4.438	3	5.237 (±0.332)	0.969	0.809	0.157+1.738x

TARTIŞMA VE SONUÇ

Hızlı nüfus artışı ve buna bağlı ve/veya bağımsız gelişen gıda ihtiyacındaki artış günümüz dünyasının yadsınamaz gerçeği olarak karşımıza çıkmaktadır. Ayrıca, nüfusun hızlı biçimde artması; tarım alanlarının yerleşim ve sanayi amaçlı kullanılmasına, yeni tarım alanlarından yeterli verimin ve kalitenin alınabilmesi için de daha fazla su, gübre, enerji ve pestisit kullanımına neden olmaktadır (Uludağ ve ark., 2017). Bunun sonucu genellikle doğal dengenin bozulması olarak karşımıza çıkmaktadır. Bozulan doğal dengeyle birlikte tarım alanlarındaki bitki koruma sorunları bunların içerisinde de yabancı ot sorunu giderek artmaktadır (Zimdahl, 2018). Bunların mücadelesinde hızlı sonuç vermesi, uygulama kolaylığı ve ekonomik olması nedenleriyle sentetik herbisitler yoğun olarak kullanılmaktadır. Başta pestisitler olmak üzere girdilerin yoğun kullanımıyla varılan noktada bizi çevre kirliliği beklemektedir. Üzerinde çok durulmasına, tartışılmasına ve ciddi senaryolar yazılmasına rağmen birçok yerde çevre artık eski haline bir daha dönemeyecektir. Dünya neredeyse köprüden önceki son çıkışı kaçırmak üzeredir. Bundan sonra bizleri nasıl bir geleceğin beklediği hemen hemen belli olmasına rağmen yine de umutsuzluğa kapılmadan çözüm üretmeye devam edilmelidir. Öncelikle sorunu oluşturan bileşenler tek tek ele alınarak daha kolay çözümler üretilebilir. Sorunu oluşturan önemli bileşenlerden biri pestisitler, bunu oluşturanların önemli bir ayağı ise herbisitlerdir. Gerçek olan tarımsal üretimde önemli sorunlardan başta geleni yabancı otlardır. Ciddiye alınıp mücadele edilmediği takdirde çok sayıdaki zararının yanında bitkisel üretim miktarı; yabancı otun türüne, kültür bitkisine vb. nedenlere bağlı olarak %1–100 arasında ortalama %20-30 azalacak, buna paralel olarak kalite de düşecektir (Günçan, 2016). Bu durumda yapılması gereken yukarıdaki belirtildiği gibi herbisit kullanmak, ancak bu aşamada sorun tam çözülemiyor,

aksine daha da içinden çıkılmaz hale gelebiliyor. Bu nedenle yabancı ot mücadelesinde özellikle organik tarımda alternatif mücadele yöntemlerine ihtiyaç duyulmaktadır (Uludağ ve ark., 2018). Bu alternatif yöntemlerden biri bitkilerin allelopatik özelliklerinden yararlanmaktadır.

Bitkisel kökenli allelopatik kimyasallar biyolojik etkinliklerine göre büyük çeşitlilik göstermektedir (Duke ve ark., 1988). Ayrıca, allelopatik kimyasalların yabancı ot kontrolünde herbisitlere alternatif olabileceği çok sayıda araştırmacı tarafından bildirilmekte (Dudai ve ark., 1999; Duke ve ark., 2000; Francisco ve ark., 1991; Kordali ve ark., 2009), bu allelokimyasalların biyo-herbisit potansiyelleri üzerinde durulmaktadır (Uludağ ve ark., 2018). Doğal olması, yenilenebilir ve kolayca parçalanabilir olmasından dolayı, allelokimyasallar rahatlıkla çevre dostu olarak nitelenebilirler. Çalışmada kullanılan tüm özütlerin etkisi doz artışına paralel olarak artmaktadır. Bu beklenen bir sonuçtur, ancak allelopatinin tanımında belirtildiği gibi bazen kullanılan allelokimyasalların bitkilerin bazı metabolik faaliyetleri üzerinde teşvik özelliğinin olabileceği de göz ardı edilmemelidir (Üremiş ve ark., 2005; Arslan ve ark., 2005; Üremiş ve ark., 2009; Üremiş ve ark. 2017a).

Kullanılan tüm özütlere karşı SINAR oldukça hassas olmasına rağmen AVEST ve POROL daha dayanıklıdır. Üremiş ve ark. (2017a ve 2017b) *Ailanthus altissima*'nın özütleri ile yaptıkları çalışmada *Sinapis arvensis* tohumlarının özütlere karşı hassas, ancak *Amaranthus* tohumlarının % 50'den daha az çimlendiklerini bildirmekteydiler, buna göre yapılan bu çalışma sonuçları ile benzerlik bulunmaktadır. Bostan ve ark., (2014) aynı noktalara dikkat çekerek *Ailanthus*'un istilasının başarısındaki önemli bir faktörü, yerleştiği habitatlardaki bitki örtüsünü olumsuz etkileyen allelopatik bileşiklerin salınması olarak ifade etmektedir.

Ayrıca yapılan çalışmalarda, *Ailanthus* ekstrelerinin, biyotest ve sera çalışmalarında bağlı olarak bazı angiosperm ve gymnosperm bitkilerinin çimlenmesini ve büyümesini engellediğini gösterdiğini belirtmekte ve bu çalışmada tohumlarına *Ailanthus* özütleri uygulanan *Sinapis alba* tohumlarının çimlenmesinin %83 ve *Brassica napus* tohumlarının çimlenmesinin ise %96 oranında engellendiğini bildirmektedir. Benzer şekilde *Inula viscosa*'nın da önemli ölçüde allelopatik potansiyele sahip olduğu bildirilmektedir (Omezzine ve ark., 2011b). *Ailanthus* özütleri ile yaptıkları çalışmada etkinin %30 olarak bulunduğunu buna göre ailotone'un gelecekte doğal ürün olarak kullanılabilmesine dikkat çekilmektedir (Sladonja ve ark., 2014).

Çalışmada, özellikle SINAR IYF ve IYL'den diğer özütlere göre daha fazla etkilenmektedir. Benzer sonuçlar Bostan ve ark. (2014) tarafından bildirilip, *Ailanthus*'un allelopatik potansiyelinin yüksek olduğunu, buna bağlı olarak da çevredeki diğer komşu bitkileri olumsuz etkileyeceği anlaşıldığına dikkat çekilmektedir. Başka bir çalışmada Bagheri ve Cici (2015) *Ailanthus altissima*, özütlerinin serada bulunan genç bitkilere uygulandığında kabuktan hazırlanan özüt çok etkili bulunmuştur. *Amaranthus retroflexus* ve *Carthamus tinctorius* uygulanan özütün tüm dozlarından etkilenmiştir. Ancak, *Echinochola crus-galli* ve *Abutilon theophrasti*'de önemli bir etki görülmemiştir. Diğer bir çalışmada, *Ailanthus altissima* (Mill.) Swingle'nın farklı kısımlarından (yaprak, gövde ve kök) hazırlanan özütlerin etkilerini belirlediği çalışmada *Portulaca oleracea*, *Amaranthus retroflexus*, *Amaranthus hybridus*, *Echinochloa colonum* tohumlarının çimlenmesi üzerine tüm özütlerin etkisi çeşitli oranda gerçekleşmiştir, ancak kökten hazırlanan özütlerinin etkisi daha yüksek olmuştur (Üremiş ve ark., 2017a). Heisey (1990), *Ailanthus*'un allelopatik etkisinin köklerden kaynaklandığını bildirmektedir. Bununla birlikte, ailanthone geniş bir spektrumlu bir herbisit potansiyeline sahip olduğu belirtilmektedir (Heisey, 1996; Heisey, 1997). Bu çalışmada kullanılan diğer bitki *Inula viscosa*'nın da allelopatik potansiyele sahip olduğu (Omezzine ve ark., 2011a) tarafından belirtilmektedir.

Kullanılan özütlerin yabancı otlar üzerindeki etki düzeylerine bakıldığında: IYF SINAR üzerinde, IYL HIRIN üzerinde diğer özütlerden daha fazla etkilidir. *Ailanthus altissima* (cennet ağacı), oldukça agresif, doğal olmayan, istilacı ve allelopatik bir tür olarak, yerleşik türlerin baskılanması ve rekabetçi etkileşimlerin değiştirilmesi yoluyla yerli bitki topluluklarını olumsuz etkileme kapasitesine sahip olması nedeniyle allelopatik potansiyelinin yüksek olduğu bildirilmektedir (Small ve ark., 2010). Başka bir çalışmada, *Inula viscosa*'nın yaprak özütleri ve kuru yapraklarının organik tarımda kullanılabilmesine toprağa karıştırılan kuru yapraklar ve hazırlanan özütlere küsküt, horoz ibiği ve yabani hardal'ın çok hassas olduğu bildirilmektedir (Dor ve Hershenhorn, 2012). Omezzine ve ark. (2011b) yaptıkları çalışmada özütleri kullanılan diğer bitki olan andız otu, *Inula* türlerinin fitotoksik bileşikler açısından zengin olup *Inula*'nın istilacılığında önemli rol oynamakta olduğuna dikkat çekilmektedir. Ayrıca, *I. viscosa* yaprak özütünün yüksek antifungal aktiviteye de sahip olduğu da bildirilmektedir (Bayhan ve ark., 2017).

Yapılan çalışma sonuçlarına göre allelopatik potansiyeli araştırılan *Inula viscosa* ve *Ailanthus altissima*'nın önemli ölçüde allelopatik etkisinin olduğu, bitkilerin toplandığı dönem ve kullanılan bitki kısımlarına göre bazı farklılıkların olabileceği görülmektedir. Tüm bunların ışığında bu tip allelopatik etkisi olabilecek bitkilerin; biyo-çeşitliliğe, sürdürülebilir gelişmelere, kaynak yönetimine, sağlığa ve çevreye olan etkileri hakkında daha fazla bilgiye ihtiyaç olduğu, doğal vejetasyondan ve mikroorganizmalardan kaynaklanan allelokimyasalların potansiyelleri konularında daha geniş ölçütlerde araştırmaların sürekliliğinin gerektiği anlaşılmaktadır. Ekolojik dengeleri bozmadan, birim alandan olabildiğince çok miktarda ve yüksek kalitede ürün elde edilmesine yönelik olarak, bu sonuçların çevre sağlığını tehdit eden sentetik herbisitlerin yerine alternatif olabilecek biyo-herbisitlere kaynak sağlayabileceği beklenmektedir. Bu bağlamda neredeyse tüm bitkilerin diğer bir tür/türler üzerine toksisite gösterebileceği gerçeği karşısında, bu çalışmada ele alınan özütlerin organik tarımda yabancı otların mücadelesinde kullanılabilmesine yönelik sera ve tarla çalışmalarının yapılması gerekmektedir.

KAYNAKLAR

- Arslan M., Üremiş İ., Uludağ, A. (2005). Determining bio-herbicidal potential of rapeseed, radish and turnip extracts on germination inhibition of cutleaf ground-cherry (*Physalis angulata* L.) seeds. *Journal of Agronomy*, 4 (2) 134-137.
- Bagheri F., Cici, S.Z.H. (2015). Effects of *Ailanthus altissima* on the growth of weeds and agricultural plants, study on inhibitory. *Biological Forum – An International Journal*, 7 (1) 506-511.
- Baltepe G., Mert, H.H. (1973). Bazı Cucurbitaceae türlerinin hipokotil büyümesi üzerinde gibberellik asit ve indol asetik asitin etkileri, Tübitak IV. Bilim Kongresi Tebliği, Ankara.
- Bayhan Ş., Özkan, E., Onaran, A. (2017). *Inula viscosa* L. bitki ekstraktının bazı bitki patojeni funguslara karşı antifungal aktivitesi. İç Anadolu Bölgesi 3. Tarım ve Gıda Kongresi (26-28 October 2017, Sivas) Bildiriler.
- Bostan C.F.B., Mihoc C., Selesan M. (2014). *Ailanthus altissima* species invasion on biodiversity caused by potential allelopathy. *Research Journal of Agricultural Science*, 46 (1) 95-103.
- Buhler D.D., Hoffman M.L. (1999). Andersen's Guide to Practical Methods of Propagating Weeds and Other Plants. Weed Sci. Society of America, 2nd Edition, Allen Press, 248 p.
- Davis P.H. (1965-1988). Flora of Turkey and East Aegean Islands, Vol: 1-10. Edinburg University Press, Edinburg, U.K.
- Delen N., Durmuşoğlu E., Günçan A., Güngör Turgut C., Burçak, A. (2005). Türkiye'de pestisit kullanımı, kalıntı ve organizmalarda duyarlılık azalışı sorunları. Türkiye Ziraat Mühendisliği VI Teknik Kongresi (3-7 Ocak 2005, Ankara) Bildiriler, 629-648.
- Doğan A. (2004). Antep Turpu (*Raphanus sativus* L.)'nun mısır bitkisine ve yabancı ot türlerine olan allelopatik etkisinin araştırılması. Çukurova Üniversitesi, Fen Bilimleri Enstitüsü, Bitki Koruma Ana Bilim Dalı, Yüksek Lisans Tezi, 83 s., Adana.
- Dor E., Hershenhorn J. (2012). Allelopathic effects of *Inula viscosa* leaf extracts on weeds. *Allelopathy Journal*, 30 (2) 281-289.
- Dudai N., Poljakoff-Mayber, A. Mayer, A.M. Putievsky, E., Lerner H.R. (1999). Essential oils, as allelochemicals and their potential use as bioherbicides. *J. Chem. Ecol.*, 25:1079-1089.
- Duke S.O., Paul R.N., Lee, S.M. (1988). Terpenoids from the genus *Artemisia* as potential pesticides. *Biologically Active Natural Products, ACS Symposium Series*, 380: 318-334.
- Duke S.O., Dayan F.E., Romagni J.G., Rimando A.M. (2000). Natural products as sources of herbicides: current status and future trends. *Weed Res.* 40: 99-111.
- Erik S., Tarkahya B. (2004). Türkiye florası üzerine. *Kebikeç İnsan Kaynakları Araştırmaları Dergisi*. 17:139-163.
- Erkin E., Kişmir, A. (1996). Dünya'da ve Türkiye'de tarım ilaçlarının kullanımı. II. Ulusal Zirai Mücadele İlaçları Simpozyumu (18-20 Kasım 1996, Ankara) Bildiriler, 3-11.
- Francisco J.P., Ormeno-Nuneza J. (1991). Root exudates of wild oats: allelopathic effect on spring wheat. *Phytochemistry*, 30 (7) 2199-2202.
- Gönen O., Uygur F.N., Üremiş İ. (1996). Çukurova'da herbisit kullanımının boyutları ve geleceğe yönelik görüşler. II. Ulusal Zirai Mücadele İlaçları Simpozyumu (18-20 Kasım 1996, Ankara) Bildiriler, 91-100.
- Günçan A. (2016). Yabancı Otlar ve Mücadele Prensipleri. (Güncelleştirilmiş ve ilaveli altıncı baskı) Selçuk Üniversitesi Basımevi, Konya, 311s.
- Güner A., Özhatay N., Ekim T., Başer K.H.C. (2000). Flora of Turkey and the East Aegean Islands (Supplement 2), Vol. 11, Edinburgh University Press, Edinburgh, 656pp.
- Heisey R.M. (1990). Evidence for allelopathy by tree-of-heaven (*Ailanthus altissima*). *Journal of Chemical Ecology*, 16 (6) 2039-2055.
- Heisey R.M. (1996). Identification of an allelopathic compound from *Ailanthus altissima* (Simaroubaceae) and characterization of its herbicidal activity. *American Journal of Botany*, 83: 192-200.
- Heisey R.M. (1997). Allelopathy and the secret life of *Ailanthus altissima*. *Arnoldia* (Boston), 57: 3, 28-36.
- Kadioglu I. (2004). Effects of hearleaf cocklebur (*Xanthium strumarium* L.) extract on some crops and weeds. *Asian Journal of Plant Sciences*. 3 (6) 696-700.
- Karaaltın S., Erol A., Uslu O.S., Tufekci A., Elci, S. (1999). Elçi yoncasının (*Medicago sativa* var. *elci*) kök, gövde, yaprak, çiçek ve tohumundan elde edilen ekstraktların bazı bitki tohumlarının çimlenme ve fide gelişimi üzerine etkileri. Türkiye 3ncü Tarla Bitkileri Kongresi (15-18 Kasım 1999, Adana) Bildiriler, 195-200.
- Kordali Ş., Çakır A., Akcin T.A., Mete E., Akcin A., Aydın T., Kılıç H. (2009). Antifungal and herbicidal properties of essential oils and n-hexane extracts of *Achillea gypsicola* Hub-Mor. and *Achillea biebersteinii* Afan. (Asteraceae). *Industrial Crops and Products*, 29, 562-570.
- Kropff M.J., Walter H. (2000). EWRS and the challenges for weed research at the start of a new millennium. *Weed Research*, 40:7-10.
- Mamikoğlu N.G. (2007). Türkiye'nin Ağaç ve Çalıkları, NTV Yayınları. 728 s.
- Omezzine F., Rinez A., Ladhari A., Haouala R. (2011a). Phytotoxicity of the genus *Inula* (Asteraceae). 3rd International Symposium on Weeds and Invasive Plants (October 2-7, 2011, Ascona, Switzerland).
- Omezzine F., Rinez A., Ladhari A., Haouala R. (2011b). Allelopathic potential of *Inula viscosa* against crops and weeds. *Int.J. Agric. Biol.*, 13: 841-849.
- Özdemir Ş. (2007). Brassicaceae familyasından bazı bitkilere ait ekstraktların yabancı otlarla mücadelede biyo-herbisit olarak kullanılabilme olanaklarının araştırılması. Mustafa Kemal Üniversitesi. Fen Bilimleri Enstitüsü, Bitki Koruma Bölümü, Yüksek Lisans Tezi, 88 s., Hatay.
- Özdemir Ş., Üremiş İ. (2013). Brassicaceae familyasından bazı bitkilere ait ekstraktların *Amaranthus retroflexus* L.'a karşı allelopatik etkilerinin belirlenmesi. *MKÜ Ziraat Fakültesi Dergisi*, 18 (1) 1-12.
- Özdemir Ş., Üremiş İ. (2019). Şalgam ve bazı turp genotiplerinin *Amaranthus retroflexus* L. ve *Portulaca oleracea* L. üzerine allelopatik etkileri. *Erciyes Tarım ve Hayvan Bilimleri Dergisi*, 2 (1) 35-45.
- Sladonja B., Poljuha D., Sušek M., Dudas S. (2014). Herbicidal effect of *Ailanthus altissima* leaves water extracts on *Medicago sativa* seeds germination. 3rd Conference with International Participation Conference VIVUS – on Agriculture, Environmentalism, Horticulture and Floristics, Food Production and Processing and Nutrition (14th and 15th November 2014, Naklo-Slovenia) Proceedings 476-481.
- Small C.J., White D.C., Hargbol B. (2010). Allelopathic influences of the invasive *Ailanthus altissima* on a native and a non-native herb. *The Journal of the Torrey Botanical Society*, 137 (4) 366-372.

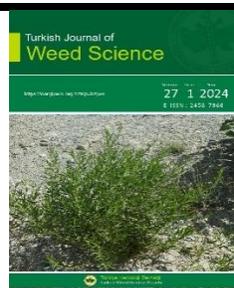
- Sözeri S., Ayhan A. (1997). *Taraxacum cf. officinale* Weber 'nin kök ve yapraksu ekstraktlarının bazı çim çeşitlerine allelopatik etkileri. Türkiye II. Herboloji Kongresi (1-4 Eylül 1997, İzmir & Ayvalık) Bildiriler, 313-328.
- Tekeli İ., Güler Ç., Yerli V.S., Algan N., Vaizoğlu A.S., Kaya D.A., Öztürk B., Mutlu B., Demirayak F. (2006). Türkiye'nin Çevre Konusunda Verdiği Sözler, Türkiye Bilimler Akademisi (TÜBA) Yayınları, No, 13.
- Topakçı N., İkten C., Göçmen H. (2005). *Inula viscosa* (L.) Ait. (Asteraceae) yaprak ekstraktının pamuk kırmızı örümceği *Tetranychus cinnabarinus* (Boisd.) (Acari:Tetranychidae)'a karşı bazı etkileri üzerine bir araştırma. Akdeniz Üniversitesi Ziraat Fakültesi Dergisi, 18 (3) 411-415.
- Uludağ A. (2006). Türkiye'de allelopati araştırmaları ve uygulamaları üzerine genel bir bakış. Allelopati Çalıştay (13-15 Haziran 2006, Yalova) Bildiriler, 37-46.
- Uludağ A. (2015). *Ailanthus altissima* L. Türkiye İstilacı Bitkiler Kataloğu, (Edi.: Onen, H.). T.C. Gıda, Tar. ve Hay. Bak. TAGEM Bitki Sağ. Araş. Daire Başkanlığı, Ankara, 148-155.
- Uludağ A., Uremis I., Rusen M., Tursun N. (2017). Possible uses of allelopathy in weed control in organic farming in Turkey. Acta Herbologica, 26 (2) 87-93.
- Uludağ A., Uremis I., Arslan M. (2018). Biological weed control, Non-chemical weed control, (Eds.: K. Jabran and B.S. Chauhan) 115-132.
- Üremiş İ. (2006). Türkiye'de Brassicaceae familyasından bitkilerin allelopatik etkileri üzerine yapılan çalışmalar. Allelopati Çalıştay (13-15 Haziran 2006, Yalova), 23-35, ABKMAE, Yalova.
- Üremiş İ., Arslan M., Uludağ A., Sangün M.K. (2009). Allelopathic potentials of residues of 6 Brassica species on johnsongrass [*Sorghum halepense* (L.) Pers.]. African Journal of Biotechnology, 8 (15) 3497-3501.
- Üremiş İ., Arslan M., Yıldırım A.E., Soylu S. (2014). Bazı kekik uçucu yağlarının yabancı ot mücadelesinde toprak fumigantı olarak kullanılabilme olanaklarının belirlenmesi, Türkiye V. Bitki Koruma Kongresi (3-5 Şubat 2014, Antalya) Bildiriler, 380.
- Üremiş İ., Arslan M., Uludağ A. (2005). Allelopathic effects of some Brassica species on germination and growth of cutleaf ground-cherry (*Physalis angulata* L.). Journal of Biological Sciences, 5 (5) 661-665.
- Uremis I., Arslan M., Soylu S. (2017a). Allelopathic potential of *Ailanthus altissima* extract on germination of weed seeds. International Conference on Agriculture, Forest, Food Sciences and Technologies (ICAFOT 2017 Cappadocia/Turkey) (15-17 May 2017, Cappadocia, Nevşehir/Turkey) Proceedings, 729.
- Uremis I., Soylu S., Uludağ A., Arslan M. (2017b). Effects of *Ailanthus altissima* (Mill.) Swingle extracts on germination of some weed and vegetable species. 5th International Symposium Weeds and Invasive Plants (10-14 October 2017, Chios, Greece) Abstracts: 100.
- Üremiş İ., Soylu S., Uludağ A., Asil H., Kara M., Arslan M. (2023a). Yabancıot Mücadelesinde Bitki Uçucu Yağlarının Kullanımı: Türkiye'de Yapılan Çalışmalara Geçmişten Geleceğe Bakış 1, (Ziraat, Orman ve Su Ürünleri Alanında Gelişmeler, Ed., Atik, A. ve Keskin, A.H.). Platanus Publishing, Ankara, 327-359.
- Üremiş İ., Soylu S., Uludağ A., Asil H., Kara, M., Arslan M. (2023b). Yabancıot Mücadelesinde Bitki Uçucu Yağlarının Kullanımı: Türkiye'de Yapılan Çalışmalara Geçmişten Geleceğe Bakış 2, (Ziraat, Orman ve Su Ürünleri Alanında Gelişmeler, Ed., Atik, A. ve Keskin, A.H.). Platanus Publishing, Ankara, 361-397.
- Uygur F.N. (1985). Untersuchungen zu art und bedeutung der verunkrautung in der Cukurova unter besonderer berücksichtigung von *Cynadon dactylon* (L.) Pers. und *Sorghum halepense* (L.) Pers. PLITS, 1985/3 (5) Stuttgart, Germany, 169s.
- Uygur F.N., Köseli F., Çinar, A. (1990). Die allelopathische wirkung von *Raphanus sativus* L. Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz, Sonderheft, XII, 259-264.
- Zimdahl R.L. (2018). Fundamentals of Weed Science, 5th Edition, Academic Press, 758p.

©Türkiye Herboloji Derneği, 2024

Geliş Tarihi/ Received: Temmuz/July, 2024
Kabul Tarihi/ Accepted: Ağustos/August, 2024

To Cite : Horuz and Üremiş (2024), Allelopathic Effects of False Yelloehead (*Inula viscosa* L.) And Tress of Heaven (*Ailanthus altissima* (Miller) Swingle) Extracts On The Germination of Some Weed Seeds, , Turk J Weed Sci, 27(1):2024:9 -22.

Alıntı İçin : Horuz and Üremiş (2024). Andız Otu (*Inula viscosa* L.) ve Kokar Ağaç (*Ailanthus altissima* (Miller) Swingle) Özütlerinin Bazı Yabancı Ot Tohumlarının Çimlenmeleri Üzerine Allelopatik Etkileri, Turk J Weed Sci, 27(1):2024: 9 -22.



Available at: <https://dergipark.org.tr/tr/pub/tjws>

Turkish Journal of Weed Science

©Turkish Weed Science Society



Aratırma Makale / Research Article

Understanding the Interplay between Weeding Frequency, Weeding Cost, and Kenaf (*Hibiscus cannabinus*) Yield in Southwest Nigeria.

Olatunde AYODELE^{1*}, Olubunmi ALUKO², Omobolaji OBISESAN³, Ibukunolu UDEMBA⁴

¹ Institute of Agricultural Research and Training (IAR&T), Obafemi Awolowo University, PMB 5029 Moor Plantation, Ibadan, Nigeria. Orcid: 0000-0001-7348-7954

² Institute of Agricultural Research and Training (IAR&T), Obafemi Awolowo University, PMB 5029 Moor Plantation, Ibadan, Nigeria. Orcid: 0000-0003-2896-9668

³ Institute of Agricultural Research and Training (IAR&T), Obafemi Awolowo University, PMB 5029 Moor Plantation, Ibadan, Nigeria. Orcid: 0000-0002-0392-9478

⁴ Institute of Agricultural Research and Training (IAR&T), Obafemi Awolowo University, PMB 5029 Moor Plantation, Ibadan, Nigeria. Orcid: 0000-0001-9069-0524

*Corresponding author: opayodele@iart.gov.ng

ABSTRACT

Kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) cultivation holds significant promise in Nigeria. However, there exists a gap in understanding the optimal weeding frequency for maximizing kenaf yields in this region. This study aimed to address this gap by investigating the impact of different weeding frequencies on kenaf crop productivity. A field experiment was conducted at two locations in Southwest Nigeria during the 2022 and 2023 rainy seasons. Three different hoe weeding frequencies were implemented as experimental treatments: weeding at 2 weeks after sowing (WAS), weeding at both 2 and 4 WAS, and weeding at 2, 3, and 6 WAS. The experiment also featured weed-free and weedy checks which were the control treatments. The experimental treatments were laid out in a Randomized Complete Block Design, and replicated three times. Data on weed density, weed weight, kenaf growth parameters, biomass production, fibre yield, and economic variables were collected and analyzed. The results revealed a clear correlation between higher weeding frequency and reduced weed density and biomass, highlighting the effectiveness of frequent weeding in controlling weed proliferation and enhancing kenaf cultivation. Significant differences in kenaf growth metrics were observed in three or more hoe-weeding regimes compared to weedy check, emphasizing the adverse impact of weed competition on kenaf development. Moreover, biomass parameters of kenaf increased in response to increased weeding frequency, particularly thrice-weeded plots. Weeding at least twice a season is recommended for optimal kenaf growth and yield. Net income varied between locations, underscoring the importance of location-specific weeding strategies.

Keywords: Hoe-weeding, Income, kenaf yield, weeding frequency, weeding cost

INTRODUCTION

Kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.), belonging to the Malvaceae family, holds recognition as a valuable vegetable and fibre crop (Udemba *et al.*, 2023). Global production of kenaf fibre currently stands at 0.30 million tons, with India, China, Bangladesh, Brazil, and Cuba contributing 47%, 26%, 13%, 6%, and 2% respectively (Rahman *et al.*, 2022). Despite historical insignificance as a primary crop in Nigeria (Akubueze *et al.*, 2014), kenaf plays a crucial role as a raw material for manufacturing bags, high-quality paper, and newsprint. Furthermore, its bark serves in cordage, particularly for rope-making. Nigeria stands out as a significant producer of kenaf in Africa, yielding approximately 1,460 tonnes of kenaf fibre in 2020, with the southwestern region dominating production and contributing nearly 60% of the total national output (LINKS, 2022).

The southwest ecology of Nigeria is characterized by a tropical climate with distinct wet and dry seasons (Adedoyin *et al.*, 2019). During the wet season, the region experiences excess rainfall, which creates favourable conditions for weed growth, as moisture and warmth promote rapid proliferation (Anwar *et al.*, 2021). Weeds thrive in moist soils, competing with crops for nutrients, water, and sunlight, thus posing challenges for crop production in the region. Additionally, the combination of high humidity and warmth in the southwest provides an ideal environment for weed propagation throughout the year, further exacerbating the issue for farmers. Effective weed management strategies, including manual weeding, timely cultivation practices and the use of herbicides, are essential to mitigate weed infestation and ensure optimal kenaf yields in this ecological context (Aluko *et al.*, 2017).

Manual weeding remains a predominant weed management approach due to concerns surrounding the cost, environmental impact, and health implications associated with herbicide use (Ologbon *et al.*, 2023). Despite requiring more labour and time compared to herbicide application, manual weeding provides

additional benefits such as employment opportunities for rural communities, contributing to local livelihoods and economic growth. The rationale for determining the appropriate frequency of weeding lies in the cost of repeating this agronomic practice in relation to the marginal yield. The frequency of weeding directly affects the overall farm economics by impacting labour costs and influencing crop yields (Gbaraneh & Briggs, 2018). In the framework of Pest Management Concept, weed management strives to pinpoint the most advantageous frequency of weeding. This entails determining the frequency that justifies the cost of weeding by mitigating economic losses incurred from weed competition (Cortés *et al.*, 2010).

Additionally, the factors influencing weeding costs depend on a number of variables, including labour availability, the type of weeds, and their density. Labour availability and wages play a significant role in determining weeding costs. Regions with plentiful and inexpensive labour resources may incur lower weeding costs compared to areas where labour is scarce or costly due to factors such as competition from other industries or government regulations (Ansong *et al.*, 2021). Moreover, the type and abundance of weeds in kenaf fields influence the cost of weed control measures, with fields infested with aggressive weed species attracting higher labour costs (Agbaje *et al.*, 2008; Nur *et al.*, 2021).

Research on weeding frequency has been extensively conducted across various crops, driven by the distinct production values of each crop, necessitating tailored decisions. Increasing the frequency of weeding has shown the potential to effectively reduce yield losses in many agricultural contexts. However, there remains a notable gap in knowledge regarding weeding frequency specifically in kenaf production within southwest Nigeria. As such, this study aims to address this gap by investigating the impact of varying weeding frequencies on kenaf crop yields and overall productivity. By filling this research gap, the study seeks to provide valuable insights and guidance for optimizing weed management practices in kenaf cultivation in the region.

MATERIALS AND METHODS

Collection of materials

The Ifeken DI 400 kenaf variety seeds were procured from the Institute of Agricultural Research and Training (IAR&T) Ibadan, Nigeria. Afterward, Italian grape hoes featuring 18cm blades were bought from an agricultural equipment store.

Experimental sites

Field experiment was conducted at the Research Station of the Faculty of Agriculture, Adekunle Ajasin University, Akungba Akoko, Nigeria (7° 37' N, 5° 44' E), during the 2022 rainy season. Similar experiment was carried out in the same rainforest-savannah transitional agroecology, at the research farm of the Institute of Agricultural Research and Training (IAR&T), Ibadan, Nigeria (7° 38' N, 3° 84' E), during the 2023 rainy season. The physicochemical properties of the soil at each experimental site are detailed in Table 1, while weather data for the respective locations are provided in Table 2. Weed survey before land preparation showed that the sites were predominately dominated by broad-leaf weeds including *Talinum triangulare* and *Euphorbia heterophylla* at Akungba, and *Tithonia diversifolia* in Ibadan. Standard land preparation practices such as clearing, ploughing, and harrowing were done at each site. The experimental sites were divided into plots measuring 2 m × 2 m, with a 0.5 m alley between plots and a 1 m gap between blocks.

Sowing of kenaf

Kenaf seeds (Ifeken DI 400) were sown at a spacing of 25 cm × 50 cm on level ground, with four seeds per hole at a depth of 1 cm. Two weeks after sowing (WAS), seedlings were subsequently thinned to two plants per stand.

Experimental treatment and design

The study comprised five experimental treatments, namely: weed-free, weedy check, and varying weeding frequencies of hoe weeding at 2 WAS, 2 and 4 WAS, and 2, 4, and 6 WAS. These were laid out in a Randomized Complete Block Design with three replicates. The weed-free plots attained a weed-free status through eight sessions of hoe-weeding conducted

over a span of ten weeks. Consequently, this frequency of weeding was utilized to calculate the cost of weeding in the weed-free plots. The rate of weed biomass accumulation for each weeding regime was calculated by dividing the fresh and dry weights of the removed weeds by the fourteen-day interval.

Data collection and analysis

At 8 weeks after sowing (WAS), weed density and weights were evaluated using 0.25 m² quadrats randomly positioned at two locations along the diagonals of the plots. Weeds collected from each plot were counted to measure the weed density, gathered and weighed fresh to determine the fresh weight, oven-dried at 80°C for 48 hours, and reweighed to evaluate the dry weight. The growth parameters of kenaf, including plant height, stem girth, and leaf count, were assessed at 8 WAS using four tagged plants within each plot. Plant heights and stem diameters were measured using a meter rule and vernier caliper, respectively. At 10 WAS, kenaf plants were harvested, biomass was assessed, and fibre yield was quantified after the retting process. Information regarding the market price of kenaf fibre and the cost of weeding on a per-hectare basis was obtained from the Kenaf & Jute Improvement Programme, Institute of Agricultural Research and Training, Ibadan.

Partial Budgetary Analysis

A partial budgetary analysis was carried out for Kenaf production at Akungba and Ibadan. The analysis focused on variables such as Weeding Cost (₦), Bast Fibre Yield (t ha⁻¹), Bast Fibre Price (₦ t⁻¹), Gross Income (₦), and Net Income (₦). Major variables were derived as follow:

$$\text{Gross Income (₦)} = \text{Bast fibre yield (t ha}^{-1}\text{)} \times \text{Bast fibre price (₦ t}^{-1}\text{)}$$

$$\text{Net Income (₦)} = \text{Gross Income (₦)} - \text{Weeding Cost (₦)} - \text{Other production cost}$$

$$\text{Marginal yield} = \text{Change in production output due to change in variable input}$$

$$\text{Marginal Return on Investment} = \frac{\text{Change in net income due to change in weeding regime}}{\text{change in weeding cost}}$$

RESULTS

The cumulative weed density and weed weight removed increased with higher weeding frequencies in both Akungba and Ibadan (Table 3). Based on the weeding frequencies, Akungba recorded a fresh weed weight growth ranging from 9.96 to 13.58 g day⁻¹, with a corresponding dry weed weight growth of 1.3 to 2.79 g day⁻¹. Ibadan recorded a fresh weed weight growth ranging from 0.46 to 6 g day⁻¹, with a dry weed weight growth of 0.09 to 0.78 g day⁻¹ (Table 4).

At 8 weeks after sowing, the weed density and both fresh and dry weed weights were found to be highest in the weedy check plots at both the Akungba and Ibadan sites (Table 5). Conversely, the weed-free plots exhibited no weed presence, showing a significant difference from the weedy check plots in terms of weed density, as well as both fresh and dry weed weights in these sites. In Akungba, weeding at 2 weeks after sowing (WAS) resulted in comparable weed density and weight with weedy check plots. Conversely, in Ibadan, weeding at 2 WAS led to significant differences in weed density and weight compared to the weedy check plots. Weeding twice, at 2 and 4 weeks after sowing (WAS), and weeding thrice, at 2, 4, and 6 WAS, led to significantly lower weed density, as well as both fresh and dry weed weights, compared to the weedy check plots at both the Akungba and Ibadan sites. Notably, in both locations, these weeding frequencies resulted in weed density, as well as both fresh and dry weed weights, that were statistically comparable. In contrast to the situation in Ibadan, where all weeding frequencies resulted in weed density and growth comparable to weed-free, in Akungba, only weeding twice and thrice resulted in weed density statistically comparable to weed-free conditions. Additionally, weeding thrice in Akungba yielded fresh weed weight statistically comparable to the weed-free.

The growth of kenaf, at 8 WAS, indicated that weedy check plots had the lowest plant height, number of leaves, and stem girth, while the weed-free plots exhibited the highest growth in both Akungba and Ibadan, except for the number of leaves per plant in

Ibadan (Table 6). In both Akungba and Ibadan, the various weeding frequencies did not yield significantly different kenaf plant heights. However, in Ibadan, comparable plant heights were observed between the weeding frequencies and the weed-free plots, whereas in Akungba, plant heights were comparable to those of the weedy check plots. The number of leaves per plant resulting from plots weeded once and twice did not show significant differences in both Akungba and Ibadan. Notably, the leaf count per plant from plots weeded once was significantly lower than those from plots weeded thrice in both locations. The stem girth of kenaf across the weeding frequencies did not show significant differences in Akungba and Ibadan. Nonetheless, a slight increase in stem girth was observed with increasing weeding frequency.

At 10 WAS, biomass parameters of kenaf, including total fresh weight, total dry weight, dry core weight, and dry bast fibre weight, were lowest in the weedy check plots and highest in the weed-free plots in both Akungba and Ibadan, with the exception of dry core weight and dry bast fibre weight in Ibadan, where hoe-weeding regime of 2, 4 and 6 WAS had the highest values (Table 7). Notably, in Ibadan, hoe-weeding at 2 WAS resulted in kenaf with total fresh weight, total dry weight, dry core weight, and dry bast fibre weight statistically comparable to those of the weed-free plots, unlike in Akungba. Additionally, hoe-weeding regimes of 2 and 4 WAS involving weeding twice and 2, 4 and 6 WAS involving weeding thrice resulted in comparable yield components (total fresh weight, total dry weight, dry core weight, and dry bast fibre weight) in both locations.

The yield components, core and bast fibre, were found to be lowest in weedy check plots and highest in weed-free plots in both Akungba and Ibadan, (Table 8). The yield from plots weeded once, twice, and thrice did not show significant differences in both locations, except for bast fibre, which was significantly higher in plots weeded thrice compared to those weeded once in Akungba. Additionally, higher weeding frequency resulted in a slightly increased yield in both locations.

The partial budgetary analysis indicated that with an increase in the frequency of weeding, the associated costs of weed management also escalated (Table 9). In the study, the expenditure for conducting a single weeding operation per hectare amounted to ₦50000, resulting in a total range of ₦50000 to ₦150000 for weeding conducted once to thrice. Moreover, the gross income from kenaf was highest in the weed-free plots and lowest in the weedy-check plots in both Akungba and Ibadan. Furthermore, the gross income from kenaf exhibited an upward trend as the frequency of weeding increased. However, the net income from kenaf, subject to varying weeding frequencies, displayed distinct return patterns at these locations. Of particular note is the observation that net income increased proportionally with the weeding frequency in Akungba. Conversely, in Ibadan, net income decreased when weeding was conducted twice compared to once, but subsequently rebounded and increased when conducted thrice. Overall, the net income from kenaf was higher in Ibadan than in Akungba under the same weeding frequency.

In Akungba, the bast fibre yield of kenaf increased by 0.17 t ha⁻¹ when weeding was performed twice instead of once, and by 0.34 t ha⁻¹ when weeding was carried out thrice instead of twice. This led to marginal revenues of ₦94,500 and ₦239,000, respectively (Table 10). In Ibadan, the bast fibre yield of kenaf rose by 0.01 t ha⁻¹ when weeding was done twice instead of once, and by 0.35 t ha⁻¹ when weeding was conducted thrice instead of twice. This resulted in marginal revenues of -₦41,500 and ₦247,500, respectively.

DISCUSSION

This study demonstrates a clear correlation between higher frequency of weeding and decreased weed density and biomass. These results underscore the effectiveness of frequent weeding in curbing weed emergence and growth, thus enhancing the cultivation of kenaf. Notably, these findings support the earlier observation by Adenawoola *et al.* (2005) that intensifying weeding frequency leads to significantly reduced weed growth.

Table 1: Physicochemical properties of soil in the experimental sites

	pH	OC	OM	N	P	K	Na	Ca	Mg	Sand	Clay	Silt
		%			ppm	cmol/kg				%		
Akungba	4.76	1.26	2.18	0.21	4.8	0.58	0.8	1.4	0.6	56.8	27.2	16
Ibadan	6.7	2.76	4.75	0.28	4.2	0.76	0.29	3.3	2.21	69.4	10.2	20.5

Table 2: Weather Information of the experimental site

Weather Parameters	Akungba	Ibadan
Maximum Temperature (°C)	31	32
Minimum Temperature (°C)	19	21
Total Precipitation (mm)	664	593
Maximum Daily Precipitation (mm)	110	33
Raining Days	71	71

* Akungba: 5th August - 19th October 2022, Ibadan: 13th July – 21st September 2023

Source: Visual Crossing Corporation (<https://www.visualcrossing.com>)

Table 3: Quantifying cumulative weeds removed across various weeding frequencies

Treatment	Akungba			Ibadan		
	Density (m ⁻²)	Fresh weight (g m ⁻²)	Dry weight (g m ⁻²)	Density (m ⁻²)	Fresh weight (g m ⁻²)	Dry weight (g m ⁻²)
Weedy check	0	0	0	0	0	0
Weeding 2 WAS	573.08	190.21	39.08	184.02	84.00	10.88
Weeding 2 & 4 WAS	935.35	329.61	57.31	296.33	129.60	18.40
Weeding 2, 4 & 6 WAS	1301.00	486.62	85.31	320.49	136.00	19.72

Table 4: Quantifying weed biomass accumulation rate across weeding regimes

Treatment	Akungba		Ibadan	
	Fresh weight (g day ⁻¹)	Dry weight (g day ⁻¹)	Fresh weight (g day ⁻¹)	Dry weight (g day ⁻¹)
Weedy check	0	0	0	0
First weeding (2 WAS)	13.58	2.79	6	0.78
Second weeding (4 WAS)	9.96	1.3	3.26	0.54
Third weeding (6 WAS)	11.22	2	0.46	0.09

Table 5: Effect of weeding frequency on weed emergence and growth at 8 weeks after sowing (WAS)

Treatment	Akungba			Ibadan		
	Density (Plant m ⁻²)	Fresh weight (g m ⁻²)	Dry weight (g m ⁻²)	Density (m ⁻²)	Fresh weight (g m ⁻²)	Dry weight (g m ⁻²)
Weedy Check	1227.26 ^a	1654.91 ^a	346.19 ^a	418.67 ^a	828.27 ^a	167.84 ^a
Weeding 2 WAS	1160.57 ^{ab}	1315.27 ^{ab}	271.24 ^a	82.67 ^b	229.87 ^b	56.08 ^b
Weeding 2 & 4 WAS	496.63 ^{bc}	784.04 ^{bc}	160.35 ^b	50.27 ^b	156.80 ^b	40.48 ^b
Weeding 2, 4 & 6 WAS	328.33 ^c	476.43 ^{cd}	100.64 ^b	24.00 ^b	29.60 ^b	13.44 ^b
Weed-free	0 ^c	0 ^d	0 ^c	0 ^b	0 ^b	0 ^b

Means with the same letters within a column are not significantly different based on DMRT (P= 0.05).

Table 6: Effect of weeding frequency on kenaf growth at 8 weeks after sowing (WAS)

Treatments	Plant height (cm)		Number of leaves (plant ⁻¹)		Stem Girth (mm)	
	Akungba	Ibadan	Akungba	Ibadan	Akungba	Ibadan
Weedy Check	79.30 ^b	68.75 ^b	18.59 ^c	19.83 ^c	5.63 ^c	6.13 ^b
Weeding 2 WAS	100.53 ^b	108.83 ^a	27.00 ^c	71.58 ^b	7.65 ^{bc}	11.06 ^a
Weeding 2 & 4 WAS	100.43 ^b	108.00 ^a	43.38 ^{bc}	95.50 ^{ab}	9.96 ^b	11.14 ^a
Weeding 2, 4 & 6 WAS	99.70 ^b	107.75 ^a	60.04 ^b	108.08 ^a	10.61 ^b	11.79 ^a
Weed-free	141.30 ^a	115.42 ^a	90.96 ^a	99.00 ^{ab}	15.44 ^a	12.23 ^a

Means with the same letters within a column are not significantly different according to DMRT (P= 0.05).

Table 7: Effect of weeding frequency on biomass accumulation of kenaf at 10 weeks after sowing (WAS)

Treatments	Total fresh weight (g plant ⁻¹)		Total dry weight (g plant ⁻¹)		Dry core weight (g plant ⁻¹)		Dry bast fibre (g plant ⁻¹)	
	Akungba	Ibadan	Akungba	Ibadan	Akungba	Ibadan	Akungba	Ibadan
Weedy Check	17.95 ^d	36.58 ^b	4.42 ^c	8.51 ^b	1.48 ^d	2.48 ^b	0.78 ^d	1.37 ^b
Weeding 2 WAS	54.07 ^{cd}	118.17 ^{ab}	13.12 ^{bc}	28.82 ^{ab}	4.45 ^{cd}	9.77 ^a	2.34 ^{cd}	5.65 ^a
Weeding 2 & 4 WAS	89.54 ^{bc}	169.08 ^a	25.28 ^b	48.31 ^a	7.73 ^{bc}	11.57 ^a	3.38 ^{bc}	5.69 ^a
Weeding 2, 4 & 6 WAS	127.59 ^b	202.83 ^a	26.79 ^b	39.00 ^a	10.51 ^b	16.16 ^a	5.53 ^b	7.89 ^a
Weed-free	250.44 ^a	209.67 ^a	67.23 ^a	55.18 ^a	20.63 ^a	13.55 ^a	10.86 ^a	6.40 ^a

Means with the same letters within a column are not significantly different based on DMRT (P= 0.05).

Table 8: Effects of weeding frequency on kenaf yield per hectare

Treatments	Core weight (t ha ⁻¹)		Bast fibre yield (t ha ⁻¹)	
	Akungba	Ibadan	Akungba	Ibadan
Weedy check	0.24 ^d	0.40 ^b	0.12 ^d	0.22 ^b
Weeding 2 WAS	0.71 ^{cd}	1.56 ^a	0.37 ^{cd}	0.90 ^a
Weeding 2 & 4 WAS	1.24 ^{bc}	1.85 ^a	0.54 ^{bc}	0.91 ^a
Weeding 2, 4 & 6 WAS	1.68 ^{bc}	2.59 ^a	0.88 ^b	1.26 ^a
Weed-free	3.300 ^a	2.17 ^a	1.74 ^a	1.02 ^a

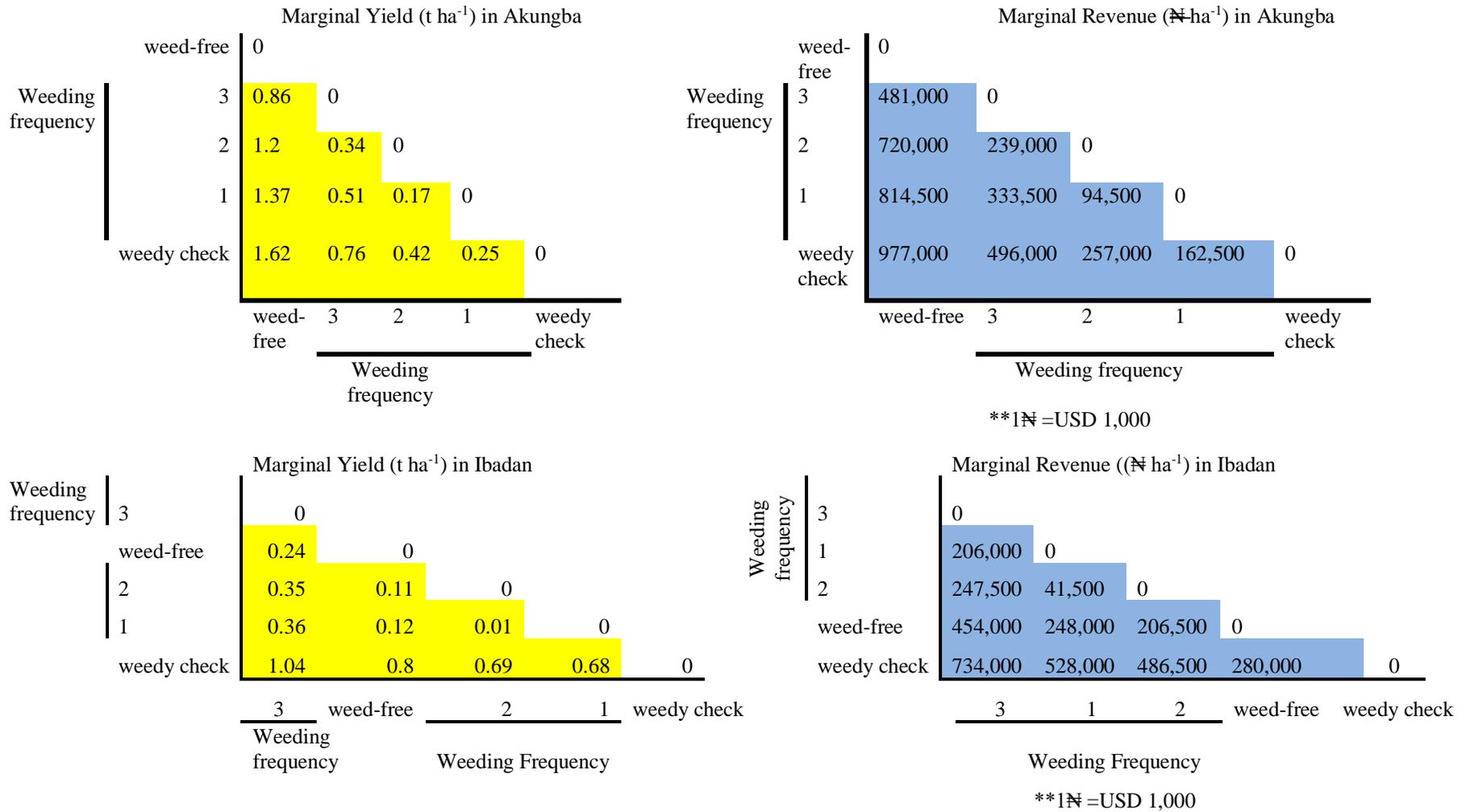
Means with the same letters within a column are not significantly different based on DMRT (P= 0.05).

Table 9: Partial budget analysis of weeding frequency in kenaf production at Akungba and Ibadan

Variables	Weed-free	Weeding frequency			Weedy check
		1	2	3	
Akungba					
Weeding cost (₦)	400,000	50,000	100,000	150,000	0
Bast fibre yield (t ha ⁻¹)	1.74	0.37	0.54	0.88	0.12
Bast fibre Price (₦ t ⁻¹)	850,000	850,000	850,000	850,000	850,000
Gross Income (₦)	1,479,000	314,500	459,000	748,000	102,000
Net Income (₦)	1,079,000- ₧	264,500- ₧	359,000- ₧	598,000- ₧	102,000 - ₧
Marginal ROI (%)	-	3.25	1.89	4.78	-
Ibadan					
Weeding cost (₦)	400,000	50,000	100,000	150,000	0
Bast fibre yield (t ha ⁻¹)	1.02	0.9	0.91	1.26	0.22
Bast fibre Price (₦ t ⁻¹)	850,000	850,000	850,000	850,000	850,000
Gross Income (₦)	867,000	765,000	773,500	1,071,000	187,000
Net Income (₦)	467,000 – ₧	715,000- ₧	673,500- ₧	921,000- ₧	187,000 - ₧
Marginal ROI (%)	-	10.56	-0.83	4.95	-

ROI- Return on Investment; ₧ – other production costs (₦); ***1₦=USD1,000

Table 10: Marginal kenaf yield and revenue (₦) from weeding frequencies at Akungba and Ibadan



Discernible disparities in key kenaf growth metrics, such as leaf count and stem diameter, were evident between regular weeding of three or more regimes (weed-free) and the weedy check, indicating the presence of a growth-enhancing threshold associated with weeding. Consistently, kenaf plants in weed-free plots exhibited notably superior growth attributes compared to the weedy check plots, underscoring the adverse impact of weed competition on crops. Additionally, the current observations align closely with the conclusions drawn by Aluko *et al.* (2017), whose research demonstrated a decline in kenaf growth parameters with escalating weed biomass and population. Thus, the findings not only corroborate the results but also accentuate the critical role of effective weed management in optimizing kenaf growth and development. The stark disparities observed between the weed-free plots and 3-weeding regime plots, and the weedy check underscore the significance of minimizing weed competition to maximize kenaf productivity.

Furthermore, the measured agronomic parameters of kenaf, encompassing total fresh weight, total dry weight, dry core weight, and dry bast fibre weight, exhibited significant increases in response to weeding conducted twice and thrice. This phenomenon is plausibly attributable to the augmented number of leaves, potentially fostering heightened photosynthetic capacity and the accumulation of increased photosynthates (Hossain *et al.*, 2010). The findings of this study suggest that a single weeding event may suffice to maintain kenaf plant height, but increased weeding frequency, particularly 3-weeding regime, enhanced leaf development and fibre production. Weeding contributes to increased plant biomass production by mitigating resource competition, particularly in environments with high weed pressure. Among the different weeding frequencies, 3-weeding regime had the highest plant biomass values due to more reduced competition, facilitating availability of water and soil nutrients for crop utilization and superior fibre yield.

The cultivation of kenaf in weed-free plots undoubtedly fosters optimal growth compared to the specified weeding regimes. Nonetheless, it is imperative to recognize that maintaining complete

weed eradication is not environmentally sustainable. Weeds fulfil crucial ecological roles, including soil erosion prevention, wildlife sustenance, and pollinator attraction (Blaix *et al.*, 2018). Thus, while prioritizing kenaf growth, a balanced approach between weed control and preservation of weed-derived ecological benefits is essential for sustainable agricultural practices.

During the study period, Akungba experienced higher rainfall than Ibadan, which likely led to increased weed growth in Akungba compared to Ibadan (Gandia *et al.*, 2021) and reduced kenaf yield where weeds were present in Akungba compared to Ibadan (Aluko *et al.*, 2017). Conversely, kenaf plants in weed-free plots in Akungba capitalized on the ample soil moisture, resulting in improved yield compared to Ibadan. The notable variations between Akungba and Ibadan, particularly in weed growth rates, emphasize the importance of tailoring weed management strategies to local conditions. Differences in fresh and dry weed weight growth rates suggest varying rates of weed proliferation and environmental influences. Specifically, the effectiveness of weeding conducted once at 2 weeks after sowing (WAS) differed between the two locations. In Akungba, this intervention yielded results similar to the weedy check plots, while in Ibadan, significant improvements were observed. These disparities underscore the necessity for customized weed management strategies based on local conditions for optimal efficacy.

In terms of the effect of weeding regimes on yield and income, a positive correlation was observed between weeding frequency and gross income from kenaf. This suggested that more frequent weeding contributed to enhanced yields and higher revenue generation. However, the relationship between weeding frequency and net income was more nuanced. In Akungba, net income rose proportionally with weeding frequency, indicating a favourable return on investment. Conversely, in Ibadan, while net income initially decreased with weeding conducted twice, it rebounded and increased with weeding done thrice, highlighting the dynamic nature of profitability in different locations.

The Marginal Return on Investment (ROI) analysis provides valuable insights into the economic viability of different weeding frequencies in kenaf cultivation. In Akungba, the marginal ROI for weeding twice was 189%, indicating that for every ₦1 invested in this additional weeding frequency, a return of ₦1.89 was achieved. Similarly, weeding thrice resulted in a substantially higher marginal ROI of 478%, indicating a return of ₦4.78 for every ₦1 invested on additional weeding. These positive marginal ROIs highlight the profitability of increasing weeding frequency, with weeding thrice showing a more significant return compared to weeding twice. Conversely, in Ibadan, weeding twice resulted in a negative marginal ROI of -83%, indicating a loss of ₦0.83 for every ₦1 invested on additional weeding. However, weeding thrice demonstrated a positive marginal ROI of 495%, indicating a return of ₦4.95 for every ₦1 invested on additional weeding. These findings underscore the importance of considering location-specific factors and economic implications when determining the optimal weeding frequency for kenaf cultivation. Farmers and policymakers can use this information to make informed decisions, balancing the economic benefits with factors such as labour availability and environmental sustainability.

The disparity in gross income between weed-free and weedy-check plots underscored the detrimental impact of weeds on kenaf yield and income. Moreover, the response of kenaf yield and income to weeding frequency varied across locations,

suggesting the influence of environmental factors. Despite variations in weeding frequency and its impact on income, Ibadan consistently exhibited higher net income compared to Akungba. This disparity underscored the influence of location-specific factors, such as soil fertility, climate conditions, on overall profitability.

CONCLUSION

In summary, frequent weeding proves effective in reducing weed density and biomass, thereby improving kenaf yield and profitability. A weeding frequency of at least twice a season is recommended for optimal kenaf growth and yield, particularly in areas with significant weed pressure due to high rainfall. This recommendation is supported by observed correlations between higher weeding frequency and reduced weed proliferation. Disparities in kenaf growth metrics between regular weeding of three or more regimes (weed-free) and the weedy check highlight the detrimental impact of weed competition. Increases in kenaf biomass parameters emphasize the importance of effective weed management in mitigating resource competition. While weed-free conditions are ideal, a balanced approach to weed control is necessary for sustainability, considering the ecological benefits of weeds and profitability. Location-specific factors such as soil fertility and climate conditions should inform tailored weed management strategies to optimize profitability and inform sustainable agricultural practices.

REFERENCES

- Adedoyin, L. B., Oyerinde, O. V., Ayodele, O. P. (2019). Analysis of climate change in rainforest ecosystems of Southwestern Nigeria. *Science Research Annals*, 10, Special Edition (2019): 220-231.
- Adenawoola, A. R., Aladesanwa, R. D., Adenowuro, T. D. (2005). Effects of frequency of weeding on the growth and yield of long-fruited jute (*Corchorus olitorius*) in a rainforest area of southwestern Nigeria. *Crop Protection*, 24(5): 407-411. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2004.09.016>
- Agbaje, G. O., Saka, J. O., Adegbite, A. A., Adeyeye, O. O. (2008). Influence of agronomic practices on yield and profitability in kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) fibre cultivation. *African Journal of Biotechnology*, 7(5): 565-574.
- Akubueze, E. U., Ezeanyanoso, C. S., Orekoya, E. O., Akinboade, D. A., Oni, F., Muniru, S. O., Igwe, C. C. (2014). Kenaf fibre (*Hibiscus cannabinus* L.): a viable alternative to Jute fibre (*Corchorus* genus) for agro-sack production in Nigeria. *World Journal of Agricultural Sciences*, 10 (6): 308-313. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/20153152647>
- Aluko, O. A., Ajijola, S., Ayodele, O. P. (2017). Effect of Weed Control Methods on Profitable Kenaf (*Hibiscus Cannabinus*) Production in Rainforest-Savanna Transition Agro-Ecology of Nigeria. *Glob. J. Agric. Res.*, 5(July): 1-10.
- Ansong, M., Acheampong, E., Echeruo, J. B., Afful, S. N., Ahimah, M. (2021). Direct financial cost of weed control in smallholder rubber plantations. *Open Agriculture*, 6(1): 346-355. <https://doi.org/10.1515/opag-2021-0022>
- Anwar, M. P., Islam, A. M., Yeasmin, S., Rashid, M. H., Juraimi, A. S., Ahmed, S., Shrestha, A. (2021). Weeds and their responses to management efforts in a changing climate. *Agronomy*, 11(10): 1921. <https://doi.org/10.3390/agronomy11101921>
- Blaix, C., Moonen, A. C., Dostatny, D. F., Izquierdo, J., Le Corff, J., Morrison, J., Von Redwitz, C., Schumacher, M., Westerman, P. R. (2018). Quantification of regulating ecosystem services provided by weeds in annual cropping systems using a systematic map approach. *Weed research*, 58(3): 151-164. <https://doi.org/10.1111/wre.12303>
- Cortés, J. A., Mendiola, M. A., Castejón, M. (2010). Competition of velvetleaf (*Abutilon theophrasti* M.) weed with cotton (*Gossypium hirsutum* L.). Economic damage threshold. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 8(2): 391-399. <https://doi.org/10.5424/sjar/2010082-1184>
- Gandía, M. L., Del Monte, J. P., Tenorio, J. L., Santín-Montanyá, M. I. (2021). The influence of rainfall and tillage on wheat yield parameters and weed population in monoculture versus rotation systems. *Scientific reports*, 11(1): 22138. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-00934-y>
- Gbaraneh, L. D., Briggs, S. A. (2018). Influence of timing and frequency of hoe weeding and herbicide application on maize yield in Port Harcourt, Nigeria. *International Journal of Agriculture and Earth Science*, 4(5): 1-12.
- Hossain, M. D., Musa, M. H., Talib, J., Jol, H. (2010). Effects of nitrogen, phosphorus and potassium levels on kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) growth and photosynthesis under nutrient solution. *Journal of Agricultural Science*, 2(2): 49-57. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/20113238437>
- Nur, I., Kundu, B., Chowdhury, M., Mukul, M., Ferdush, J., Khan, M. (2021). Weed Management of Kenaf (*Hibiscus Cannabinus*) Through Intercropping Leafy Vegetables and Cultural Practices. *SAARC Journal of Agriculture*, 19(1):165-176. <https://doi.org/10.3329/sja.v19i1.54787>
- LINKS, (2022). Market Study and Value Chain Analysis of Kenaf in Nigeria. 83pp <https://www.links-nigeria.com/wp-content/uploads/2022/10/Market-Study-and-Value-Chain-Analysis-of-Kenaf-in-Nigeria-1.pdf>
- Ologbon, O. A. C., Oyebanjo, O., Ogunnaike, M. G., Osinowo, O. H., Osunmakinde, M. A. (2023). Herbicide use dynamics on cassava-based farming systems in Yewa division of Ogun state, Nigeria: Economic, environmental and health perspectives. *Journal of Agricultural Development and Policy*, 33(1): 58-67.
- Rahman, M. H., Rahman, M. M., Islam, M. S., Zaman, F., Parveen, S., Hasan, A. K. (2022). Effect of herbicides on weed infestation, growth and yield of (*Hibiscus cannabinus* L.). *Journal of the Bangladesh Agricultural University*, 20 (4):354-361. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/20230015923>
- Udemba I. O., Ayodele O. P., Aluko O. A., Yakubu F. O. (2023) Quantifying kenaf vegetable yield across diverse plant stands in fibre kenaf field kenaf. In W. B. Akanbi, J. O. Olaniyi, T. I. Olabiya, O. O. Olatunji, R. R. Ipinmoriti, J. M. Adesina, E. O. Ajayi and O. O. Ojo (Eds.), *Application of science, technology and artificial intelligence in production and practices of horticulture*; 41st Annual Conference of Horticultural Society of Nigeria (HORTSON), pp 1087-1091.

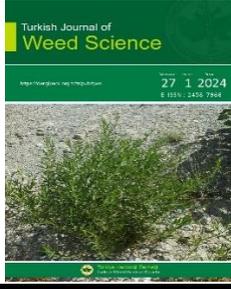
©Türkiye Herboloji Derneği, 2024

Geliş Tarihi/ Received: Ağustos/August, 2024

Kabul Tarihi/ Accepted: Ekim/October, 2024

To Cite : Ayodele, Aluko, Obisesan and Udemba (2024), Understanding the Interplay between Weeding Frequency, Weeding Cost, and Kenaf (*Hibiscus cannabinus*) Yield in Southwest Nigeria. *Turk J Weed Sci*, 27(1):2024:23-35.

Alıntı İçin : Ayodele, Aluko, Obisesan and Udemba (2024), Understanding the Interplay between Weeding Frequency, Weeding Cost, and Kenaf (*Hibiscus cannabinus*) Yield in Southwest Nigeria. *Turk J Weed Sci*, 27(1):2024:23-35.



Available at: <https://dergipark.org.tr/tr/pub/tjws>

Turkish Journal of Weed Science

©Turkish Weed Science Society



Derleme Makale/Review Article

Bitki Paraziti Nematodlara Konukçuluk Yapan Yabancı Otlar

Hakkı TAŞDELEN^{1*}, Ebubekir YÜKSEL², Mustafa İMREN³, Ender Şahin ÇOLAK⁴, Osman GÜVEN⁵, Ramazan CANHİLAL⁶

¹ Erciyes Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü, Kayseri, Türkiye Orcid: 0000-0001-7143-9422

² Erciyes Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü, Kayseri, Türkiye Orcid: 0000-0002-6982-5874

³ Bolu Abant İzzet Baysal Üniversitesi, Ziraat ve Doğa Bilimleri Bitki Koruma Bölümü, Bolu, Türkiye Orcid: 0000-0002-7217-9092

⁴ Erciyes Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü, Kayseri, Türkiye Orcid: 0000-0002-8083-1175

⁵ Erciyes Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü, Kayseri, Türkiye Orcid: 0009-0009-1918-6363

⁶ Erciyes Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü, Kayseri, Türkiye Orcid: 0000-0002-5374-5458

*Corresponding author: htasdelen@erciyes.edu.tr

ÖZET

Bitki paraziti nematodlar (BPN) tarımsal üretimde verim ve kalite kayıplarına neden olan önemli tarımsal zararlı gruplarından biridir. Tarımsal üretim alanlarında bulunan yabancı otlar, birçok BPN'ye konukçuluk yaparak BPN'ler ile mücadeleyi zorlaştırmaktadır. Bu çalışmada 25 familyaya ait 110'dan fazla yabancı ot türü, dünya çapında farklı BPN'lere konukçu uygunluğu açısından incelenmiştir. Yabancı otlarla beslenebilen BPN grupları içerisinde, en çok konukçu sayısına (53 yabancı ot türü) sahip olan grubun Kök Ur nematodları (*Meloidogyne* spp.) olduğu bilinmektedir. Yabancı otlar üzerinde beslenebilen diğer BPN'ler: *Pratylenchus* spp. *Rotylenchulus reniformis*, *Heterodera glycines* ve *Radopholus similis*'tir ve bu nematodların sırası ile 26, 25, 10 ve 3 yabancı ot türünü enfekte ettiği rapor edilmiştir. BPN'lere en fazla konukçuluk yapan yabancı ot türleri ise Poaceae familyasında tespit edilmiştir.

Anahtar kelimeler: Bitki Paraziti Nematodlar, Yabancı otlar, Ara konukçu

Weeds That Host Plant Parasitic Nematodes

ABSTRACT

Plant parasitic nematodes (PPN) are one of the important agricultural pest groups that cause yield and quality losses in agricultural production. Weeds found in agricultural production areas host many PPNs, making it difficult to combat PPNs. In this study, more than 110 weed species belonging to 25 families were examined for host suitability to different PPNs worldwide. Among the PPN groups that can feed on weeds, it is known that the group with the highest number of hosts (53 weed species) is Root Knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). Other PPNs that can feed on weeds are: *Pratylenchus* spp. *Rotylenchulus reniformis*, *Heterodera glycines* and *Radopholus similis*, and these nematodes have been reported to infect 26, 25, 10 and 3 weed species, respectively. The highest number of weed species that host nematodes was found in the Poaceae family.

Key words: *Meloidogyne* spp. *Pratylenchus* spp. *Rotylenchulus reniformis*, *Heterodera glycines*, nematode hosts

1. GİRİŞ

Yabancı otlar, kültür bitkileri ile su, besin maddeleri ve yer için rekabet etmeleri sebebiyle tarımsal üretimi sınırlayan önemli biyotik etmenlerden biridir (Zhang ve ark. 2023). Ayrıca yabancı otlar, tarımsal zararlı organizmaların ve fitopatogenlerin alternatif konukçuları oldukları için tarımsal üretimde dolaylı olarak olumsuz etkilere neden olabilir (Lopes ve ark. 2019; Munif ve ark. 2022).

Yabancı otlar, tarımsal zararlılar ve hastalıklar için uygun bir konukçu olması dolayısıyla etmenlerin popülasyonunun artmasına neden olarak tarımsal mücadeleyi zorlaştırmaktadırlar (Wisler ve Norris, 2005; Jordaan ve Waele, 1988). Bitki paraziti nematodlar (BPN'ler) yabancı otları konukçu olarak kullanan tarımsal zararlılardan biridir (Ntidi ve ark. 2015). Yabancı otlar nematodlara konukçuluk yapmanın yanı sıra, pestisitlerden ve olumsuz çevre koşullarından koruma sağlayarak nematod mücadelesini olumsuz yönde etkilerler (Thomas ve ark. 2004; Lopez ve ark. 2021).

Mevcut konukçuların çeşitliliği ve diğer patojen organizmalarla etkileşimi, nematodları ana zararlı gruplarından biri haline getirmektedir. Bu bağlamda nematodların tarımsal üretime ve kalitesine verdiği zarar yıllık yaklaşık 157 milyar dolardır. Bu zararlılar dünya çapında çok çeşitli tarım alanlarında, farklı bölgelerde yaygın olarak görülmektedir (Bellé ve ark. 2017).

Nematodlar doğası gereği kozmopolittir ve dünyadaki hemen hemen tüm habitatlarda bulunur. Çöllerden soğuk bölgelere kadar çok çeşitli iklim koşullarına uyum sağlayabilirler (Subedi ve ark. 2020).

BPN'ler binlerce farklı bitki türünü enfekte eder ve tarımsal üretimde önemli düzeyde verim ve kalite kaybına sebep olurlar (Castillo ve ark. 2008). BPN'lerin çoğunluğunu toprak içerisinde bulunmakta ve kültür bitkilerinde neden oldukları belirtilen birçoğunun diğer tarımsal zararlı ve hastalıklar ile benzerlik göstermesi nedeniyle, üreticiler tarafından oldukça geç fark edilmekte ve bu nedenle tarımsal üretimde kayıplar meydana gelmektedir (Bakr ve ark. 2020).

Birçok BPN, doğrudan kök dokusuna zarar vererek su ve besin emilimini engeller. Bazı BPN'ler bitkinin kök bölgesinden üst kısımlara hareket edebilir. BPN'lerle enfekte bitkilerde verimde düşüş, gelişme geriliği, yaprak ve meyvede küçülme ve dökülme, saçak kök, solgunluk, köklerde bulunan ve çıplak gözle görülebilen beyazdan soluk sarıya değişen kist gibi belirtiler görülür (Esker, 2023). Nematod enfeksiyonu, bitkinin aynı zamanda diğer patojenler (funguslar, bakteri vb.) tarafından enfekte olarak direncinin zayıflamasına sebep olur (Jones ve ark. 2013). Sonuçta, ekim alanlarında yabancı otların varlığı sürdürülebilir ve kârlı bir üretime engel olmaktadır (Ntidi ve ark. 2015; Burrelle ve Roskopf, 2012).

BPN'ler ile mücadele stratejilerinde temel prensip, hedef nematodun popülasyon yoğunluğunu azaltmaktır. Fakat bu strateji, nadas dönemleri sırasında nematodların yabancı otlar üzerinde hayatta kalarak veya popülasyon yoğunluklarını artırması nedeniyle başarılı olamamaktadır (Samaliev ve Markova, 2014).

2. BİTKİ PARAZİTİ NEMATODLARIN KONUKÇUSU YABANCI OTLAR

Yabancı otlar, çeşitli BPN türlerine konukçuluk yapmaktadırlar. Çeşitli çalışmalarda *Meloidogyne* spp. (Tylenchida: Meloidogynidae), *Pratylenchus* spp. (Tylenchida: Pratylenchidae), *Radopholus similis* (Tylenchida: Pratylenchidae), *Rotylenchulus reniformis* (Tylenchida: Hoplolaimidae) ve *Heterodera glycines* (Tylenchida: Heteroderidae) gibi nematod türlerine yabancı otların konukçuluk yaptığı görülmektedir (Kutywayo ve Been, 2006; Rich ve ark. 2008; Duyck ve ark. 2009; Moens ve ark. 2009; Gharabadiyan ve ark. 2012; Toktay ve ark. 2014; Ahmad ve ark. 2015; Bellé ve ark. 2017; Bellé ve ark. 2019; Basnet ve ark. 2019; Rodríguez ve ark. 2022; Kantarcı ve ark. 2023). BPN'ler özellikle kültür bitkilerinin yetiştirme sezonu dışında yabancı otlar üzerinde beslenerek popülasyonlarını artırmakta ve yetiştirme sezonu içerisinde kültür bitkilerini tekrar enfekte etmektedirler.

2.1. Kök Ur Nematodları (*Meloidogyne* spp.)

Meloidogyne Yunanca kökenlidir ve 'elma biçimli dişi' anlamına gelir. Kök Ur Nematodları (KUN) zorunlu bitki parazitleridir ve yeryüzünde birçok iklime uyum sağlamış ekonomik açıdan önemli bir BPN grubudur. KUN'lar geniş bir konukçu yelpazesine sahip polifag zararlılardır. KUN'lar önemli düzeyde ürün kayıplarına sebep olmaktadır, sadece *M. incognita*'nın her yıl dünyada 100 milyar dolarlık bir kayba neden olduğu tahmin edilmektedir (Téliz ve ark. 2007; Gharabadiyan ve ark. 2012; Sumita ve Vivekananda, 2023). KUN türlerinde (*Meloidogyne* spp.) tarımsal açıdan en önemlileri; *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria*, *M. chitwoodi*, *M. etiopica* ve *M. hapla*'dır. *Meloidogyne* spp. (KUN)'ye konukçuluk yapan yabancı ot türlerinin familyası ve bilimsel adları Tablo 1. de verilmiştir.

2.1.2. *Meloidogyne incognita* (Tylenchida: Meloidogynidae)

M. incognita, ilk olarak 1855 yılında ABD'de pamuk bitkisinde tespit edilmiştir. Geniş konukçu dizisi ve yüksek üreme hızı, yumurtaların toprakla kolayca taşınabilmesi, ticari bitki ve fide hareketleri ile bulaşık toprak ve materyallerin taşınması gibi faktörler nedeniyle, dünya çapında hızla yayılmıştır (Katı ve Mennan, 2006; Eisenback, 2020). *M. incognita* BPN içerisinde coğrafi olarak en geniş dağılıma sahip en önemli tür olup, hemen hemen tüm kültür bitkilerini enfekte edebilmektedir. Bu nedenle, her yıl milyarlarca dolarlık ürün kaybına sebep olmaktadır. (McCarter ve ark. 2003; Bernard ve ark. 2022).

2.1.3. *Meloidogyne javanica* (Tylenchida: Meloidogynidae)

M. javanica, ilk olarak 1885 yılında Endonezya'nın Java adasında buğday bitkisinde tespit edilmiş ve bu nedenle "javanica" ismi verilmiştir (Coyne ve ark. 2018). *M. javanica* tropikal ve subtropikal dağılıma sahip önemli KUN türlerinden biridir. Geniş bir konukçu yelpazesine sahiptir ve önemli bir tarımsal zararlı olarak kabul edilir (Rahman ve Hirschmann, 1990; Watson ve ark. 2020; Rich ve ark. 2008).

2.1.4. *Meloidogyne arenaria* (Tylenchida: Meloidogynidae)

M. arenaria ilk olarak Chitwood tarafından 1949 yılında Yunanistan'da melisa bitkisinde tespit edilmiş (Ataş ve ark. 2022) olup, soya fasulyesi (*Glycine max* L.), yer fıstığı (*Arachis Hypogaea* L.), patates (*Solanum tuberosum* L.), mısır (*Zea mays* L.), tütün (*Nicotiana tabacum* L.), domates (*Solanum lycopersicum* L.), muz (*Musa* spp. [L.], asma (*Vitis* spp. L.), şeftali (*Prunus persica* (L.), şeker pancarı (*Beta vulgaris* L.) ve süs türleri gibi kültür bitkilerinden elde edilen gıda ve lif üretiminin verim ve kalitesinin azalmasına ana nedenidir (CABI, 2019). *M. arenaria* farklı yabancı otlar üzerinde polifag olarak beslenebilmektedir (Bellé ve ark. 2020).

2.1.5. *Meloidogyne etiopica* (Tylenchida: Meloidogynidae)

Çoğunlukla Afrika ülkelerinde görülen kök-ur nematodu *M. etiopica*, ilk kez 1968'de Tanzanya'da tespit edilmiştir (Aydınlı ve ark. 2013). *M. etiopica*, dünya çapında birçok konukçuda ürün kaybına neden olduğu bildirilen, ekonomik açıdan önemi yeni ortaya çıkan nematod türlerinden biri olarak kabul edilmektedir. *M. etiopica*, 2011 yılında Avrupa ve Akdeniz Bitki Koruma Örgütü'nün (EPPO) uyarı listesine alınmıştır (Bellé ve ark. 2019).

2.1.6. *Meloidogyne chitwoodi* (Tylenchida: Meloidogynidae)

M. chitwoodi yaygın olarak 'Columbia kök-ur nematodu' olarak bilinen bir kök-ur nematodudur. Bu tür ilk olarak 1980 yılında Amerika Birleşik Devletleri'nin Kuzeybatı Pasifik bölgesinde bir tarlada patatesin kök ve yumrularında tespit edilmiştir. *M. chitwoodi*, Büyük Britanya, Kuzey Karolina ve AB'de patatesin karantinaya tabi önemli zararlılarından. Yumrular ve köklerdeki belirtiler, diğer kök-ur nematodlarının neden olduğu belirtilere benzer tipte urlar şeklindedir. İstila edilmiş patates yumrularının yüzeyi genellikle çok sayıda sivilce benzeri kabarık urlar ile kaplıdır (Hoyle ve Prior, 2023).

2.1.7. *Meloidogyne hapla* (Tylenchida: Meloidogynidae)

M. hapla ilk kez 1949 yılında ABD’de Chitwood tarafından patates tarlasında tespit edilmiştir (Rusique ve ark. 2022) ve havuç, marul, soğan ve şeker pancarında %40-80’e varan verim kayıpları ile

özellikle organik sebze üretiminde ciddi zararlara sebep olmaktadır. 550’den fazla dikotiledon bitki türü *M. hapla*’ya konukçuluk yapmaktadır (Vestergård, 2019).

Tablo 1. *Meloidogyne* spp. (KUN) ye konukçuluk yapan yabancı ot türlerinin familyası ve bilimsel adları

Familya	Konukçu Yabancı Ot*	Nematod Türü
Amaranthaceae (Horozibıgıgiller)	<i>Amaranthus cruentus</i> (L.)	<i>M. javanica</i>
	<i>Amaranthus hybridus</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
		<i>M. etiopica</i>
	<i>Amaranthus spinosus</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
		<i>M. etiopica</i>
	<i>Amaranthus tricolor</i> (L.)	<i>M. javanica</i>
	<i>Amaranthus deflexus</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
		<i>M. arenaria</i>
		<i>M. etiopica</i>
	<i>Amaranthus hybridus</i> (L.)	<i>M. arenaria</i>
	<i>Amaranthus retroflexus</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
	<i>Amaranthus viridis</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
		<i>M. arenaria</i>
		<i>M. etiopica</i>
Asteraceae (Papatyagiller)	<i>Chenopodium album</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
		<i>M. arenaria</i>
	<i>Galinsoga parviflora</i> (Cav.)	<i>M. incognita</i>
		<i>Meloidogyne</i> spp.
		<i>M. etiopica</i>
	<i>Acanthospermum australe</i> (Loefl.)	<i>M. etiopica</i>
	<i>Bidens pilosa</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
		<i>M. etiopica</i>
	<i>Bidens subalternans</i> (DC.)	<i>M. incognita</i>
		<i>M. etiopica</i>
Brassicaceae (Turpgiller)	<i>Lactuca serriola</i> (L.)	<i>M. etiopica</i>
	<i>Senecio vulgaris</i> (L.)	<i>M. chitwoodi</i>
	<i>Sonchus oleraceus</i> (L.)	<i>M. etiopica</i>
Commelinaceae (Telgrafçiçeğigiller)	<i>Raphanus raphanistrum</i> (L.)	<i>M. etiopica</i>
	<i>Commelina benghalensis</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
		<i>M. etiopica</i>
	<i>Commelina diffusa</i> (Burm. f.)	<i>M. javanica</i>
Convolvulaceae (Kahkahaçiçeğigiller)	<i>Ipomoea nil</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
	<i>Ipomoea grandifolia</i> (Dammer)	<i>M. arenaria</i>
		<i>M. etiopica</i>
	<i>Ipomoea purpurea</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
		<i>M. etiopica</i>
Euphorbiaceae (Sütlegengiller)	<i>Ipomoea cissoides</i> (Lam.)	<i>M. incognita</i>
	<i>Euphorbia heterophylla</i> (L.)	<i>M. incognita</i> ,
		<i>M. etiopica</i>
Fabaceae (Baklagiller)	<i>Aeschynomene rudis</i> (Benth)	<i>M. incognita</i>
	<i>Aeschynomene americana</i> (L.)	<i>M. arenaria</i>
		<i>M. Incognita</i>
		<i>M. javanica</i>
Lamiaceae (Ballıbagiller)	<i>Crotalaria sphaerocarpa</i> (Perr.)	<i>M. javanica</i>
	<i>Melilotus indica</i> (L.)	<i>M. javanica</i>
	<i>Leonurus sibiricus</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
		<i>M. etiopica</i>

Malvaceae (Ebegümeçigiller)	<i>Sida rhombifolia</i> (L.)	<i>M. incognita</i> <i>M. arenaria</i> <i>M. etiopica</i>
	<i>Abutilon theophrasti</i> (Med.)	<i>M. incognita</i>
	<i>Hibiscus trionum</i> (L.)	<i>M. javanica</i>
	<i>Malva sylvestris</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
Oxalidaceae (Ekşi yoncagiller)	<i>Oxalis corniculata</i> (L.)	<i>M. etiopica</i>
Papaveraceae (Gelincikgiller)	<i>Fumaria indica</i> (Hauskun.)	<i>M. javanica</i>
Poaceae (Buğdaygiller)	<i>Cynodon dactylon</i> (L.)	<i>M. javanica</i> , <i>M. etiopica</i>
	<i>Digitaria insularis</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
	<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.)	<i>M. javanica</i>
	<i>Digitaria horizontalis</i> (Willd.)	<i>M. incognita</i>
	<i>Eleusine coracana</i> (L.)	<i>M. javanica</i>
	<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd.)	<i>M. incognita</i>
Polygonaceae (Madımakgiller)	<i>Sorghum halepense</i> (L.)	<i>M. javanica</i>
	<i>Rumex crispus</i> (L.)	<i>M. incognita</i> , <i>M. javanica</i>
	<i>Polygonum aviculare</i> (L.)	<i>M. incognita</i>
	<i>Portulaca oleracea</i> (L.)	<i>Meloidogyne</i> spp. <i>M. incognita</i> , <i>M. arenaria</i> , <i>M. Javanica</i> , <i>M. etiopica</i>
	<i>Talinum paniculatum</i> (Jack)	<i>M. etiopica</i>
Portulacaceae (Semizotugiller)	<i>Spermacoce assurgens</i> (Ruiz& Pav.)	<i>Meloidogyne</i> spp.
	<i>Spermacoce confusa</i> (Rendle)	<i>Meloidogyne</i> spp.
Rubiaceae (Kökboyasıgiller)	<i>Spermacoce latifolia</i> (Aubl)	<i>Meloidogyne</i> spp.
	<i>Cardiospermum halicacabum</i> (L.)	<i>M. incognita</i> , <i>M. arenaria</i> , <i>M. etiopica</i>
Sapindaceae (Akçaağaçgiller)	<i>Solanum americanum</i> (Mill.)	<i>M. incognita</i> , <i>M. arenaria</i> , <i>M. etiopica</i>
	<i>Solanum nigrum</i> (L.)	<i>Meloidogyne</i> spp. <i>M. incognita</i> , <i>M. chitwoodi</i>
	<i>Solanum sisymbriifolium</i> (Lam.)	<i>M. incognita</i> , <i>M. arenaria</i> , <i>M. etiopica</i>
	<i>Nicandra physalodes</i> (L.)	<i>M. incognita</i> , <i>M. arenaria</i> , <i>M. etiopica</i>
	<i>Solanum pseudocapsicum</i> (L.)	<i>M. etiopica</i>
	<i>Physalis angulata</i> (L.)	<i>M. incognita</i>

*Konukçu olan yabancı ot türleri Ahmad ve ark. (2015); Bakr ve ark. (2020); Bellé ve ark. (2017; 2019; 2020); Burrelle ve Roskopf (2012); Giraldeli ve ark. (2017); Kantarcı ve ark. (2023); Kutuywayo ve Been (2006); Lopes ve ark. (2019); Munif ve ark. (2022); Ntidi ve ark. (2015); Queneherve ve ark. (1995); Rich ve ark. (2008) ve Rodriguez ve ark. (2022) kaynaklarından alıntılanmıştır.

2.2. Kök Yara Nematodları, *Pratylenchus* spp. (Tylenchida: Pratylenchidae)

Kök yara nematodları (KYN) endoparazit nematodlardır (Bernard ve ark. 2022). KYN'ler, konukçu bitkilerin köklerini istila ederler, ancak özel beslenme bölgeleri oluşturmazlar. Bu nematodlar tipik olarak stiletlerini kortikal hücreleri delmek ve beslenmek için kullanırlar. Köklerde çok sayıda

yaralara sebep olmalarından dolayı toprak kökenli diğer patojenlerin sekonder enfeksiyonlarına neden olurlar (Thomas ve ark. 2005). *Pratylenchus* spp.'in geniş bir konukçu yelpazesine ve coğrafi dağılıma sahip olduğu birçok çalışmada bildirilmiştir (Tablo 2.) (Vanstone ve Russ, 2001).

Tablo 2. *Pratylenchus* spp. 'ye konukçuluk yapan yabancı ot türlerinin familyası ve bilimsel adları

Familya	Konukçu Yabancı Ot*	Nematod Türü
Amaranthaceae (Horozibiğigiller)	<i>Amaranthus palmeri</i> (S.Watson.)	<i>P. neglectus</i>
	<i>Amaranthus retroflexus</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>
	<i>Chenopodium album</i> (L.)	<i>P. penetrans</i>
Asteraceae (Papatyagiller)	<i>Cirsium arvense</i> (L.)	<i>P. penetrans</i>
	<i>Sonchus oleraceus</i> (L.)	<i>P. penetrans</i>
	<i>Senecio vulgaris</i> (L.)	<i>P. penetrans</i>
Brassicaceae (Turpgiller)	<i>Brassica tournefortii</i> (Guoan)	<i>P. neglectus</i>
	<i>Raphanus raphanistrum</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>
	<i>Sisymbrium altissimum</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>
Fabaceae (Baklagiller)	<i>Crotalaria sphaerocarpa</i> (Perr)	<i>P. zea</i>
	<i>Vicia villosa</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>
Malvaceae (Ebegümeçigiller)	<i>Malva parviflora</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>
Poaceae (Buğdaygiller)	<i>Aegilops cylindrica</i> (Host)	<i>P. neglectus</i>
		<i>P. thornei</i>
	<i>Apera spica-venti</i> (L.)	<i>P. penetrans</i>
	<i>Avena fatua</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>
	<i>Bromus inermis</i> (Leyss.)	<i>P. neglectus</i>
		<i>P. thornei</i>
	<i>Bromus tectorum</i> (L.)	<i>P. thornei</i>
	<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>
	<i>Echinochloa crus-galli</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>
		<i>P. penetrans</i>
	<i>Eleusine indica</i> (L.)	<i>P. zea</i>
	<i>Elymus lanceolatus</i> (Scribn.)	<i>P. neglectus</i>
		<i>P. thornei</i>
	<i>Elymus smithii</i> (Rydb.)	<i>P. neglectus</i>
	<i>Elytrigia repens</i> (L.)	<i>P. penetrans</i>
		<i>P. neglectus</i>
	<i>Festuca ovina</i> (L.)	<i>P. thornei</i>
	<i>Festuca trachyphylla</i> (Hack)	<i>P. thornei</i>
	<i>Poa annua</i> (L.)	<i>P. penetrans</i>
	<i>Poa secunda</i> (J. Presl)	<i>P. neglectus</i>
<i>Rottboellia cochinchinensis</i> (Lour)	<i>Pratylenchus</i> spp.	
<i>Setaria viridis</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>	
<i>Thinopyrum ponticum</i> (Podp.)	<i>P. neglectus</i>	
<i>Vulpia myuros</i> (L.)	<i>P. thornei</i>	
Polygonaceae (Madımgiller)	<i>Rumex crispus</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>
	<i>Emex australis</i> (Doublegee)	<i>P. neglectus</i>
	<i>Solanum nigrum</i> (L.)	<i>P. neglectus</i>
Solanaceae (Patlıcangiller)		<i>P. penetrans</i>

*Konukçu olan yabancı ot türleri Gast ve ark. (1984); Jordaan ve Waele (1988); Kutuywayo ve Been (2006); Queneherve ve ark. (1995); Rodríguez ve ark. (2022); Samaliev ve Markova (2014); Smiley ve ark. (2014) ve Vanstone ve Russ (2001) kaynaklarından alıntılanmıştır.

2.3. *Radopholus similis* (Tylenchida: Pratylenchidae)

R. similis ilk kez 1893 yılında Fiji adalarındaki muz bahçelerinde tespit edilmiştir (Christie, 1957). Şekil ve boyut olarak *Pratylenchus* spp.'ye benzer, ancak dişilerinin iki yumurtalığı

olmasıyla *Pratylenchus* spp.'lerden ayrılırlar. Erkekler görünüş olarak dişilere göre daha incedirler (Kaplan ve O'Bannon, 1985). *R. similis* konukçu köklerinin dokularında gelişip çoğalır. Konukçu olarak yaşadığı yabancı ot türleri Tablo 3'te verilmiştir. Muzda zararlı olan en önemli nematod olarak bilinmektedir (Gowen ve ark. 2005).

Tablo 3. *Radopholus similis*'e konukçuluk yapan yabancı ot türlerinin familyası ve bilimsel adları

Familiya	Konukçu Yabancı Ot*
Araceae (Yılanyastığıgiller)	<i>Caladium bicolor</i> (Uphof.)
Poaceae (Buğdaygiller)	<i>Echinochloa colona</i> (L.)
Urticaceae (Isırganğiller)	<i>Phenax sonneratii</i> (Poir)

*Konukçu olan yabancı ot türleri Gebremichael, 2015 kaynağından alıntılanmıştır.

2.4. *Rotylenchulus reniformis* (Tylenchida: Hoplolaimidae)

R. reniformis ilk kez 1940 yılında Hawaii'de Linford and Oliveira tarafından pamuk tarlalarında tespit edilmiştir (Ayala ve Ramirez, 1965). *R. reniformis*, dünya çapında tropik ve subtropikal bölgelerde dağılım gösteren, cinsinin

ekonomik açıdan en önemli üyesidir (Bernard ve ark. 2022). *R. reniformis* pamuğun başlıca ekonomik nematod zararlısıdır (Lawrence ve ark. 2008). Konukçu olarak yaşadığı yabancı ot türleri Tablo 4'te verilmiştir. Pamuk, hintyağı, bürülce, papaya, banya, domates, ananas gibi 50 familyaya ait 150'den fazla bitki türü *R. reniformis* tarafından parazitlenebilmektedir (Khan, 2005).

Tablo 4. *Rotylenchulus reniformis*'e konukçuluk yapan yabancı ot türlerinin familyası ve bilimsel adları

Familiya	Konukçu Yabancı Ot*
Amaranthaceae (Horoziğiğiller)	<i>Amaranthus spinosus</i> (L.) <i>Chenopodium murale</i> (L.) <i>Chenopodium album</i> (L.)
Compositae (Papatyagiller)	<i>Bidens pilosa</i> (L.) <i>Blumea hieraciifolia</i> (Spreng.) <i>Galinsoga ciliata</i> (Rafin) <i>Xanthium</i> spp.
Commelinaceae (Telgrafçiçeğigiller)	<i>Atemisia</i> spp. <i>Commelina diffusa</i> (Burm. f.)
Convolvulaceae (Kahkahaçiçeğigiller)	<i>Convolvulus arvensis</i> (L.) <i>Ipomoea</i> spp.
Euphorbiaceae (Sütleğengiller)	<i>Euphorbia heterophylla</i> (L.) <i>Euphorbia hirta</i> (L.) <i>Euphorbia thymifolia</i> (L.) <i>Euphorbia milii</i> (Des Moul.) <i>Phyllanthus carolinensis</i> (Walter)
Leguminosae (Baklagiller)	<i>Aeschynomene americana</i> (L.)
Malvaceae (Ebegümeçigiller)	<i>Abutilon indicum</i> (L.)
Portulacaceae (Semizotugiller)	<i>Portulaca oleracea</i> (L.)
Poaceae (Buğdaygiller)	<i>Setaria barbata</i> (Lam.) <i>Rottboellia cochinchinensis</i> (Lour)
Solanaceae (Patlıcangiller)	<i>Physalis angulata</i> (L.)
Urticaceae (Isırganğiller)	<i>Laportea aestuans</i> (L.) <i>Phenax sonneratii</i> (Poir)
Zygophyllaceae (Çobançökertengiller)	<i>Tribulus terrestris</i> (L.)

*Konukçu olan yabancı ot türleri Inserra ve ark. (1989); Khan, (2005); Munif ve ark. (2022); Queneherve ve ark. (1995) ve Yadav ve Nandawa (1976) kaynaklarından alıntılanmıştır.

2.5. *Heterodera glycines* (Kist Nematodları) (Tylenchida: Heteroderidae)

Soya fasulyesi kist nematodu (SCN, *Heterodera glycines*), ilk kez 1987 yılında Ohio soya fasulyesi tarlalarında tespit edilmiş olup soya fasulyesinin (*Glycine max*) önemli bir zararlısıdır (Venkatesh ve ark. 2000). Soya fasulyesi kist nematodunun (*Heterodera glycines*), 22 bitki familyasına dahil olan yaklaşık 150 baklagil ve baklagil olmayan cinsi kapsayan geniş bir

yelpazedeki konukçu bitkiyi parazitlediği bildirilmiştir (Johnson ve ark. 2008). *H. glycines* yerleşik endoparazittir. Tipik olarak yaygın KUN'lerden daha dar konukçu aralıklarına sahiptir (Bernard ve ark. 2022). Konukçu olarak yaşadığı yabancı ot türleri Tablo 5'te verilmiştir Bazı yabancı otlar SCN yaşam döngüsünün tamamlanması için, soya fasulyesi ekilmeyen tarlalarda SCN için bir köprü görevi yapabilmektedir (Basnet ve ark. 2019). ABD' de soyada SCN'nin neden olduğu kayıpların ülke çapındaki diğer hastalıkların iki katı olduğu bildirilmiştir (Rocha ve ark. 2021).

Tablo 5. *Heterodera glycines*'e konukçuluk yapan yabancı ot türlerinin familyası ve bilimsel adları

Familya	Konukçu Yabancı Ot*
Asteraceae(Papatyagiller)	<i>Xanthium strumarium</i> (L.) <i>Cirsium arvense</i> (L.)
Brassicaceae (Turpgiller)	<i>Cardamine parviflora</i> (L.) <i>Thlaspi arvense</i> (L.) <i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.)
Caryophyllaceae (Karanfilgiller)	<i>Stellaria media</i> (L.)
Fabaceae (Baklagiller)	<i>Trifolium repens</i> (L.)
Lamiaceae (Ballıbabagiller)	<i>Lamium purpureum</i> (L.) <i>Lamium amplexicaule</i> (L.)
Malvaceae (Ebegümecegiller)	<i>Malva neglecta</i> (Wallr)

*Konukçu olan yabancı ot türleri Basnet ve ark. (2019); Creech ve ark. (2007); Johnson ve ark. (2008); Mock, ve ark. (2011); Poromarto ve ark. (2015); Venkatesh, ve ark. (2000) ve Werle ve ark. (2015) kaynaklarından alıntılanmıştır.

3. SONUÇ

Yabancı otların tarımsal üretim sistemlerinde cansız veya canlı birçok faktörle etkileşimi vardır. Yabancı otlar patojen, böcek ve nematod gibi zararlılarla birlikte, faydalı organizmalarında hayatta kalmasında önemli rol oynarlar.

Yabancı ot mücadelesi genellikle yabancı ot popülasyonlarının yoğunluklarına ve yabancı ot/kültür bitkisi rekabeti için belirlenen eşik seviyelerine göre gerçekleştirilir. Yabancı ot popülasyonları nispeten düşükse, bu yabancı otların parazit nematodları barındırıp barındırmadığına bakılmaksızın, yabancı ot mücadelesinin gerçekleştirilmesi faydasız olarak görülebilir.

Konukçu durumu ve yabancı otlar üzerindeki nematodların çoğalma derecesi, bütünlüşmüş nematod mücadele programlarında

önemli bir konu olmalıdır, çünkü yabancı otlar tarımsal üretim sezonu boyunca ve daha sonra nadas dönemlerinde de arazilerde bulunabilmektedirler.

Nematod-yabancı ot ilişkisi üzerine yapılan çalışmalarda BPN'lerin özellikle domates, biber, patlıcan gibi sebze bitkilerinde, muz, şeker pancarı ve patatestte yaygın olan yabancı otlarda konukçuluk yaptığı görülmüştür (Ercan ve Elekcioglu, 2009; Evlice ve Bayram, 2016; İmren ve Elekcioglu, 2018; Torun ve ark.; 2021; Kantarcı ve ark. 2023).

Nematodlara konukçuluk yapan yabancı otlarla mücadele edilmemesinden dolayı artacak nematod popülasyonu, yeşilbiber ve domatestte %15, Havuç, fasulye, salatalık, kavun ve kavun gibi sebzelerde ise %20, patatestte %80 ye varan gelir kaybına sebep olmaktadır (İmren ve Elekcioglu, 2018; Evlice ve Bayram, 2016).

Nadas dönemlerinde ürünlere ayrılan tarım arazileri belirli dönemler boyunca atıl durumda kalmasından dolayı yabancı otlar bu alanlarda hızla çoğalırlar. Yabancı otların kültür bitkilerinin olmadığı dönemlerde nematodlara konukçuluk yapmasından dolayı nadas dönemlerinde de yabancı ot mücadelesi yapmak nematodlarla mücadeleyi kolaylaştıracaktır. Bazı çalışmalar Nadas alanlarında yabancı otlarla mücadele ederken daha fazla toprak erozyonu ve organik madde miktarında azalma olmaması için yabancı otların tamamını değil nematodlara konukçuluk yapabilecek olanları seçici olarak mücadele edilmelidir.

BPN'lere konukçuluk eden yabancı ot türlerinin iyi bilinmesi gerekir. Bu yabancı otlarla diğer mücadele yöntemlerinin (kültürel, mekanik) dışında herbisit uygulaması ile kültür bitkilerindeki nematod büyük oranda engellenebilir. Nadas dönemlerinde BPN'lere konukçu olmayan örtücü bitkilerin yetiştirilmesi yabancı otların çıkışını azaltmasından dolayı alternatif bir yöntem olarak

kullanılabilir. Özellikle Kök-ur nematodları ile mücadelede nadası takip eden dönemde tuzak bitki kullanımının nematod popülasyonunun azaltmada etkili olmaktadır. Ayrıca alanda yabancı ot yokken nematisit uygulaması, nadas, solarizasyon ve toprağın 0-30 cm'lik kısmının ters çevrilerek güneşe maruz bırakılması ve kurutulması gibi işlemler, BPN'leri ekonomik zarar düzeyinin altında tutabilmektedir.

Bu çalışma, normal ekim zamanı içinde ve sonrasında yabancı ot mücadelesinin, nematodlarla mücadelenin kritik bir bileşeni olduğunu göstermektedir. Etkili bir yabancı ot mücadelesi programı olmadan, nematodla mücadele için ürün rotasyonundan elde edilecek fayda, yabancı otların BPN'lere konukçuluk etmesinden dolayı etkisiz olabilir. Üreticilerin, ürün rotasyonu yaparken yabancı otlarla mücadele etmenin önemi hakkında bilgilendirilmeleri BPN'lerden kaynaklı meydana gelebilecek ürün kayıplarının azaltılmasında önemli bir rol oynayacaktır.

KAYNAKÇA

- Ahmad, I., Saifullah, Ahmad, M., Khan, I., Ali, R., Abbas, A., Ali, A. (2015). Incidence of root-knot nematode in winter weeds of tomato in Malakand division – Pakistan. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 3(6), 385-391.
- Ataş, H., Uysal, G., Gözel, Ç., Gözel, U., & Devran, Z. (2022). First Report of Root-Knot Nematode, *Meloidogyne arenaria* on Lemon Balm (*Melissa officinalis* L.) in Turkey. *KSÜ Tarım ve Doğa Dergisi*, 25(1), 176-179. doi:/doi.org/10.18016/ksutarimdog.a.vi. 1080185
- Ayala, A., & Ramirez, C. (1965). Host-Range, Distribution, and Bibliography of the Reniform Nematode, *Rotylenchulus reniformis*, with Special Reference to Puerto Rico. *Journal of Agriculture of University of Puerto Rico*, 140 - 161.
- Aydınlı, G., Mennan, S., Devran, Z., Sirca, S., & Urek, G. (2013). First Report of the Root-Knot Nematode *Meloidogyne ethiopica* on Tomato and Cucumber in Turkey. *The American Phytopathological Society*, 1262.
- Bakr, R. A., Mahdy, M.-S., & Mousa, E.-S. (2020). Survey of Root-Knot Nematodes *Meloidogyne* spp. Associated With Different Economic Crops and Weed In Egypt. *Egyptian Journal of Crop Protection*, 15(2), 1-14.
- Basnet, P., Clay, S., & Byamukama, E. (2019). Determination of weed hosts of soybean cyst nematode in South Dakota. *Weed Technology*, 377 - 382.
- Bellé, C., Kulczynski, S., Kaspary, T., & Kuhn, e. (2017). Plantas Daninhas Como Hospedeiras Alternativas Para *Meloidogyne incognita*. *Nematologica*, 47, 26-33.
- Bellé, C., Ramos, R., Rubin Balardin, R., Nora, D., & Kaspary, T. (2020). Multiplication potential of *Meloidogyne arenaria* in weeds found in Brazil. *Eur J Plant Pathol*, 157, 441-447.
- Bellé, C., Ramos, R., Balardin, R., Nora, D., & Kaspary, T. (2019). Host weed species range of *Meloidogyne ethiopica* whitehead (Tylenchida: Meloidogynidae) found in Brazil. *Eur J Plant Pathol* (, 156, 979-985.

- Bernard, E. C., Chaffin, A., & Gwinn, K. (2022). Review of nematode interactions with hemp (*Cannabis sativa*). *Journal of Nematology*, 54, 1-18. doi:10.21307/jofnem-2022-002
- Burelle, N., & Roskopf, E. (2012). Susceptibility of Several Common Subtropical Weeds to *Meloidogyne arenaria*, *M. incognita*, and *M. javanica*. *Journal of Nematology*, 44(2), 142 - 147.
- CABI. (2019). *Meloidogyne arenaria* (peanut root-knot nematode). In In: Invasive species compendium. Wallingford.
- Castillo, P., Rapoport, H., Rius, J., & Díaz, R. (2008). Suitability of weed species prevailing in Spanish vineyards as hosts for root-knot nematodes. *European Journal of Plant Pathology*, 120, 43–51.
- Christie, J. (1957). The yellows disease of pepper and spreading decline of citrus. *Plant Disease Reporter*, 41(4), 267 - 268.
- Coyne, D. L., Cortada, L., Dalzell, J., Cole, A., Haukeland, S., Luambano, N., & Talwana, H. (2018). Plant-Parasitic Nematodes and Food Security in Sub-Saharan Africa. *Annual Review of Phytopathology*, 381 - 403.
- Creech, J. E., Webb, J., Young, B., Bond, J., Harrison, S., Ferris, V., . . . Johnson, W. (2007). Development of Soybean Cyst Nematode on Henbit (*Lamium amplexicaule*) and Purple Deadnettle (*Lamium purpureum*). *Weed Technology*, 21, 1064-1070.
- Duyck, P.-F., Pavoine, S., Tixier, P., Chabrier, C., & Que'ne'herve, P. (2009). Host range as an axis of niche partitioning in the plant-feeding nematode community of banana agroecosystems. *Soil Biology & Biochemistry*, 41, 1139–1145.
- Eisenback, J. D. (2020, 5 8). *Meloidogyne incognita* (root-knot nematode). doi:<https://doi.org/10.1079/cabicompendium.33245>
- Ercan, H., & Elekcioglu, İ. (2009). Adana ve Mersin illerinde yabancı otlarda bulunan Kök-ur nematod türlerinin (*Meloidogyne* spp.) (Nemata: *Meloidogynidae*) belirlenmesi1. *Türk. entomol. derg*, 33(3), 179-192.
- Esker, P. D. (2023, 03 31). Plant Parasitic Nematodes Explained. <https://extension.psu.edu> adresinden alındı
- Evlice, E., & Bayram, Ş. (2016). Türkiye Patates Üretiminde Önemli Bir Tehdit: Kolombiya Kök-Ur Nematodu [*Meloidogyne chitwoodi* Golden, O'Bannon, Santos & Finley, 1980 (Nemata: *Tylenchida*)]. *Tarla Bitkileri Merkez Araştırma Enstitüsü Dergisi*, 25(1), 132-144.
- Gast, R. E., Wilson, R., & Kerr, E. (1984). Lesion Nematode (*Pratylenchus* spp.) Infection of Weed Species and Fieldbeans (*Phaseolus vulgaris*). *Weed Science*, 32(5), 616-620.
- Gebremichael, G. N. (2015). A Review on Biology and Management of *Radopholus similis*. *Advances in Life Science and Technology*, 26, 91-96.
- Gharabadiyan, F., Jamali, S., Yazdi, A., Hadizadeh, M., & Eskandari, A. (2012). Weed Hosts of Root-Knot Nematodes In Tomato Fields. *Journal of Plant Protection Research*, 52(2), 230-234.
- Giraldeli, A., San Gregorio, J., Monquero, P., Aguillera, M., & Ribeiro, N. (2017). Weeds Hosts of Nematodes in Sugarcane Culture. *Planta Daninha*(35), 1-7.
- Gowen, S., Queneherve, P., & Fogain, P. (2005). Nematode Parasites of Bananas and Plantains. *Biochem., J.*, 151-157.
- Hoyle, A., & Prior, T. (2023). *Meloidogyne chitwoodi*. 05 07, 2024 tarihinde <https://planthealthportal.defra.gov.uk/>: <https://planthealthportal.defra.gov.uk/assets/factsheets/Plant-Pest-Factsheet-M-chitwoodi.pdf> adresinden alındı
- İmren, M., & Elekcioglu, İ. (2018). Diyarbakır İli Buğday, Sebze ve Bağ Alanlarında Önemli Bitki Parazitisi Nematod Türlerinin Belirlenmesi. *Ç.Ü Fen Bilimleri Enstitüsü* , 116- 121.

- Inserra, R., Dunn, R., Sorley, R., Langdon, A., & Richmer, A. (1989). Weed hosts of *Rotylenchulus reniformis*. *Nematol Circular Gainesville*, 4.
- Johnson, W. G., Creech, J., & Mock, V. (2008). Role of Winter Annual Weeds as Alternative Hosts for Soybean Cyst Nematode. *Crop Management*.
- Jones, J. T., Danchin, E., Gaur, H., Helder, J., Jones, M., Kikuchi, T., . . . Perry, R. (2013). Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. *Molecular Plant Pathology*, 14(9), 946-961.
- Jordaan, E., & Waele, D. (1988). Host Status of Five Weed Species and Their Effects on *Pratylenchus zeae* Infestation of Maize. *Journal of Nematology*, 20(4), 620-624.
- Kantarci, Z., Gürkan, T., & Gürkan, B. (2023). Bazı Yabancı Ot Türlerinin Kök-Ur Nematodlarına (*Meloidogyne incognita* ırk 1 ve *Meloidogyne incognita* ırk 2) Karşı Reaksiyonlarının Araştırılması. *Turkish Journal of Weed Science*, 26(3), 190-198.
- Kaplan, D., & O'Bannon, J. (1985). Occurrence of biotypes in *Radopholus citrophilus*. *Journal of Nematology*, 17(158-162).
- Katı, T., & Mennan, S. (2006). Kök-Ur Nematodları (*Meloidogyne* spp.) İle Biyolojik Mücadele. *OMÜ Zir. Fak. Dergisi*, 265-274.
- Khan, M. R. (2005). Hosts and Non-hosts of Reniform Nematode, *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940 - A Critical Review. *Environment & Ecology*, 23(1), 124-140.
- Khan, R., & Khan, M. (1985). *Portulaca oleracea* hitherto unrecorded host of *Rotylenchulus reniformis* from India. *Acta botanica Indica*, 13, 285-286.
- Kutywayo, V., & Been, T. (2006). Host status of six major weeds to *Meloidogyne chitwoodi* and *Pratylenchus penetrans*, including a preliminary field survey concerning other weeds. *Nematology*, 8(5), 647-657.
- Lawrence, K. S., Price, A., Lawrence, G., Jones, J., & Akridge, J. (2008). Weed Hosts for *Rotylenchulus reniformis* in Cotton Fields Rotated With Corn in The SOUTHEAST OF THE UNITED STATES. *Nematropica*, 38, 13-22.
- Lopes, A., Soares, M., Chidichima, L., & Dias-arieira, C. (2019). Weed hosts of *Meloidogyne* spp. and the effect of aqueous weed extracts on egg hatching. *European Weed Research Society*, 142-149.
- Lopez, H. F., Soti, P., Jagdale, G., Grewal, P., & Racelis, A. (2021). Weeds as Hosts of Plant Parasitic Nematodes in Subtropical Agriculture Systems. *Subtropical Agriculture and Environments* (72), 1-6.
- McCarter, J., Mitreva, M., Martin, J., Dante, M., Wylie, T., Rao, U., . . . Waterston, R. (2003). Analysis and functional classification of transcripts from the nematode *Meloidogyne incognita*. *Genome Biology*, 1-19.
- Mock, V. A., Creech, J., Johnson, B., Faghihi, J., Ferris, V., Westphal, A., & Bradley, K. (2011). Winter Annual Weeds and Soybean Cyst Nematode Management With a Guide for Identifying Known Weed Hosts. *Purdue Extension*. Purdue University.
- Moens, M., Perry, R., & Starr, J. (2009). *Meloidogyne Species - a Diverse Group of Novel and Important Plant Parasites*. Wallingford: CABI.
- Munif, A., Butarbutar, E., Pradana, A., & Yousif, A. (2022). Plant-Parasitic Nematodes Associated With Common Horticultural Weeds. *Pakistan Journal of Phytopathology*, 1-11.
- Nitidi, K. N., Fourie, H., & Daneel, M. (2015). Greenhouse and field evaluations of commonly occurring weed species for their host suitability to *Meloidogyne* species. *International Journal of Pest Management*, 1-9.
- Ntidi, K., Fourie, H., & Daneel, M. (2015). Greenhouse and field evaluations of commonly occurring weed species for their host suitability to *Meloidogyne* species. *International Journal of Pest Management*. doi:10.1080/09670874.2015.1087602

- Poromarto, S. H., Graming, G., Nelson, B., & Jain, S. (2015). Evaluation of Weed Species from the Northern Great Plains as Hosts of Soybean Cyst Nematode. *Plant Health Research*, 16(1), 23-28.
- Queneherve, P., Drob, F., & Topart, P. (1995). Host Status of some Weeds to *Meloidogyne* spp. *Pratylenchus* spp. *Heucotylenchus* spp. and *Rotylenchus reniformis* Associated With Vegetables Cultivated in Polytunnels in Martinique. *Laboratoire de Nematologie*, 149 - 157.
- Rahman, A., & Hirschmann, H. (1990). Morphological Comparison of Three Host Races of *Meloidogyne javanica*. *Journal of Nematology*, 22(1), 56-68.
- Rich, J. R., Brito, J., Kaur, R., & Ferrell, J. (2008). Weed Species as Hosts of *Meloidogyne*: A Review. *Nematropica*, 157- 185.
- Rocha, L. F., Gage, K., Pimentel, M., Bond, J., & Fakhoury, A. (2021). Weeds Hosting the Soybean Cyst Nematode (*Heterodera glycines* Ichinohe): Management Implications in Agroecological Systems. *Agronomy*, 1-16.
- Rodríguez, L. A., Pereira, D., Ruiz, A., & Chaves, L. (2022). Plant- Parasitic Nematodes Associated With Weeds In Potato (*Solanum tuberosum* L.) Fields From Northern Area of Cartago, Costa Rica. *Nematopica* 5, 52, 33-44.
- Rusique, L., Nóbrega, F., Serra, C., & Inácio, M. (2022). The Northern Root-Knot Nematode *Meloidogyne hapla*: New Host Records in Portugal. *biology*, 1-9.
- Samaliev, H., & Markova, D. (2014). Ability of Eight Weeds In Potato Fields of Bulgaria to Host The Root Lesion Nematodes *Pratylenchus penetrans* and *P. neglectus*. *Science & Technologies*, 4(6), 32-37.
- Smiley, R. W., Yan, G., & Gourlie, J. (2014). Selected Pacific Northwest Rangeland and Weed Plants as Hosts of *Pratylenchus neglectus* and *P. thornei*. *Plant Disease*, 98(10), 1332 - 1340.
- Subedi, S., Thapa, B., & Shrestha, J. (2020). Root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) and its management: a review. *Journal of Agriculture and Natural Resources*, 3(2), 21-31.
doi:<https://doi.org/10.3126/janr.v3i2.32298>
- Sumita, K., & Vivekananda, Y. (2023). A Southern Root-knot Nematode (*Meloidogyne incognita*) First Reported on Cucumber in Manipur. *Indian Journal of Agricultural Research*, 1-4.
- Téliz, D., Landa, B., Rapoport, H., Camacho, F., Jiménez-Díaz, R., & Castillo, P. (2007). Plant-Parasitic Nematodes Infecting Grapevine in Southern Spain and Susceptible Reaction to Root-Knot Nematodes of Rootstocks Reported as Moderately Resistant. *The American Phytopathological Society* , 1147 - 1154 .
- Thomas, S. H., Schroeder, J., & Murray , L. (2005). The Role of Weeds in Nematode Management. *Weed Scienc*, 53, 923-928.
- Thomas, S. H., Schroeder, J., & Murray, L. (2004). *Cyperus* Tubers Protect *Meloidogyne incognita* from 1,3-Dichloropropene. *Journal of Nematology*, 36(2), 131-136.
- Toktay, H., Bozbuğa, R., İmren, M., Kasapoğlu, E., & Elekcioğlu, İ. (2014). *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) *Chitwood* ve *Meloidogyne hapla* (*Chitwood*, 1949) (Nemata: *Meloidogynidae*) Yumurtalarının Açılmasına Farklı Uygulamaların Etkisi ve İkinci Dönem Larvalarının Beslenmeden Yaşayabilme Süreleri. *Türk Tarım ve Doğa Bilimleri Dergisi*, 1(4), 509 - 515.
- Torun, H., Özkil, M., Dinçer, D., & Çeliktöpez, E. (2021). Muz Alanlarında Görülen Yabancı Otlar, Mücadelesi, Nematodlarla İlişkisi ve Muz Yetiştiriciliğinde Sulamanın Yabancı Ot Yönetimine Etkisi. *Turk J. Weed Sci.*, 24(1), 29-38.
- Vanstone, V. A., & Russ, M. (2001). Ability of weeds to host the root lesion nematodes *Pratylenchus neglectus* and *P. thornei* II*. Broad-leaf weeds. *Australasian Plant Pathology*, 30, 251-258.
- Venkatesh, R., Harrison, S., & Riedel, R. (2000). Weed Hosts of Soybean Cyst Nematode (*Heterodera glycines*) in Ohio. *Weed Technol*, 14, 156-160.

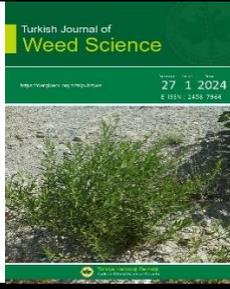
- Vestergård, M. (2019). Trap crops for Meloidogyne hapla management and its integration with supplementary strategies. *Applied Soil Ecology*, 105 - 110.
- Watson, T. T., Strauss, S., & Desaegeer, J. (2020). Identification and characterization of Javanese root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) suppressive soils in Florida. *Applied Soil Ecology*, 1-9.
doi:https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2020.103597
- Werle, R., Giesler, L., Bernardis, M., & Lindquist, J. (2015). Likelihood of Soybean Cyst Nematode (*Heterodera glycines*) Reproduction on Henbit (*Lamium amplexicaule*) Roots in Nebraska. *Weed Technology*, 29, 35-41.
- Wisler, G. C., & Norris, R. (2005). Interactions between weeds and cultivated plants as related to management of plant pathogens. *Weed Science*, 53, 914-917.
- Yadav, L., & Nandawa, P. (1976). A record of some new and known weed hosts of *Rotylenchulus reniformis* Linford and Oliveira. *Indian J. Nematol.*, 6, 94-95.
- Zhang, Y., Wang, M., Zhao, D., Chunye, L., & Liu, Z. (2023). Early weed identification based on deep learning: A review. *Smart Agricultural Technology*, 1-11.

©Türkiye Herboloji Derneği, 2024

Geliş Tarihi/ Received: Temmuz/July, 2024
Kabul Tarihi/ Accepted: Ağustos/August, 2024

To Cite : Taşdelen, Yüksel, İmren, Çolak, Güven and Canhilal (2024), Weeds That Host Plant Parasitic Nematodes, *Turk J Weed Sci*, 27(1):2024:36-48.

Alıntı İçin : Taşdelen, Yüksel, İmren, Çolak, Güven and Canhilal (2024). Bitki Paraziti Nematodlara Konukçuluk Yapan Yabancı Otlar, *Turk J Weed Sci*, 27(1):2024:36-48.



Available at: <https://dergipark.org.tr/tr/pub/tjws>

Turkish Journal of Weed Science

©Turkish Weed Science Society



Derleme Makale / Review Article

Diversity and Geographic Distribution of Fungi on Broomrape Species

Gurkan BASBAGCI^{*}, Esra CIGNITAS¹, Yasin Emre KITIS²

¹Bati Akdeniz Agricultural Research Institute, Plant Health Department, Antalya, Türkiye Orcid: 0000-0002-4107-1134

¹Bati Akdeniz Agricultural Research Institute, Plant Health Department, Antalya, Türkiye Orcid: 0000-0002-0614-0712

²Akdeniz University, Agriculture Faculty, Plant Protection Department, Antalya, Türkiye Orcid: 0000-0003-2949-8423

* **Corresponding author:** gurkanbasbagci07@hotmail.com

ABSTRACT

Broomrapes (*Orobancha* spp. and *Phelipanche* spp.) are annual root parasitic weeds from the Orobanchaceae family. Broomrape species have a wide host range causing yield losses in crop production. Broomrape control is challenging due to dependency, prolific seed production, long-term seed viability in soil, and unique physiological and biological characteristics. Traditional weed control methods, including mechanical, physical, and chemical, may be limited in their effectiveness in the management of broomrape. In biological control, identification and utilizing soil-borne microorganisms are considered potentially effective. Notably, fungi isolated from various broomrape species and different hosts are extensively documented in the literature. During the 70-year period from 1954 to the present, in the studies conducted in 25 different countries from 4 continents, 104 fungal species belonging to 42 genera have been reported from five main broomrape species. With this review prepared by an extensive literature review, the fungal diversity in broomrape species has been revealed and is intended to be a resource for researchers working on this subject.

Keywords: *Phelipanche* spp., *Orobancha* spp., fungus, *Fusarium*, fungal diversity, broomrape

Canavar Otu Türlerindeki Fungusların Çeşitliliği ve Coğrafik Dağılımları

ÖZET

Canavar otları (*Orobancha* spp. ve *Phelipanche* spp.), Orobanchaceae familyasına bağlı tek yıllık kök paraziti yabancı otlardır. Canavar otu türlerinin konukçu dizisi oldukça geniş olup, tarımsal üretimde verim kayıplarına neden olmaktadır. Canavar otları ile mücadele konukçuya bağlı yaşamaları, çok sayıda tohum oluşturmaları ve tohumlarının uzun yıllar toprakta canlı kalabilmeleri ve bu bitkilerin benzersiz fizyolojik ve biyolojik özellikleri nedeniyle zordur. Geleneksel yabancı ot mücadele yöntemlerinden mekanik, fiziksel ve kimyasal mücadele yöntemleri bu yabancı otların mücadelesinde sınırlı kalabilmektedir. Biyolojik mücadelede toprak kökenli mikroorganizmaların tanılanması ve kullanımının etkili olabileceği düşünülmektedir. Farklı canavar otu türlerinden ve farklı konukçulardan izole edilen funguslara literatürde geniş ölçüde yer verilmiştir. 1954 yılından günümüze kadar geçen 70 yıllık süre boyunca, 4 kıtadan 25 farklı ülkede yürütülen çalışmalarda, 5 ana canavar otu türünden 42 cinsine ait 104 farklı fungus türü rapor edilmiştir. Geniş bir literatür taraması ile hazırlanan bu derleme ile canavar otu türlerindeki fungal çeşitlilik ortaya konulmuş olup, bu bilgilerin bu konuda çalışan araştırmacılara kaynak oluşturması amaçlanmaktadır.

Anahtar Kelimeler: *Phelipanche* spp., *Orobancha* spp., fungus, *Fusarium*, fungal çeşitlilik, canavar otu

INTRODUCTION

The largest family among parasitic plant families is the Orobanchaceae family, which is represented by 102 genera and over 2100 species (Nickrent, 2020). Among the holoparasitic plants of the Orobanchaceae family, species belonging to the *Orobanche* and *Phelipanche* genera cause significant yield and quality losses in different crops in the Mediterranean region. These two genera include around 200 species and cause notable yield losses in several crop families, including Apiaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Cucurbitaceae, Fabaceae, and Solanaceae (Parker & Riches, 1993; Westwood et al., 2012). The holoparasitic species that cause damage to major agricultural crops and are considered primary parasitic weeds worldwide are *Orobanche cernua* Loefl., *Orobanche cumana* Wallr., *Orobanche crenata* Forsk., *Phelipanche aegyptiaca* Pers. (Pomel) (=syn: *O. aegyptiaca*), and *Phelipanche ramosa* L. (=syn: *O. ramosa*).

O. cernua Loefl. causes damage to the Asteraceae (especially sunflower) and Solanaceae family (especially tomato, tobacco, and eggplant) (Parker & Riches, 1993). Its distribution extends particularly to the Middle East, Southern and Eastern Europe, and North Africa, as well as to Asia and Australia. *O. cernua* has been reported in tobacco fields in India (Swarnalatha et al., 2020) and more recently in onion production areas (Akhter et al., 2018), in tomato and tobacco production areas in Iran (Nosratti et al., 2020; Tahmasbali et al., 2021), in tomato and eggplant production areas in Jordan (Abu-Irmaileh, 1991; Qasem, 2009), in sunflower fields in Türkiye (Demirci et al., 2003), and on various hosts in China (Wang et al., 2016). *O. cumana* Wallr. causes damage exclusively to sunflowers within the Asteraceae family (Labrousse et al., 2001). *O. cumana*, which has become the most significant threat to sunflower production worldwide, causes damage particularly in Russia, Ukraine, Moldova, Romania, Türkiye, Bulgaria, Spain, Israel, and Hungary, but also in Syria, Egypt, and the North African coasts (Antonova et al., 2013; Jebri et al., 2017; Kaya, 2014; Molinero-Ruiz et al., 2015). *O. crenata* Forsk. causes

damage to various cultivated plants belonging to at least four families. It inflicts damage on crops in the Fabaceae family (especially faba bean) and the Apiaceae family (especially carrot), and to a lesser extent, on crops in the Cucurbitaceae and Asteraceae families (Parker & Riches, 1993). There is no host specificity (Musselman & Parker, 1982). *O. crenata* causes significant economic losses, especially in the cultivation of faba bean (*Vicia faba* L.) (Negewo et al., 2022; Stoddard et al., 2010). However, this species also damages lentil (*Lens culinaris* Medik.) (En-Nahli et al., 2021; Fernández-Aparicio et al., 2008), pea (*Pisum sativum* L.) (Castillejo et al., 2004; Rubiales et al., 2009), chickpea (*Cicer arietinum* L.) (Rubiales et al., 2009; Rubiales et al., 2003), tomato (*Solanum lycopersicum* L.) (Dor et al., 2010), lettuce (*Lactuca sativa* L.) (Landa et al., 2006), carrot (*Daucus carota* subsp. *sativus* (Hoffm.) Schübl. & G.Martens) (Eizenberg et al., 2001). The geographic distribution of *O. crenata* is primarily in the Mediterranean region, including North Africa, and also extends to the Near East and Western Asia (Musselman & Parker, 1982). It has been reported that the majority of red lentil production areas in the Southeastern Anatolia Region of Türkiye are infested with *O. crenata* along with *P. aegyptiaca*/*P. ramosa* (Aksoy et al., 2016). According to recent reports, in Morocco, root weight, root length, and root diameter in carrots have decreased by 19.98%, 20.04%, and 9.10%, respectively, due to *O. crenata*. Additionally, *O. crenata* has been reported to reduce quality parameters in carrots, with total yield losses ranging from approximately 21 to 27 t/ha (Chedadi et al., 2020). *Phelipanche ramosa* L. is the species with the widest range of hosts compared to other broomrape species. It causes significant yield losses in important crop families such as Asteraceae (sunflower), Brassicaceae (mustard, rape, cabbage), Fabaceae (chickpea, lentil), Solanaceae (tomato, potato, tobacco, eggplant), and Cucurbitaceae (melon, watermelon, cucumber). *Phelipanche aegyptiaca* Pers. (Pomel), similar to *P. ramosa*, also has a broad host range, but it has been reported to cause more damage than *P. ramosa* specifically in cultivated plants belonging to the Cucurbitaceae family (Parker & Riches, 1993).

In areas where broomrape populations are very high, crop yields decline significantly, often leading farmers to abandon production. In recent years, factors such as global warming, unpredictable weather conditions, increased trade, changes in agricultural practices, and globalization have greatly increased the damage to crops and the likelihood of these species spreading to new regions where they have not yet been found. Parasitic plants are distinct from all other weeds because they attach to the host's vascular system through haustoria, establishing a physical and physiological connection throughout their entire parasitic life cycle. This parasitic relationship occurs underground, where the parasitic plant obtains water, minerals, and carbohydrates from its host crop. As a result of successful parasitism, the resources of the host plant are depleted, leading to irreversible qualitative and quantitative reductions in crop yield when shoots emerge to the soil surface (Joel, 2013). The unique life cycle of parasitic plants, their production of thousands of tiny, dust-like seeds, their remarkable reproductive ability, and the vascular tissue connection between host and parasite severely limit the control options for these weed species (Fernández-Aparicio et al., 2016; Shilo et al., 2016). Many studies have been conducted on broomrape management including crop rotation, deep plowing (Shevchenko et al., 2024), trap cropping (Kleifeld et al., 1994), nitrogen fertilization (Ye et al., 2023), development of resistant varieties (Fernández Martínez et al., 2012) and chemical control (Alonso et al., 1998). Studies have also been conducted on the biological control of broomrapes, aiming to inhibit seed germination and control broomrape plants during their initial parasitic stages by isolating and using soil microorganisms such as fungi and bacteria. Various fungal species have been isolated and identified for their potential use in controlling broomrape in different countries and on different hosts worldwide. Various species belonging to the genus *Fusarium* have been isolated from different hosts of *O. cernua* (Aybeke, 2017; Goussous et al., 2009; Hameed et al., 2001; Karam Pur et al., 2004; Taslakh'yan &

Grigoryan, 1978; Wang et al., 2016), from *O. cumana* in sunflower (Bedi & Donchev, 1991; Ding, Zhang, et al., 2012; Dor & Hershenhorn, 2009; Taslakh'yan & Grigoryan, 1978; Zhang et al., 2022), from *O. crenata* in faba bean (Abouzeid & El-Tarabily, 2010; Al-Menoufi, 1986; Hameed et al., 2001; K. H. Linke et al., 1992; Nemat Alla et al., 2008; Suh, 2011), and from *P. aegyptiaca* causing damage in various hosts (Başbağcı et al., 2023; Panchenko, 1974; Rostami et al., 2017; Saremi & Okhovvat, 2008; Wang et al., 1985). Additionally, species of the genus *Alternaria* have been isolated (Dor & Hershenhorn, 2009; Hameed et al., 2001; Thomas et al., 1999). Although the majority of hosts affected by *P. ramosa* overlap with *P. aegyptiaca*, surveys conducted especially in tobacco have isolated species of *Rhizoctonia* (Gibot-Leclerc et al., 2022), *Fusarium* (Ampova et al., 1967; Boari & Vurro, 2004; Fischl et al., 2001) and *Alternaria* (Boari & Vurro, 2004; Gibot-Leclerc et al., 2022).

In recent years, numerous studies have been conducted to isolate fungal species from broomrape species in agricultural fields and examine their potential effects. These studies were undertaken to understand the biological activities of fungi on broomrape species and to determine their herbicidal effects. This review article aims to provide a summary of the research conducted to date on fungus species isolated from broomrape species and to serve as a resource for researchers working in this field.

Fungal Species Isolated From Major Broomrape Species Damaging Crops

Many studies are revealing the fungal diversity in broomrape species conducted by researchers in various countries. In the 70-year period from 1954 to 2024, 104 different fungal species belonging to a total of 42 genera have been reported, in association with the five major broomrape species, *Orobanche cernua*, *O. cumana*, *O. crenata*, *Phelipanche aegyptiaca* and *P. ramosa* (Table 1.)

Table 1. Fungal species isolated from main broomrape species

Fungal species	Broomrape species*				
	<i>Orobanche cernua</i>	<i>Orobanche cumana</i>	<i>Orobanche crenata</i>	<i>Phelipanche aegyptiaca</i>	<i>Phelipanche ramosa</i>
<i>Acronium fuscooides</i>	-	-	-	+	-
<i>Alternaria</i> sp.	-	-	+	-	+
<i>Alternaria alternata</i>	-	-	+	+	+
<i>Alternaria solani</i>	+	-	-	-	-
<i>Alternaria infectoria</i>	-	-	+	-	+
<i>Aspergillus</i> sp.	-	-	-	+	-
<i>Aspergillus alliaceus</i>	+	-	-	-	-
<i>Aspergillus niger</i>	-	-	+	-	-
<i>Aspergillus ochraceus</i>	-	-	-	-	+
<i>Botrytis</i> sp.	-	-	-	-	+
<i>Cephalosporium</i> sp.	+	-	-	-	-
<i>Chaetomium</i> sp.	-	-	+	-	-
<i>Cladosporium</i> sp.	-	-	-	-	+
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	-	-	-	+	-
<i>Cladosporium herbarum</i>	+	+	+	-	-
<i>Cochliobolus spicifer</i>	-	-	+	-	-
<i>Colletotrichum lagenarium</i>	-	-	-	+	-
<i>Cylindrocarpon</i> sp.	-	-	+	-	-
<i>Cylindrocladium</i> sp.	+	-	-	-	-
<i>Dendrophoma</i> sp.	+	-	-	+	-
<i>Epicoccum</i> sp.	+	-	-	-	-
<i>Epicoccum nigrum</i>	-	-	-	+	+
<i>Fusarium</i> sp.	+	+	+	+	+
<i>Fusarium acuminatum</i>	-	-	-	+	+

Table 1. Continued					
<i>Fusarium andiyazi</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium artrosporioides</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium avenaceum</i>	-	-	+	-	+
<i>Fusarium brachygibbosum</i>	-	+	-	-	+
<i>Fusarium camptoceras</i>	-	-	-	-	+
<i>Fusarium cerealis</i>	-	+	-	-	+
<i>Fusarium chlamydosporum</i>	-	-	-	+	+
<i>Fusarium compactum</i>	-	-	+	+	+
<i>Fusarium culmorum</i>	-	-	-	-	+
<i>Fusarium diversisporum</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium equiseti</i>	-	+	+	+	+
<i>Fusarium fujikuroi</i>	-	-	-	+	+
<i>Fusarium flocciferum</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium foetens</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium graminearum</i>	-	-	-	-	+
<i>Fusarium hostae</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium incarnatum</i>	-	-	-	+	+
<i>Fusarium lacertarum</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium lateritium</i>	-	-	-	-	+
<i>Fusarium moniliforme</i>	+	-	-	-	-
<i>Fusarium nygamai</i>	-	-	-	-	+
<i>Fusarium orobanches</i>	-	-	-	+	+
<i>Fusarium oxysporum</i>	+	+	+	+	+
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>orobanche</i>	-	-	-	+	+
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>orthoceras</i>	-	+	-	+	+

Table 1. Continued

<i>Fusarium pallidoroseum</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium proliferatum</i>	-	+	-	+	+
<i>Fusarium redolens</i>	-	-	-	+	+
<i>Fusarium reticulatum</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium sambucinum</i>	+	+	+	+	+
<i>Fusarium scirpi</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium semitectum</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium solani</i>	+	+	+	+	+
<i>Fusarium sporotrichioides</i>	-	-	-	-	+
<i>Fusarium thapsinum</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium torulosum</i>	-	-	-	+	-
<i>Fusarium tricinctum</i>	-	-	-	+	+
<i>Fusarium venenatum</i>	-	-	-	-	+
<i>Fusarium verticillioides</i>	-	+	-	+	+
<i>Fusarium virguliform</i>	-	-	-	+	-
<i>Gliocladium varians</i>	-	-	-	-	+
<i>Macrophomina phaseolina</i>	+	-	-	+	+
<i>Monilia humicola</i>	+	-	-	-	-
<i>Mortierella alpina</i>	-	-	-	+	-
<i>Mucor odoratus</i>	-	-	+	-	-
<i>Mucor sciurinus</i>	-	+	-	-	-
<i>Myrothecium verrucaria</i>	-	-	-	-	+
<i>Papulaspora</i> sp.	-	-	-	+	-
<i>Penicillium</i> sp.	+	-	+	-	+
<i>Penicillium cyclopodium</i>	-	-	+	-	-
<i>Phoma complanata</i>	-	-	-	+	-
<i>Phoma dennisii</i>	-	-	-	+	-

Table 1. Continued					
<i>Phomopsis</i> sp.	-	-	+	-	+
<i>Pithomyces chartarum</i>	-	-	-	-	+
<i>Plectosphaerella</i> sp.	-	-	-	-	+
<i>Plectosphaerella cucumerina</i>	-	+	-	-	-
<i>Plectosphaerella ramiseptata</i>	-	-	-	-	+
<i>Plectosporium tabacinum</i>	-	-	-	-	+
<i>Pleosporineae</i> sp.	-	-	-	-	+
<i>Pullularia</i> sp.	-	-	-	+	-
<i>Pythium</i> sp.	-	+	-	-	+
<i>Rhizoctonia</i> sp.	+	-	+	+	-
<i>Rhizoctonia</i> sp. AG-A	-	-	-	-	+
<i>Rhizoctonia solani</i>	+	-	-	+	+
<i>Rhizopus oryzae</i>	-	-	-	+	-
<i>Sarocladium strictum</i>	-	-	-	-	+
<i>Sclerotinia</i> sp.	-	-	+	-	+
<i>Sclerotinia minor</i>	-	+	-	-	-
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	+	+	-	-	-
<i>Sclerotium rolfsii</i>	+	-	-	-	+
<i>Sordaria fimicola</i>	-	-	-	+	-
<i>Stemphylium botryosum</i>	-	-	+	-	-
<i>Stereum</i> sp.	-	-	-	-	+
<i>Talaromyces trachyspermus</i>	-	-	-	-	+
<i>Trichoderma koningii</i>	-	-	-	+	-
<i>Trichoderma harzianum</i>	-	-	-	+	-
<i>Trichothecium roseum</i>	-	-	-	+	-
<i>Ulocladium atrum</i>	-	-	+	-	-
<i>Ulocladium botrytis</i>	-	-	+	-	-
<i>Ulocladium consortiale</i>	-	-	+	-	-

*+: isolated, -: non-isolated

Fungal species isolated from nodding broomrape (*Orobanche cernua*)

Studies determining the fungal diversity in nodding broomrape (*Orobanche cernua*) have been particularly focused on the Asian continent. To date,

in studies carried out by different researchers in tomato, eggplant, tobacco and sunflower fields, 19 different fungal species have been reported from *O. cernua* plants in India, Iran, Jordan, China, Armenia and Türkiye (Table 2).

Table 2. Fungal species isolated from nodding broomrape (*Orobanche cernua*)

Fungal species	Host of the broomrape	Geographic origin	Reference
<i>Sclerotium rolfsii</i>	Tobacco	India	(Raju et al., 1995)
	Tomato, eggplant	India	(Gupta & Pavgi, 1970)
<i>Fusarium solani</i>	Tomato	Iran	(Karam Pur et al., 2004)
	Eggplant	Jordan	(Goussous et al., 2009)
<i>Fusarium sambucinum</i>	-	Armenia	(Taslakh'yan & Grigoryan, 1978)
<i>Cladosporium herbarum</i>			
<i>Monilia humicola</i>			
<i>Fusarium oxysporum</i>	Tomato	Iran	(Karam Pur et al., 2004)
	Eggplant	Jordan	(Goussous et al., 2009)
	Sunflower	Türkiye	(Aybeke, 2017)
	Tobacco, sunflower	China	(Wang et al., 2016)
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	-	India	(Narasimhan & Thirumalachar, 1954)
	Tomato	Iran	(Karam Pur et al., 2004)
<i>Fusarium moniliforme</i>	Tomato	Iran	(Karam Pur et al., 2004)
<i>Rhizoctonia solani</i>			
<i>Macrophomina phaseolina</i>			
<i>Alternaria solani</i>			
<i>Fusarium</i> sp.	Tomato	Jordan	(Hameed et al., 2001)
	Eggplant	Jordan	(Goussous et al., 2009)
<i>Dendrophoma</i> sp.	Tomato, eggplant	Jordan	(Hameed et al., 2001)
<i>Rhizoctonia</i> sp.			
<i>Penicillium</i> sp.			
<i>Cephalosporium</i> sp.	Tomato, eggplant	Jordan	(Goussous et al., 2009)
<i>Cylindrocladium</i> sp.			
<i>Epicoccum</i> sp.			
<i>Aspergillus alliaceus</i>	Sunflower	Türkiye	(Aybeke, 2020)

Sclerotium rolfsii was isolated from *O. cernua* plants in tomato and eggplant cultivation areas in India (Gupta & Pavgi, 1970). In another study conducted in India, this fungal species was reported from *O. cernua* in tobacco fields (Raju et al., 1995). Narasimhan & Thirumalachar (1954) also reported *S. sclerotiorum* from this broomrape species in India.

In Iran, *Fusarium solani*, *F. oxysporum*, *F. moniliforme*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Rhizoctonia solani*, *Macrophomina phaseolina* and *Alternaria solani* fungal species were isolated from *O. cernua* by Karam Pur et al. (2004) in tomato cultivation areas. *A. solani* and *F. moniliforme* have been reported for the first time in this study for all broomrape species.

In another study conducted by Goussous et al. (2009) in Jordan, *Cephalosporium* sp., *Cylindrocladium* sp., *Epicoccum* sp., *Fusarium* sp., *F. oxysporum* and *F. solani* species were isolated from this broomrape in tomato ve eggplant areas. *Cephalosporium* sp. and *Cylindrocladium* sp. have been reported for the first time in this study for all broomrape species. Hameed et al. (2001) reported that *Fusarium* sp., *Dendrophoma* sp., *Rhizoctonia* sp. and *Penicillium* sp. fungal species were isolated from *O. cernua* in tomato and eggplant cultivation areas.

In another study conducted by Wang et al. (2016) in China, *F. oxysporum* was isolated from symptomatic *O. cernua* plants in tobacco and sunflower cultivation areas.

In the only study in Armenia where fungal diversity was determined in broomrape species, Taslakhyan & Grigoryan (1978) reported that, *F. sambucinum*, *Cladosporium herbarum* and *Monilia humicola* fungal species were isolated from *O. cernua* plants. Moreover, *M. humicola* was detected only in this study in broomrape species.

In a study conducted in Türkiye, Aybeke (2017) isolated *Fusarium oxysporum* from symptomatic *O. cernua* plants in sunflower cultivation areas in Edirne province. In another study conducted by the same researcher, *Aspergillus alliaceus* was reported on this broomrape species (Aybeke, 2020). This fungal species is the first to be reported in all broomrape species.

Fungal species isolated from sunflower broomrape (*Orobanche cumana*)

When we examine the studies identifying fungal agents in the *Orobanche cumana* species, it is seen that Asian countries come to the fore (Table 3).

Table 3. Fungal species isolated from sunflower broomrape (*Orobanche cumana*)

Fungal species	Host of the broomrape	Geographic origin	Reference
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>orthoceras</i>	Sunflower	Bulgaria	(Bedi & Donchev, 1991)
<i>Fusarium cerealis</i>			(Ding, Zhang, et al., 2012)
<i>Fusarium solani</i>			(Ding, Zhang, et al., 2012; Zhang et al., 2022)
<i>Fusarium oxysporum</i>			(Ding, Zhang, et al., 2012; Zhang et al., 2022)
<i>Pythium</i> spp.			(Ding, Zhang, et al., 2012)
<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>	Sunflower	China	(Ding, Zhao, et al., 2012)
<i>Plectosphaerella cucumerina</i>			(Xu et al., 2016)
<i>Sclerotinia minor</i>			(Zhang et al., 2018)
<i>Fusarium brachygibbosum</i>			(Xia et al., 2018)
<i>Fusarium equiseti</i>			(Zhang et al., 2022)
<i>Fusarium proliferatum</i>			(Zhang et al., 2022)
<i>Fusarium verticillioides</i>	Sunflower	China	(Zhang et al., 2022)
		Israel	(Dor et al., 2009)

Table 3. Continued

<i>Fusarium</i> sp.	Sunflower, tobacco	China	(Kong et al., 2006)
<i>Fusarium sambucinum</i>			
<i>Mucor sciurinus</i>	-	Armenia	(Taslakh'yan & Grigoryan, 1978)
<i>Cladosporium herbarum</i>			

There are many studies conducted by different researchers on this subject, especially in China. Ding, Zhang, et al. (2012) stated that, *F. cerealis*, *F. solani*, *F. oxysporum* and *Pythium* spp. were isolated from *O. cumana* in sunflower cultivation areas. This study is the first report of *F. cerealis* and *Pythium* spp. on sunflower broomrape. In another study conducted in the same year, Ding, Zhao, et al. (2012) isolated *Sclerotinia sclerotiorum* from symptomatic broomrape. This fungal species was reported with only this study on sunflower broomrape. Xu et al. (2016) reported that *Plectosphaerella cucumerina* was isolated from this broomrape in China. This fungal species is the first to be reported in all broomrape species. *S. minor*, which was also detected only in this broomrape species, was reported by Zhang et al. (2018). In other study conducted in the same year by Xia et al. (2018), *Fusarium brachygibbosum* was isolated from lesioned *O. cumana* plants. In another study where different *Fusarium* species were identified, Zhang et al. (2022) reported that *F. oxysporum*, *F. solani*, *F. equiseti*, *F. proliferatum* and *F. verticillioides* were isolated from *O. cumana*. *F. equiseti* and *F. proliferatum* were only reported with this study on *O.*

cumana. Kong et al. (2006) isolated *Fusarium* sp. from *O. cumana* in sunflower and tobacco cultivation areas.

In studies determining fungal species in sunflower broomrape in the Asian continent, *F. verticillioides* in Israel (Dor et al., 2009), *F. sambucinum*, *Mucor sciurinus* and *Cladosporium herbarum* in Armenia (Taslakh'yan & Grigoryan, 1978) were reported. *M. sciurinus* was reported only in this study for all broomrape species.

In the only study conducted on this subject in the European continent, (Bedi & Donchev, 1991) isolated *Fusarium oxysporum* f. sp. *orthoceras* from *O. cumana* in sunflower cultivation areas.

Fungal species isolated from crenate broomrape (*Orobanche crenata*)

It is noteworthy that the studies in which fungal species were identified from crenate broomrape (*Orobanche crenata*) were generally in faba bean cultivation areas. The studies were not limited to a single continent but were carried out by different researchers in African, Asian and European countries (Table 4).

Table 4. Fungal species isolated from crenate broomrape (*Orobanche crenata*)

Fungal species	Host of the broomrape	Geographic origin	Reference
		Greece	(Suh, 2011)
<i>Fusarium oxysporum</i>	Faba bean	Egypt	(Abouzeid et al., 2005; Abouzeid & El-Tarabily, 2010; Al-Menoufi, 1986; Nemat Alla et al., 2008)
	-	Syria, Morocco, France	(K. H. Linke et al., 1992)
<i>Fusarium solani</i>	Faba bean	Egypt	(Abouzeid et al., 2005; Abouzeid &
	-	Syria, Morocco, France	(K. H. Linke et al., 1992)
<i>Alternaria</i> sp.	-	Syria, Morocco, France	(K. H. Linke et al., 1992)

	Faba bean	Egypt	(Abouzeid et al., 2005; Al-Menoufi, 1986)
<i>Sclerotinia</i> sp.	Faba bean	Egypt	(Al-Menoufi, 1986)
		Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)
<i>Fusarium</i> sp.	Faba bean	Jordan	(Hameed et al., 2001)
		Tunisia	(K. H. Linke et al., 1992)
<i>Fusarium compactum</i>	-	Syria, Morocco, France	(K. H. Linke et al., 1992)
	Faba bean	Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)
<i>Fusarium sambucinum</i>	Faba bean	Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)
<i>Fusarium avenaceum</i>			
<i>Rhizoctonia</i> sp.			
<i>Cheatomium</i> sp.	Faba bean	Jordan	(Hameed et al., 2001)
<i>Penicillium</i> sp.			
	Faba bean	Jordan	(Hameed et al., 2001)
<i>Alternaria alternata</i>	-	Syria, Morocco, France	(K. H. Linke et al., 1992)
	-	Armenia	(Taslakh'yan & Grigoryan, 1978)
<i>Cladosporium herbarum</i>	-	Syria, Morocco, France	(K. H. Linke et al., 1992)
<i>Alternaria infectoria</i>			
<i>Aspergillus niger</i>			
<i>Cochliobolus spicifer</i>			
<i>Phomopsis</i> sp.	-	Syria, Morocco, France	(K. H. Linke et al., 1992)
<i>Stemphylium botryosum</i>			
<i>Fusarium equiseti</i>			
<i>Ulocladium atrum</i>			
	Faba bean	Germany	(Müller-Stöver & Kroschel, 2005)
<i>Ulocladium botrytis</i>	-	Syria, Morocco, France	(K. H. Linke et al., 1992)
<i>Ulocladium consortiale</i>	-	Syria, Morocco, France	(K. H. Linke et al., 1992)
<i>Cylindrocarpon</i> sp.			
<i>Mucor odoratus</i>	-	Armenia	(Taslakh'yan & Grigoryan, 1978)
<i>Penicillium cyclopodium</i>			

There are many reports in which fungal detection studies have been carried out on *O. crenata* in faba bean cultivation areas in Egypt. Al-Menoufi (1986) isolated *F. oxysporum*, *F. solani*, *Alternaria* sp. and *Sclerotinia* sp. from symptomatic *O. crenata* plants. This study is the first report of *Sclerotinia* sp. on *O. crenata*. Similarly, Abouzeid et al. (2005) isolated *F. oxysporum*, *F. solani* and *Alternaria* sp. on this broomrape species. Another study reporting the *F. oxysporum* on *O. crenata* was also conducted by Nemat Alla et al. (2008). Abouzeid & El-Tarabily (2010) reported *Fusarium* sp., *F. oxysporum*, *F. solani*, *F. compactum*, *F. sambucinum* and *F. avenaceum* on *O. crenata*. In Tunisia, Boutiti et al. (2008) also isolated *Fusarium* sp. from *O. crenata* in faba bean cultivation areas.

In a comprehensive study covering three different continents and conducted by Linke et al. (1992), *F. oxysporum*, *F. solani*, *F. compactum*, *F. equiseti*, *Alternaria* sp., *A. alternata*, *A. infectoria*, *Aspergillus niger*, *Cladosporium herbarum*, *Cochliobolus spicifer*, *Phomopsis* sp., *Stemphylium botryosum*, *Ulocladium atrum*, *U. botrytis*, *U. consortiale* and *Cylindrocarpon* sp. fungal species were isolated from *O. crenata* in Syria, Morocco and France. *A. niger*, *C. spicifer*, *S. botryosum*, *U. atrum*, *U. consortiale* and *Cylindrocarpon* sp. species were only reported with this study in broomrape species.

Fungal diversity was also revealed in different regions of *O. crenata* in faba bean

cultivation areas. In a study conducted in Armenia, Taslakh'yan & Grigoryan (1978) reported that *Cladosporium herbarum*, *Mucor odoratus* and *Penicillium cyclopodium* fungal species were isolated from *O. crenata*. *M. odoratus* and *P. cyclopodium* were only reported in this study on broomrape species.

Hameed et al. (2001) isolated *Alternaria alternata*, *Fusarium* sp., *Rhizoctonia* sp., *Cheatomium* sp. and *Penicillium* sp. in Jordan. *Cheatomium* sp. was reported only with this study on broomrape species. In Germany, a study in which the fungal species *Ulocladium botrytis* was identified by Müller-Stöver & Kroschel (2005). Suh (2011) determined to presence of *F. oxysporum* on *O. crenata* in Greece. This study is the first report of fungal agents on broomrape species in Greece.

Fungal species isolated from Egyptian broomrape (*Phelipanche aegyptiaca*)

Studies on the determination of fungal diversity in the Egyptian broomrape (*Phelipanche aegyptiaca*), which has a very wide host range, were carried out in the Asian continent. So far, 52 different fungal species from this broomrape species have been reported by many different researchers in Russia, Iran, Türkiye, Uzbekistan, Jordan, Palestine, Nepal, Israel, China and India (Table 5).

Table 5. Fungal species isolated from Egyptian broomrape (*Phelipanche aegyptiaca*)

Fungal species	Host of the broomrape	Geographic origin	Reference
<i>Colletotricum lagenarium</i>	Watermelon	Russia	(Stankevich, 1971)
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>orthoceras</i>	Watermelon	Russia	(Panchenko, 1974)
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>orobanche</i>	-	Iran	(Saremi & Okhovvat, 2008)
<i>Fusarium orobanches</i>	Tobacco	Uzbekistan	(Kabulov & Khalimov, 1974)
	Melon	China	(Wang et al., 1985)
	Tomato	Iran	(Rostami et al., 2017)
<i>Fusarium</i> sp.	Tomato, eggplant	Jordan	(Hameed et al., 2001)
	Tomato	Türkiye	(Başbağcı et al., 2023)

Table 5. Continued			
<i>Fusarium fujikuroi</i>	Tomato	Türkiye	(Cignitas et al., 2024)
<i>Dendrophoma</i> sp.			
<i>Pullularia</i> sp.	Tomato, eggplant	Jordan	(Hameed et al., 2001)
<i>Aspergillus</i> sp.			
	-	Iran	(Darvishnia et al., 2013)
	Tobacco, mustard	Nepal	(Thomas et al., 1999)
<i>Fusarium oxysporum</i>	Tomato	Iran	(Dehaghi et al., 2008; Rostami et al., 2017)
	Melon	Israel	(Amsellem et al., 2001)
	Melon	Israel	(Cohen, 2001)
<i>Fusarium acuminatum</i>	Tomato	China	(Chai et al., 2018)
<i>Fusarium chlamydosporum</i>			
<i>Fusarium semitectum</i>			
<i>Fusarium reticulatum</i>			
<i>Fusarium pallidoroseum</i>			
<i>Fusarium diversisporum</i>			
<i>Fusarium virguliform</i>			
<i>Fusarium proliferatum</i>			
<i>Fusarium redolens</i>			
<i>Fusarium equiseti</i>			
<i>Fusarium lacertarum</i>			
<i>Fusarium verticillioides</i>			
<i>Fusarium sambucinum</i>	Tomato	Iran	(Rostami et al., 2017)
<i>Fusarium andiyazi</i>			
<i>Fusarium thapsinum</i>			
<i>Fusarium hostae</i>			
<i>Fusarium torulosum</i>			
<i>Fusarium foetens</i>			
<i>Fusarium flocciferum</i>			
	Melon	Israel	(Amsellem et al., 2001)

<i>Fusarium arthrosporioides</i>	Melon	Israel	(Cohen, 2001)
	Tomato, eggplant	Jordan	(Hameed et al., 2001)
<i>Alternaria alternata</i>	Tomato	Israel	(Dor & Hershenhorn, 2009)
	Tobacco, mustard	Nepal	(Thomas et al., 1999)
	-	Iran	(Darvishnia et al., 2013)
	Tomato	Iran	(Rostami et al., 2017)
	Tomato	Israel	(Dor & Hershenhorn, 2009)
<i>Fusarium solani</i>	Tomato, eggplant, cabbage, cauliflower, sage, sunflower, chickpea	Palestine	(Ghannam et al., 2007)
	Rape, mustard	India	(Sharma et al., 2011)
	Tobacco, mustard	Nepal	(Thomas et al., 1999)
<i>Rhizoctonia sp.</i>	Tomato	Türkiye	(Başbağcı et al., 2023)
	Tobacco, mustard	Nepal	(Thomas et al., 1999)
<i>Rhizopus oryzae</i>	Tomato	China	(Zhang et al., 2013)
<i>Acremonium fusicoides</i>			
<i>Cladosporium cladosporioides</i>			
<i>Epicoccum nigrum</i>			
<i>Fusarium compactum</i>			
<i>Fusarium equiseti</i>			
<i>Fusarium incarnatum</i>			
<i>Fusarium proliferatum</i>			
<i>Fusarium scirpi</i>	Tobacco, mustard	Nepal	(Thomas et al., 1999)
<i>Fusarium tricinctum</i>			
<i>Mortierella alpina</i>			
<i>Papulaspora sp.</i>			
<i>Phoma complanata</i>			
<i>Phoma dennisii</i>			
<i>Sordaria fimicola</i>			
<i>Trichoderma koningii</i>			
<i>Trichoderma harzianum</i>			

Trichothecium roseum

Macrophomina phaseolina

Tomato

Israel

(Dor & Hershenhorn,
2009)

Rhizoctonia solani

Amsellem et al. (2001) reported that *F. oxysporum* and *F. arthrosporioides* fungal species were isolated from *P. aegyptiaca* in melon cultivation areas in Israel. Likewise, these two fungal species also isolated by Cohen (2001) in Israel.

In a study conducted in Nepal, Thomas et al. (1999) reported that, 21 fungal species belonging to 12 genera were isolated from *P. aegyptiaca* in tobacco and mustard cultivation areas and that these were *Acremonium fusicoides*, *Alternaria alternata*, *Cladosporium cladosporioides*, *Epicoccum nigrum*, *Fusarium compactum*, *F. equiseti*, *F. incarnatum*, *F. oxysporum*, *F. proliferatum*, *F. scirpi*, *F. solani*, *F. tricinctum*, *Mortierella alpina*, *Papulaspora* sp., *Phoma complanata*, *P. dennisii*, *Sordaria fimicola*, *Rhizoctonia* sp., *Trichoderma koningii*, *T. harzianum* and *Trichothecium roseum*. Among these fungal species, *A. fusicoides*, *C. cladosporioides*, *F. scirpi*, *M. alpina*, *Papulaspora* sp., *P. complanata*, *P. dennisii*, *S. fimicola*, *T. koningii*, *T. harzianum* and *T. roseum* were reported only in this study on broomrape species.

Hameed et al. (2001) isolated *A. alternata*, *Fusarium* sp., *Denrophoma* sp., *Pullularia* sp. and *Aspergillus* sp. on *P. aegyptiaca* in tomato and eggplant cultivation areas. *Aspergillus* sp., *Denrophoma* sp. and *Pullularia* sp. fungal species were reported only in this study in broomrape species.

In Russia, the fungal agent *Colletotrichum lagenarium* was detected from *P. aegyptiaca* in watermelon by Stankevich (1971). This fungal species is first reported by this study. In other study conducted in Russia, Panchenko (1974) isolated *F. oxysporum* f. sp. *orthoceras* on *P. aegyptiaca* in watermelon.

F. orobanches was isolated on *P. aegyptiaca* plants in tobacco areas in Uzbekistan (Kabulov & Khalimov, 1974), and in melon areas in China (Wang et al., 1985).

Dor & Hershenhorn (2009) isolated *Macrophomina phaseolina*, *Alternaria alternata*,

Rhizoctonia solani and *F. solani* on *P. aegyptiaca* in tomato cultivation areas in Israel. *M. phaseolina* was reported only in this study on Egyptian broomrape. Ghannam et al. (2007) reported that *F. solani* and *F. oxysporum* were isolated from *P. aegyptiaca* in tomato, eggplant, cabbage, cauliflower, sage, sunflower and chickpea cultivation areas.

There are many studies in Iran in which fungal agents have been detected from *P. aegyptiaca*, and many species, especially those belonging to the *Fusarium* genus, have been reported. Dehaghi et al. (2008) isolated *F. oxysporum* on *P. aegyptiaca* in tomato. In other study conducted in the same year, Saremi & Okhovvat (2008) isolated *F. oxysporum* f. sp. *orobanche* from lesioned *P. aegyptiaca* plants. Darvishnia et al. (2013) reported that *F. chlamydosporum*, *F. solani*, *F. semitectum*, *F. oxysporum*, *F. reticulatum*, *F. pallidoroseum*, *F. diversisporum* and *F. virguliform* fungal species were isolated from this broomrape species. Among them, *F. diversisporum*, *F. pallidoroseum*, *F. reticulatum*, *F. semitectum* and *F. virguliform* were reported only in this study on broomrape species. In another study conducted in Iran by Rostami et al. (2017), *Fusarium* sp., *F. flocciferum*, *F. foetens*, *F. solani*, *F. torulosum*, *F. hostae*, *F. thapsinum*, *F. andiyazi*, *F. sambucinum*, *F. verticillioides*, *F. lacertarum*, *F. equiseti*, *F. redolens*, *F. oxysporum* and *F. proliferatum* fungal species were isolated on *P. aegyptiaca* in tomato. This study is the first report of *F. andiyazi*, *F. flocciferum*, *F. foetens*, *F. hostae*, *F. lacertarum*, *F. thapsinum* and *F. torulosum* on broomrape species.

In another study conducted in India, Sharma et al. (2011) isolated *F. solani* on *P. aegyptiaca* in rape and mustard cultivation areas. In another study reporting fungal agents belonging to the *Fusarium* genus, Chai et al. (2018) isolated *F. acuminatum* on *P. aegyptiaca* in tomato fields in China. Zhang et al. (2013) isolated *Rhizopus oryzae* on this broomrape species in tomato areas in China. This fungal species is first reported in this study on broomrape species.

In Türkiye, in a study conducted by Başbağcı et al. (2023), it was reported that, *Fusarium* spp. and *Rhizoctonia* spp. were isolated on lesioned *P. aegyptiaca* plant on tomato cultivation areas in Antalya, Burdur and Isparta provinces. In another study, Cignitas et al. (2024) isolated *F. fujikuroi* from Egyptian broomrape on tomato areas in Türkiye. This study is the first report of this fungal species on *P. aegyptiaca*.

Fungal species isolated from branched broomrape (*Phelipanche ramosa*)

There are many studies in which fungal diversity has been determined on branched broomrape (*Phelipanche ramosa*) in different continents and countries around the world. To date, 49 fungal species have been reported from *P. ramosa* plants in different cultivation areas by many researchers (Table 6).

Table 6. Fungal species isolated from branched broomrape (*Phelipanche ramosa*)

Fungal species	Host of the broomrape	Geographic origin	Reference
<i>Rhizoctonia solani</i>	Tomato	USA	(Duafala et al., 1976)
	Tobacco	France	(Gibot-Leclerc et al., 2022)
<i>Sclerotium rolfsii</i>	Tomato	Chile	(Galdames & Diaz, 2010)
<i>Fusarium solani</i>	Tomato	Hungary	(Hodosy, 1981)
	Tobacco	Hungary	(Fischl et al., 2001)
	Tomato, cauliflower, tobacco	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
	Tomato, eggplant, melon, watermelon	Iran	(Mohammadi, 2014)
	Faba bean	Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)
<i>Fusarium oxysporum</i>	Tomato	Hungary	(Hodosy, 1981)
	Tomato, cauliflower, tobacco	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
	Tobacco	Hungary	(Fischl et al., 2001)
	Tobacco	Italy	(Nanni et al., 2005)
	Tobacco	France	(Gibot-Leclerc et al., 2022)
	Tomato	Egypt	(Nemat Alla et al., 2008)
	Faba bean	Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)

Table 6. Continued

<i>Fusarium orobanches</i>	Tobacco	Bulgaria	(Ampova et al., 1967)
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>orobanche</i>	Tomato, cabbage	Ukraine	(Timchenko & Dovgal', 1972)
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>orthoceras</i>	Tomato, cabbage	Ukraine	(Fomin, 1954)
<i>Fusarium lateritium</i>	-	Armenia	(Taslakh'yan & Grigoryan, 1978)
<i>Gliocladium varians</i>			

	Tomato	Hungary	(Hodosy, 1981)
<i>Fusarium equiseti</i>	Tomato, cauliflower,	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
	Faba bean	Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)
<i>Alternaria</i> sp.	Tomato, cauliflower, tobacco	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
	Tobacco	France	(Gibot-Leclerc et al., 2022)
<i>Fusarium</i> sp.	Tomato, cauliflower, tobacco	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
	Tobacco	Macedonia	(Tashkoski, 2013)
	Tomato, eggplant	Jordan	(Hameed et al., 2001)
	Faba bean	Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)
<i>Fusarium acuminatum</i>	Tomato, cauliflower, tobacco	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
	Tomato	Iran	(Gholizadeh & Hemmati, 2019)
	Faba bean	Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)
<i>Fusarium camptoceras</i>			
<i>Fusarium nygamai</i>			
<i>Fusarium sambucinum</i>	Tomato, cauliflower, tobacco	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
<i>Myrothecium verrucaria</i>			
<i>Plectosporium tabacinum</i>			
<i>Fusarium compactum</i>	Tomato, cauliflower, tobacco	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
	Faba bean	Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)
<i>Fusarium proliferatum</i>	Tomato, cauliflower, tobacco	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
	Tomato	Iran	(Gholizadeh & Hemmati, 2019)
	Faba bean	Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)
<i>Fusarium chlamydosporum</i>	Tomato, cauliflower, tobacco	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
	Tomato	Iran	(Gholizadeh & Hemmati, 2019)
<i>Fusarium verticillioides</i>	Tomato, cauliflower, tobacco	Italy	(Boari & Vurro, 2004)
	Tobacco	France	(Gibot-Leclerc et al., 2022)
	Faba bean	Egypt	(Abouzeid & El-Tarabily, 2010)
<i>Alternaria infectoria</i>			
<i>Botrytis</i> sp.	Tobacco	France	(Gibot-Leclerc et al., 2022)

<i>Cladosporium</i> sp.			
<i>Epicoccum nigrum</i>			
<i>Fusarium avenaceum</i>			
<i>Fusarium brachygibbosum</i>			
<i>Fusarium cerealis</i>			
<i>Fusarium culmorum</i>			
<i>Fusarium incarnatum</i>			
<i>Fusarium graminearum</i>			
<i>Penicillium</i> sp.			
<i>Phomopsis</i> sp.			
<i>Pithomyces chartarum</i>			
<i>Plectosphaerella ramiseptata</i>			
<i>Plectosphaerella</i> sp.			
<i>Pleosporineae</i> sp.			
<i>Rhizoctonia</i> sp. AG-A			
<i>Sarocladium strictum</i>			
<i>Sclerotinia</i> sp.			
<i>Stereum</i> sp.			
<i>Fusarium equiseti</i>	Tobacco	France	(Gibot-Leclerc et al., 2022)
	Tomato	Iran	(Gholizadeh & Hemmati, 2019)
<i>Alternaria alternata</i>	Tomato, eggplant	Jordan	(Hameed et al., 2001)
	Tomato, eggplant, melon, watermelon	Iran	(Mohammadi, 2014)
<i>Pythium</i> sp.	Tomato, eggplant, melon, watermelon	Iran	(Mohammadi, 2014)
<i>Aspergillus ochraceus</i>			
<i>Fusarium fujikuroi</i>	Tomato	Iran	(Gholizadeh & Hemmati, 2019)
<i>Macrophomina phaseolina</i>			
<i>Talaromyces trachyspermus</i>	Tomato	Iran	(Gholizadeh & Hemmati, 2019)

In a study conducted by Duafala et al. (1976) isolated *Rhizoctonia solani* from *P. ramosa* in tomato areas in USA. In another study conducted in America continent, Galdames & Diaz (2010) isolated *Sclerotium rolfsii* on *P. ramosa* in tomato areas in Chile. This fungal species was reported only by this study on branched broomrape.

On the other hand, in studies conducted in European countries, it is seen that fungal agents related to the Fusarium genus come to the fore. Hodosy (1981) isolated *F. solani*, *F. oxysporum* and *F. equiseti* on *P. ramosa* in tomato areas in Hungary. Similarly, *F. solani* and *F. oxysporum* also isolated in tobacco fields in Hungary by Fischl et al. (2001). In Italy, in a study conducted by Boari & Vurro (2004), *Alternaria* sp., *Fusarium* sp., *F. acuminatum*, *F. camptoceras*, *F. chlamyosporum*, *F. compactum*, *F. equiseti*, *F. nygamai*, *F. oxysporum*, *F. proliferatum*, *F. sambucinum*, *F. solani*, *F. verticillioides*, *Myrothecium verrucaria* and *Plectosporium tabacinum* fungal species were isolated from *P. ramosa* in tomato, cauliflower and tobacco cultivation areas. Among these fungal species, *F. camptoceras*, *F. nygamai*, *M. verrucaria* and *P. tabacinum* were reported only in this study on broomrape species. In another study conducted by Nanni et al. (2005) in Italy, *F. oxysporum* was isolated from *P. ramosa* in tobacco areas. Gibot-Leclerc et al. (2022) obtained *Alternaria* sp., *A. infectoria*, *Botrytis* sp., *Cladosporium* sp., *Epicoccum nigrum*, *F. avenaceum*, *F. brachy gibbosum*, *F. cerealis*, *F. culmorum*, *F. equiseti*, *F. incarnatum*, *F. graminearum*, *F. oxysporum*, *F. redolens*, *F. sambucinum*, *F. solani*, *F. sporotrichioides*, *F. tricinctum*, *F. venenatum*, *F. verticillioides*, *Penicillium* sp., *Phomopsis* sp., *Pithomyces chartarum*, *Plectosphaerella ramiseptata*, *Pleosporineae* sp., *Rhizoctonia solani*, *Rhizoctonia* sp. AG-A, *Sarocladium strictum*, *Sclerotinia* sp. and *Stereum* sp. fungal species from symptomatic *P. ramosa* plants in tobacco areas in France. *Botrytis* sp., *F. culmorum*, *F. graminearum*, *F. sporotrichioides*, *F. venenatum*, *P. chartarum*, *P. ramiseptata*, *Plectosphaerella* sp., *Pleosporineae* sp., *Rhizoctonia* sp. AG-A, *S. strictum* and *Stereum* sp. fungal species were reported only in this study on broomrape species. *Fusarium* sp. was reported by Tashkoski (2013) on *P. ramosa* in tobacco areas in

Macedonia. In the only study reporting the *F. oxysporum* f. sp. *orobanche* species in this broomrape species, Timchenko & Dovgal' (1972) isolated the fungus on tomato and cabbage areas in Ukraine. In another study conducted in tomato and cabbage cultivation areas in Ukraine, Fomin (1954) obtained *F. oxysporum* f. sp. *orthoceras* on *P. ramosa*. Ampova et al. (1967) isolated *F. orobanches* on *P. ramosa* in tobacco areas in Bulgaria.

In Asia, there are studies in Jordan and especially in Iran where symptomatic fungi have been identified on *P. ramosa* plants. Hameed et al. (2001) isolated *Alternaria alternata* and *Fusarium* sp. on *P. ramosa* in tomato and eggplant areas in Jordan. Mohammadi (2014) obtained *F. solani*, *A. alternata* and *Pythium* sp. from lesioned *P. ramosa* plants in tomato, eggplant, melon and watermelon cultivation areas in Iran. Gholizadeh & Hemmati (2019) reported that *Aspergillus ochraceus*, *F. fujikuroi*, *F. acuminatum*, *F. equiseti*, *F. chlamyosporum*, *F. proliferatum* and *Macrophomina phaseolina* fungal species were isolated from symptomatic *P. ramosa* plants in tomato areas in Iran. *A. ochraceus* was reported only by this study on all broomrape species. In Iran, Hemmati & Gholizadeh (2019) isolated *Talaromyces trachyspermus* on this broomrape in tomato areas. This fungal species was also reported only in this study in all broomrape species. In Armenia, Taslakh'yan & Grigoryan (1978) reported that *F. lateritium* and *Gliocladium varians* were isolated on *P. ramosa*. *G. varians* was reported only with this study on broomrape species.

It is evident that the studies carried out on this subject in the African continent stand out in Egypt. Nemat Alla et al. (2008) isolated *F. oxysporum* on *P. ramosa* in tomato areas in Egypt. Abouzeid & El-Tarabily (2010) reported that, *Fusarium* sp., *F. oxysporum*, *F. solani*, *F. compactum*, *F. verticillioides*, *F. equiseti*, *F. proliferatum* and *F. acuminatum* were obtained from this broomrape species in faba bean areas in Egypt.

Fungal Species Isolated From Other Broomrape Species

Apart from the 5 main damaging broomrape species mentioned above, there are few studies on fungal diversity in other broomrape species (Table 7).

Table 7. Fungal species isolated from other broomrape species

Broomrape species	Fungal species	Host of broomrape	Geographic origin	Reference
<i>Orobanche</i> spp.	<i>Fusarium solani</i>	Tomato	Iran	(Ghasemi et al., 2013)
	<i>Fusarium oxysporum</i>			
<i>Orobanche alba</i>	<i>Alternaria tenuis</i>			
	<i>Hyphoderma roseum</i>			
<i>Orobanche reticulata</i>	<i>Fusarium lateritium</i>			
	<i>Coniosporium arundinis</i>			
	<i>Fusarium moniliforme</i>			
<i>Orobanche mutelii</i>	<i>Penicillium natatum</i>			
	<i>Fusarium lateritium</i>			
	<i>Cladosporium fasciculatum</i>			
	<i>Fusarium gibbosum</i>			
<i>Orobanche rosea</i>	<i>Verticillium microsporum</i>	-	Armenia	(Taslakh'yan & Grigoryan, 1978)
	<i>Rhizopus microsporus</i>			
	<i>Rhizopus nigricans</i>			
	<i>Cladosporium brevicompactum</i>			
<i>Orobanche alsatica</i>	<i>Trichoderma glaucum</i>			
	<i>Fusarium solani</i>			
<i>Orobanche colorata</i>	<i>Monilia candida</i>			
	<i>Monosporium sylvaticum</i>			
<i>Orobanche orientalis</i>	<i>Aspergillus glaucus</i>			
	<i>Mortierella stylospora</i>			
<i>Orobanche lutea</i>	<i>Aspergillus versicolor</i>			
<i>Orobanche caesia</i>	<i>Rhizopus atrocarpi</i>			
<i>Orobanche nana</i>	<i>Stemphylium botryosum</i>			
<i>Orobanche foetida</i>	<i>Geotrichum candidum</i>			
<i>Orobanche nana</i>	<i>Cladosporium fasciculatum</i>			
<i>Orobanche foetida</i>	<i>Fusarium</i> sp.	Faba bean	Tunisia	(Boutiti et al., 2008)

In Iran, Ghasemi et al. (2013) isolated *F. solani* and *F. oxysporum* on *Orobancha* spp. in tomato areas. In Armenia, Taslakh'yan & Grigoryan (1978) isolated *Alternaria tenuis* and *Hyphoderma roseum* on *O. alba*; *Cladosporium fasciculatum*, *Fusarium gibbosum*, *F. lateritium*, *Verticillium microsporum*, *Rhizopus microsporus* and *R. nigricans* on *O. mutelii*; *Coniosporium arundinis*, *F. lateritium*, *F. moniliforme* and *Penicillium natatum* on *O. reticulata*; *Cladosporium brevi-compactum* and *Trichoderma glaucum* on *O. rosea*; *F. solani*, *Monilia candida* and *Monosporium sylvaticum* on *O. alsatica*; *Aspergillus glaucus* and *Mortierella stylospora* on *O. colorata*; *Aspergillus versicolor* and *Rhizopus atrocarpi* on *O. orientalis*; *Stemphylium botryosum* on *O. lutea*; *Geotrichum candidum* on *O. caesia* and *Cladosporium fasciculatum* on *O. nana*. Among these fungal species, *A. tenuis*, *H. roseum*, *C. arundinis*, *P. natatum*, *C. brevi-compactum*, *T. glaucum*, *M. candida*, *M. sylvaticum*, *A. glaucus*, *M. stylospora*, *A. versicolor*, *R. atrocarpi*, *G. candidum* and *C. fasciculatum* were reported only with this study on broomrape species. In Tunisia, Boutiti et al. (2008) isolated *Fusarium* sp. on *O. foetida* in faba bean cultivation areas.

Geographic Distributions Of Fungal Species Isolated From Broomrape Species

So far, studies on fungal diversity in the five main damaging broomrape species and other broomrape species have been conducted across four different continents and in 25 countries. Researchers in different parts of the world have carried out studies identifying fungal agents from broomrape species in 12 different countries (Iran, India, Jordan, Türkiye, China, Israel, Russia, Palestine, Nepal, Uzbekistan, Armenia and Syria) from Asia, 8 (Ukraine, Greece, Almanya, France, Hungary, Italy, Bulgaria and Macedonia) from Europe, 3 (Egypt, Tunisia and Morocco) from Africa and 2 (USA and Chile) from America.

As a result of these studies, the highest number of fungal species were reported in France with 36 different species, followed by Iran (33), Armenia (29), Nepal (21), Syria (16) and Morocco (16) in decreasing order. Fungal diversity is also high in China, Italy, Egypt and Jordan. 15 different fungal species have been reported in China and Italy, 13 in Egypt and 12 in Jordan. In countries with fewer reported fungal species, 7 different species have been reported in Israel, 5 in Türkiye, 3 in India and Hungary, and 2 in Russia, Palestine, Ukraine, and Bulgaria. Only 1 fungal species has been reported in Macedonia, Tunisia, Chile, USA, Greece, Germany and Uzbekistan (Figure 1).

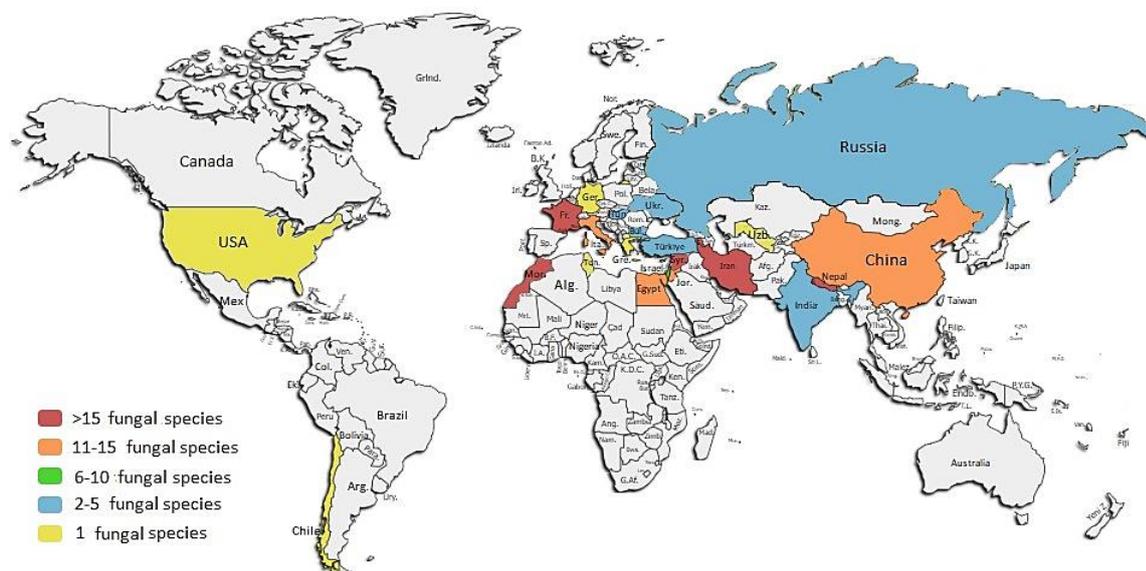


Figure 1. Geographic distributions of fungal species isolated from broomrape species

The Potential and Risk of Fungal Species as Mycoherbicides for Broomrape Management

Fungi-based formulations for weed control are known as mycoherbicides (Bailey, 2014). Furthermore, extracts from plants or microorganisms that exhibit phytotoxic effects, along with purified or semi-purified natural phytotoxins, are termed bioherbicides (Bordin et al., 2018). As described above, various fungal species have been identified on broomrape species in many countries. Several strategies have been explored and tested for the use of these fungal species as a bioherbicide for broomrape management. For example, the use of mixed pathogens has shown moderate to high efficacy in the control of *P. aegyptiaca* and *O. cumana* (Dor, 2003). The combined application of *Fusarium oxysporum* Schlecht. f.sp. *orthoceras* (Appel & Wollenw.) Bilai with BTH (Benzo (1,2,3) thiaziazole-7-carbotioic acid S-methyl ester) as a resistance induced chemical in sunflower improves the efficacy to control *O. cumana* compared to the use of the fungus alone (Müller-Stöver et al., 2005). It has been suggested that the effectiveness of fungi as biological control agents could be enhanced through fermentation, formulation, and application technologies (Sauerborn et al., 2007), but this approach has generally not been pursued. Studies have been conducted to genetically enhance the virulence of fungal isolates against broomrape. The aim was to increase the virulence of *Fusarium oxysporum* (FOXY) and *F. arthrosporioides* (FARTH) isolates against *O. aegyptiaca* by overexpression of indole-3-acetic acid (IAA) production. The *tryptophan-2-monooxygenase* (*iaaM*) and *indole-3-acetamide hydrolase* (*iaaH*) gene, which are part of the IAA biosynthesis pathway, was transformed into fungal protoplasts, resulting in transgenic FOXY and FARTH isolates that overproduce IAA. These isolates led to a reduction in both the number of broomrape shoots (Cohen et al., 2002). *Nep1* is an extracellular fungal protein that induces necrosis in a variety of dicotyledonous plants, including invasive weed species (Keates et al., 2003). FOXY and FARTH were also cloned into the protoplasts of *Fusarium oxysporum* f. sp. *erythroxyli* and *Colletotrichum coccodes* (Wallr.) Hughes to

enhance their virulence. None of the FOXY *NEP1* mutant fungi exhibited hypervirulence, but the FARTH mutant killed *P. aegyptiaca* faster than the wild type (Meir et al., 2009). Transformed *Fusarium* sp. was not tested in the field due to the refusal of regulatory authorities for permission (Watson, 2013). *Fusarium oxysporum* f. sp. *orthoceras* was successfully developed as a mycoherbicide in the former USSR (K. Linke et al., 1992). This fungus cultivated on sterilized barley seed or on a medium containing corn flour and straw, this preparation also known “Product F” maintains the fungus for 80 days (Panchenko, 1975). Aside from the historical reference to Product F in Russia, there has been no practical application of fungi for the biocontrol of broomrape to date (Gressel, 2001). Because the fungal species lack adequate virulence for effective application in the field, which implies that virulence may need to be enhanced through transgenic methods or that alternative isolates should be explored (Cohen et al., 2002). The host range of the fungus and the selectivity of its formulations must be validated both theoretically and experimentally. Some mycoherbicides are derived from broad-spectrum pathogens that have been documented on both target weeds and crops. These pathogens can be utilized in specific scenarios when susceptible crops are not part of the crop rotation in the area where weed biocontrol is implemented. However, if the conditions for using mycoherbicides are not adhered to, there is a risk of damage to the crops being protected (Jiang & Wang, 2023). To date, only seven out of the 15 registered mycoherbicides are potentially available, yet none are widely utilized. This is partly due to the fact that most of these products are selective biologicals developed to target specific problematic weed species (Berestetskiy, 2021). Biocontrol agents are generally perceived as environmentally safe. However, factors such as allergenicity and toxicity, their persistence in soil, and their impact on beneficial organisms also need to be assessed. Knowledge about these properties of phytopathogens is limited, with the exception of certain *Alternaria* species and a broad spectrum of *Fusarium* fungi (Chou et al., 2014; Żukiewicz-Sobczak, 2013).

CONCLUSIONS and FUTURE TRENDS

The main agriculturally important broomrape species are *Orobancha cernua* Loeffl., *Orobancha cumana* Wallr., *Orobancha crenata* Forsk., *Phelipanche aegyptiaca* Pers. (Pomel) and *Phelipanche ramosa* L. species, especially the fungus species detected on broomrape, 104 different fungal species belonging to 42 genera have been reported since 1954 until today. Research on fungal species isolated from broomrape provides crucial information about their biological activities and potential uses, and these fungi could serve as an important source of bioherbicides. These fungal species have the

Declaration of interest statement

The authors declare that they have no conflict of interest.

REFERENCES

- Abouzeid, M., Elkassas, R., El-Mahalawy, A., & Eldin, A. K. (2005, 19-23 June 2005). Pattern and potentiality of fungal isolates from soil rhizosphere and from young *Orobancha crenata* infesting *Vicia faba* fields in the south of Egypt. Proceedings of the 13th EWRS Symposium, Bari, Italy.
- Abouzeid, M. A., & El-Tarabily, K. A. (2010). *Fusarium* spp. suppress germination and parasitic establishment of bean and hemp broomrapes. *Phytopathologia Mediterranea*, 49(1), 51-64.
- Abu-Irmaileh, B. (1991). Soil solarization controls broomrapes (*Orobancha* spp.) in host vegetable crops in the Jordan Valley. *Weed Technology*, 5(3), 575-581.
- Akhter, G., Khan, T. A., & Zafar, A. (2018). First report of *Orobancha cernua* parasitism on *Allium cepa* in Banda district of Uttar Pradesh, India. *Journal of crop improvement*, 32(5), 681-689.
- Aksoy, E., Arslan, Z., Tetik, Ö., & Eymirli, S. (2016). Using the possibilities of some trap, catch and Brassicaceae crops for controlling crenate broomrape a problem in lentil fields. *International Journal of Plant Production*, 10(1), 53-62.
- Al-Menoufi, O. (1986). Studies on *Orobancha* spp. 2: Fungi associated with *Orobancha crenata* Forsk. *Alexandria Journal of Agricultural Research*, 31(2), 297-310.
- Alonso, L. C., Rodriguez-Ojeda, M., Fernandez-Escobar, J., & Lopez-Calero, G. (1998). Chemical control of broomrape. *Helia*, 21(29), 45-54.
- Ampova, G., Shabanov, D., Porphristov, P., Stefanov, D., & Tomov, N. (1967). Studies on *Fusarium* on broomrape in tobacco crops. *Bulgarian Journal of Agricultural Science*, 12(3), 17-19.
- Amsellem, Z., Kleifeld, Y., Kerenyi, Z., Hornok, L., Goldwasser, Y., & Gressel, J. (2001). Isolation, identification, and activity of mycoherbicidal pathogens from juvenile broomrape plants. *Biological Control*, 21(3), 274-284.
- Antonova, T., Araslanova, N., Strelnikov, E., Ramazanov, S., Guchet, S., & Chelyustnikova, T. (2013). Distribution of highly virulent races of sunflower broomrape (*Orobancha cumana* Wallr.) in the southern regions of the Russian Federation. *Russian Agricultural Sciences*, 39(1), 46-50.
- Aybeke, M. (2017). *Fusarium* infection causes genotoxic disorders and antioxidant-based damages in *Orobancha* spp. *Microbiological Research*, 201, 46-51. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S094450131730160X?via%3Dihub>
- Aybeke, M. (2020). *Aspergillus alliaceus* infection fatally shifts *Orobancha* hormones and phenolic metabolism. *Brazilian Journal of Microbiology*, 51(3), 883-892. https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC7455667/pdf/42770_2020_Article_283.pdf
- Bailey, K. L. (2014). The bioherbicide approach to weed control using plant pathogens. In *Integrated Pest Management* (pp. 245-266). Elsevier.
- Başbağcı, G., Çiğnitaş, E., & Kitiş, Y. E. (2023). Batı Akdeniz Bölgesi Örtü Altı Domates Alanlarında Sorun Olan Canavar Otu (*Phelipanche* spp.) Türlerinden İzole Edilen Funguslar. *Turkish Journal of Weed Science*, 26(2), 106-113.
- Bedi, J., & Donchev, N. (1991). "Results on mycoherbicide control of sunflower broomrape (*Orobancha cumana* Wall.) under glasshouse and field conditions, 76-82". 5th international symposium of parasitic weeds, International Parasitic Plant Society, Book of Proceedings, Nairobi, Kenya.
- Berestetskiy, A. (2021). Development of mycoherbicides. In *Encyclopedia of mycology* (pp. 629-640).
- Boari, A., & Vurro, M. (2004). Evaluation of *Fusarium* spp. and other fungi as biological control agents of broomrape (*Orobancha ramosa*). *Biological Control*, 30(2), 212-219.
- Bordin, E. R., Frumi Camargo, A., Rossetto, V., Scapini, T., Modkovski, T. A., Weirich, S., Carezia, C., Barretta Franceschetti,

possibility of synthesizing a wide variety of bioactive substances belonging to all groups of natural compounds that can be used as prototypes of the pesticides. The potential of these fungi as producers of biologically active compounds could be very high. However, it was not a commercial success, and no product reached the market. Although there is no commercial product on the market, the 'bioherbicide' approach may be promising by reconsidering the fungal isolates obtained from previous studies in the light of new scientific and technological advances and testing their effectiveness under field conditions in different hosts.

- M., Balem, A., & Golunski, S. M. (2018). Non-toxic bioherbicides obtained from *Trichoderma koningiopsis* can be applied to the control of weeds in agriculture crops. *Industrial Biotechnology*, 14(3), 157-163.
- Boutiti, Z., Souissi, T., Kharrat, M., Julien, M., Sforza, R., & Bon, M. (2008). "Evaluation of *Fusarium* potential biological control against *Orobanche* on Faba bean in Tunisia. . XII International Symposium on Biological Control of Weeds., La Grande Motte, France.
- Castillejo, M. A., Amiour, N., Dumas-Gaudot, E., Rubiales, D., & Jorrín, J. V. (2004). A proteomic approach to studying plant response to crenate broomrape (*Orobanche crenata*) in pea (*Pisum sativum*). *Phytochemistry*, 65(12), 1817-1828.
- Chai, A.-L., Li, P.-L., Guo, W.-T., Li, B.-J., & Aisimutuola, P. (2018). First report of *Fusarium acuminatum* wilt in the broomrape parasite of processing tomato in China. *Plant Disease*, 102(3), 676.
- Chedadi, T., Idrissi, O., Elhansali, M., & Haddioui, A. (2020). Survey of yield losses by *Orobanche crenata* in carrot (*Daucuscarota* L.) in Morocco. *Indian Journal of Ecology*, 47(2), 365-368.
- Chou, H., Wu, K.-G., Yeh, C.-C., Tai, H.-Y., Tam, M. F., Chen, Y.-S., & Shen, H.-D. (2014). The transaldolase, a novel allergen of *Fusarium proliferatum*, demonstrates IgE cross-reactivity with its human analogue. *PLoS One*, 9(7), e103488.
- Cignitas, E., Başbagci, G., Sulu, G., & Kitis, Y. E. (2024). *Fusarium fujikuroi* as a potential biocontrol agent of the parasitic weed *Phelipanche aegyptiaca* in tomato. *Journal of Phytopathology*, 172(3), e13344. <https://doi.org/DOI:10.1111/jph.13344>
- Cohen, B. A. (2001). *Ontogeny of pathogenesis and the biochemical responses of Orobanche following infection by compatible Fusarium spp* The Weizmann Institute of Science (Israel)].
- Cohen, B. A., Amsellem, Z., Lev-Yadun, S., & Gressel, J. (2002). Infection of tubercles of the parasitic weed *Orobanche aegyptiaca* by mycoherbicidal *Fusarium* species. *Annals of Botany*, 90(5), 567-578.
- Darvishnia, M., Baharvand, L., Aghabeigi, F., & Hoseini, M. (2013). Biological control of broom rape using antagonistic fungi in Lorestan Province. Conference of Research Findings in Agriculture, Kordestan, Iran.
- Dehaghi, M., Ghotbi, M., Montazeri, M., Ghotbi, M., & Cambozia, J. (2008). Host-Range and Factors Enhancing the Virulence and Desiccation Tolerance of *Fusarium oxysporum* as Promising Biocontrol Agent of *Orobanche aegyptiaca*. The 5th International Weed Science Congress,
- Demirci, M., Nemli, Y., & Kaya, Y. (2003). Effect of soil temperature on *Orobanche cernua* Loeffl. growing stages and control strategies. Proc. European Weed Research Society (EWRS) 7th Mediterranean Symposium,
- Ding, L. L., Zhang, X. K., Zhao, S. F., Yao, Z. Q., & Du, J. (2012). Isolation and identification of pathogen of *Orobanche cumana* stem-rot disease in Xinjiang. *Xinjiang Agricultural Sciences*, 49(6), 1096.
- Ding, L. L., Zhao, S. F., Zhang, X. K., Yao, Z. Q., & Zhang, J. (2012). Sclerotinia rot of broomrape (*Orobanche cumana*) caused by *Sclerotinia sclerotiorum* in China. *Plant Disease*, 96(6), 916.
- Dor, E. (2003). The efficacy of a mixture of fungi to control Egyptian and sunflower broomrape. Cost Action 849: Parasitic Plant Management in Sustainable Agriculture. Meeting on Biology and Control of Broomrape (Athens, Greece, 30 October-2 November 2003),
- Dor, E., Alperin, B., Wininger, S., Ben-Dor, B., Somvanshi, V. S., Koltai, H., Kapulnik, Y., & Hershenhorn, J. (2010). Characterization of a novel tomato mutant resistant to the weedy parasites *Orobanche* and *Phelipanche* spp. *Euphytica*, 171, 371-380.
- Dor, E., & Hershenhorn, J. (2009). Evaluation of the pathogenicity of microorganisms isolated from Egyptian broomrape (*Orobanche aegyptiaca*) in Israel. *Weed Biology and Management*, 9(3), 200-208.
- Dor, E., Hershenhorn, J., Andolfi, A., Cimmino, A., & Evidente, A. (2009). *Fusarium verticillioides* as a new pathogen of the parasitic weed *Orobanche* spp. *Phytoparasitica*, 37, 361-370.
- Duafala, T., Wilhelm, S., Gold, A., & Sagen, J. (1976). Rhizoctonia disease of broomrape, a possible biological control. *The American Phytopathological Society*, 3, 272.
- Eizenberg, H., Tanaami, Z., Jacobssohn, R., & Rubin, B. (2001). Effect of temperature on the relationship between *Orobanche* spp. and carrot (*Daucus carota* L.). *Crop Protection*, 20(5), 415-420.
- En-Nahli, Y., El Arroussi, H., Kumar, S., Bouhlal, O., Mentag, R., Hejjaoui, K., Douaïk, A., Abbes, Z., Es-Safi, N. E., & Amri, M. (2021). Resistance to *Orobanche crenata* Forsk. in lentil (*Lens culinaris* Medik.): exploring some potential altered physiological and biochemical defense mechanisms. *Journal of Plant Interactions*, 16(1), 321-331.
- Fernández-Aparicio, M., Reboud, X., & Gibot-Leclerc, S. (2016). Broomrape weeds. Underground mechanisms of parasitism and associated strategies for their control: a review. *Frontiers in plant science*, 7, 1-23.
- Fernández-Aparicio, M., Sillero, J., Pérez-de-Luque, A., & Rubiales, D. (2008). Identification of sources of resistance to crenate broomrape (*Orobanche crenata*) in Spanish lentil (*Lens culinaris*) germplasm. *Weed Research*, 48(1), 85-94.
- Fernández Martínez, J. M., Velasco Varo, L., & Pérez-Vich, B. (2012). Progress in research on breeding for resistance to broomrape. 18th International Sunflower Conference, Asociación Argentina de Girasol, Balcarce, Argentina.
- Fischl, G., Horváth, Z., Sövény, E., Fekete, T., & Bujdos, L. (2001, 6-8 November 2001). *Tobacco broomrape control (facts and challenges)* 6. Tiszántúli Növényvédelmi Fórum, Debrecen, Hungary.
- Fomin, E. (1954). Microbiological method of controlling *Orobanche* on tomatoes and cabbages. *Nauchnye Trudy Ukranian*

- Institute Ovoshtevodstva (Kiev)*, 3, 238-255.
- Galdames, R., & Diaz, J. (2010). Stem rot of branched broomrape (*Orobancha ramosa*) caused by *Sclerotium rolfsii* in Chile. *Plant Disease*, 94(10), 1266-1266.
- Ghannam, I., Barakat, R., & Al-Masri, M. (2007). Biological control of Egyptian broomrape (*Orobancha aegyptiaca*) using *Fusarium* spp. *Phytopathologia Mediterranea*, 46(2), 177-184.
- Ghasemi, S., Saremi, H., Torabi, S., & Hosseini, M. (2013). Evaluation of the effect of allelopathic bacteria *Pseudomonas fluorescens* and antagonistic fungi *Fusarium* spp. on biological control of tomato broomrape. *Biological Control of Pests and Plant Disease*, 1(2), 109-119.
- Gholizadeh, R., & Hemmati, R. (2019). Occurrence and pathogenicity of some fungal species on broomrape. *Iranian Journal of Plant Pathology*, 55(1), 83-86.
- Gibot-Leclerc, S., Guinchard, L., Edel-Hermann, V., Dessaint, F., Cartry, D., Reibel, C., Gautheron, N., Bernaud, E., & Steinberg, C. (2022). Screening for potential mycoherbicides within the endophyte community of *Phelipanche ramosa* parasitizing tobacco. *FEMS Microbiology Ecology*, 98(3), 1-16.
- Goussous, S., Hameed, K., & Saadoun, I. (2009). Isolation and evaluation of indigenous fungal and bacterial isolates as potential bioagents against broomrape (*Orobancha cernua*) in Jordan. *Plant Pathology Journal (Faisalabad)*, 8(3), 98-105.
- Gressel, J. (2001). Potential failsafe mechanisms against the spread and introgression of transgenic hypervirulent biocontrol fungi. *TRENDS in Biotechnology*, 19(4), 149-154.
- Gupta, P., & Pavgi, M. (1970). *Orobancha cernua*, a new host for *Sclerotium rolfsii*. *Science and Culture*, 36(6), 349-350.
- Hameed, K., Saadoun, I., & Shyab, Z.-A. (2001). Potential biological control of *Orobancha* by fungi isolated from diseased specimens in Jordan. *The Plant Pathology Journal*, 17(5), 257-263.
- Hemmati, R., & Gholizadeh, R. (2019). *Talaromyces trachyspermus* a potential biocontrol agent for branched broom rape (*Orobancha ramosa*). *Australasian Plant Pathology*, 48, 217-219.
- Hodosy, S. (1981). Biological control of broomrape, *Orobancha ramosa*, a tomato parasite. I. Occurrence and adaptability of *Fusarium* species to control broomrape in Hungary. *Zoldsegetermesztes Kutato Intezet Bulletinje*, 14, 21-29.
- Jebri, M., Ben Khalifa, M., Fakhfakh, H., Perez-Vich, B., & Velasco, L. (2017). Genetic diversity and race composition of sunflower broomrape populations from Tunisia. *Phytopathologia Mediterranea*, 421-430.
- Jiang, Y., & Wang, J. (2023). The registration situation and use of mycopesticides in the world. *Journal of Fungi*, 9(9), 940.
- Joel, D. M. (2013). The haustorium and the life cycles of parasitic *Orobanchaceae*. In *Parasitic Orobanchaceae* (pp. 21-23). Springer.
- Kabulov, D. T., & Khalimov, M. K. (1974). Some biological characteristics of Egyptian broomrape and ways of controlling it by means of the fungus *Fusarium*. *Nauchnye Trudy Biologicheskogo Fakulteta, Samarkandskii Gosudarstvennyi Universitet imeni A. Navoi (Botanika)*, 207, 167-173.
- Karam Pur, F., Fasihi, M., & Heydari, A. (2004). *Identification of fungal pathogenic agents of broom rape on tomato fields* AGRIS - International System for Agricultural Science and Technology. (<https://agris.fao.org/search/en/providers/122649/records/647247df53aa8c896304b6d0>) (Date accessed: May, 2024).
- Kaya, Y. (2014). Current situation of sunflower broomrape around the world. Proceedings of the 3rd International Symposium on Broomrape (*Orobancha* spp.) in Sunflower, International Sunflower Association, Paris, France.
- Keates, S. E., Kostman, T. A., Anderson, J. D., & Bailey, B. A. (2003). Altered gene expression in three plant species in response to treatment with Nep1, a fungal protein that causes necrosis. *Plant Physiology*, 132(3), 1610-1622.
- Kleifeld, Y., Goldwasser, Y., Herzlinger, G., Joel, D., Golan, S., & Kahana, D. (1994). The effects of flax (*Linum usitatissimum* L.) and other crops as trap and catch crops for control of Egyptian broomrape (*Orobancha aegyptiaca* Pers.). *Weed Research*, 34(1), 37-44.
- Kong, L., Wang, L., Zhao, J., Li, Q., & Zhao, M. (2006). Occurrence and biocontrol of *Orobancha cumana* on tobacco and sunflower. *Acta Phytopatholog Ica Sinica*, 36(5), 466-469.
- Labrousse, P., Arnaud, M., Serieys, H., Bervillé, A., & Thalouarn, P. (2001). Several mechanisms are involved in resistance of *Helianthus* to *Orobancha cumana* Wallr. *Annals of Botany*, 88(5), 859-868.
- Landa, B. B., Navas-Cortés, J. A., Castillo, P., Vovlas, N., Pujadas-Salvá, A. J., & Jiménez-Díaz, R. M. (2006). First report of broomrape (*Orobancha crenata*) infecting lettuce in southern Spain. *Plant Disease*, 90(8), 1112-1112.
- Linke, K., Sauerborn, J., & Saxena, M. (1992). Options for biological control of the parasitic weed *Orobancha*. Proceedings of the Eight International Symposium on Biological Control of Weeds,
- Linke, K. H., Scheibel, C., Saxena, M., & Sauerborn, J. (1992). Fungi occurring on *Orobancha* spp. and their preliminary evaluation for *Orobancha* control. *International Journal of Pest Management*, 38(2), 127-130.
- Meir, S., Amsellem, Z., Al-Ahmad, H., Safran, E., & Gressel, J. (2009). Transforming a NEP1 toxin gene into two *Fusarium* spp. to enhance mycoherbicide activity on *Orobancha*—failure and success. *Pest Management Science: formerly Pesticide Science*, 65(5), 588-595.
- Mohammadi, A. (2014). Biological control of *Orobancha ramosa* by *Fusarium solani*. *International Journal of Advanced*

- Biological and Biomedical Research*, 2(11), 2751-2755.
- Molinero-Ruiz, L., Delavault, P., Pérez-Vich, B., Pacureanu-Joita, M., Bulos, M., Altieri, E., & Domínguez, J. (2015). History of the race structure of *Orobanche cumana* and the breeding of sunflower for resistance to this parasitic weed: A review. *Spanish Journal of Agricultural Research* 13(4), 1-19. <https://doi.org/10.5424/sjar/2015134-8080>
- Musselman, L. J., & Parker, C. (1982). Preliminary host ranges of some strains of economically important broomrapes (*Orobanche*). *Economic Botany*, 36(3), 270-273.
- Müller-Stöver, D., Buschmann, H., & Sauerborn, J. (2005). Increasing control reliability of *Orobanche cumana* through integration of a biocontrol agent with a resistance-inducing chemical. *European journal of plant pathology*, 111, 193-202.
- Müller-Stöver, D., & Kroschel, J. (2005). The potential of *Ulocladium botrytis* for biological control of *Orobanche* spp. *Biological Control*, 33(3), 301-306.
- Nanni, B., Ragozzino, E., & Marziano, F. (2005). Fusarium rot of *Orobanche ramosa* parasitizing tobacco in southern Italy. *Phytopathologia Mediterranea*, 44(2), 203-207.
- Narasimhan, M., & Thirumalachar, M. (1954). A Sclerotinia disease of *Orobanche cernua* in Bihar (India). *Phytopathologische Zeitschrift*, 22(4), 421-428.
- Negewo, T., Ahmed, S., Tessema, T., & Tana, T. (2022). Biological characteristics, impacts, and management of crenate broomrape (*Orobanche crenata*) in faba bean (*Vicia faba*): a review. *Frontiers in Agronomy*, 4, 1-15. <https://doi.org/doi:10.3389/fagro.2022.708187>
- Nemat Alla, M. M., Shabana, Y. M., Serag, M. M., Hassan, N. M., & El-Hawary, M. M. (2008). Granular formulation of *Fusarium oxysporum* for biological control of faba bean and tomato *Orobanche*. *Pest Management Science: formerly Pesticide Science*, 64(12), 1237-1249.
- Nickrent, D. L. (2020). Parasitic angiosperms: how often and how many? *Taxon*, 69(1), 5-27.
- Nosratti, I., Mobli, A., Mohammadi, G., Yousefi, A. R., Sabeti, P., & Chauhan, B. S. (2020). The problem of *Orobanche* spp. and *Phelipanche* spp. and their management in Iran. *Weed Science*, 68(6), 555-564.
- Panchenko, V. (1974). Micro-organisms in the control of Egyptian broomrape parasitizing water melons. *Mikologiya i Fitopatologiya*, 8(2), 122-125.
- Panchenko, V. (1975). The use of *Fusarium oxysporum* var. *orthoceras* for the biological control of broomrape in Astrakhan Province. *Trudy Vsesoyuznogo Nauchno-Issledovatel'skogo Instituta Zashchity Rastenii*, 191-198.
- Parker, C., & Riches, C. R. (1993). *Parasitic weeds of the world: biology and control*. CAB International, Wallingford Oxon OX10 8DE UK, 315 pp.
- Qasem, J. R. (2009). Parasitic weeds of the *Orobanchaceae* family and their natural hosts in Jordan. *Weed Biology and Management*, 9(2), 112-122.
- Raju, C., Krishna, M., Nagarajan, K., & Chari, M. (1995). A new disease of *Orobanche cernua* parasitizing tobacco, caused by *Sclerotium rolfsii*. *Phytoparasitica*, 23(3), 235-237.
- Rostami, A., Saremi, H., & Javan-Nikkhah, M. (2017). Morphological and phylogenetic analysis of *Fusarium* species associated with vertical system of *Orobanche* spp. *Mycologia Iranica*, 4(1), 39-47.
- Rubiales, D., Fernández-Aparicio, M., Pérez-de-Luque, A., Castillejo, M. A., Prats, E., Sillero, J. C., Rispaíl, N., & Fondevilla, S. (2009). Breeding approaches for crenate broomrape (*Orobanche crenata* Forsk.) management in pea (*Pisum sativum* L.). *Pest Management Science: formerly Pesticide Science*, 65(5), 553-559.
- Rubiales, D., Pérez-de-Luque, A., Joel, D. M., Alcántara, C., & Sillero, J. C. (2003). Characterization of resistance in chickpea to crenate broomrape (*Orobanche crenata*). *Weed Science*, 51(5), 702-707.
- Saremi, H., & Okhovvat, S. (2008). Biological control of *Orobanche aegyptiaca* by *Fusarium oxysporum* F. sp. *Orobanchin* northwest Iran. *Communications in Agricultural and Applied Biological Sciences*, 73(4), 931-938.
- Sauerborn, J., Müller-Stöver, D., & Hershenhorn, J. (2007). The role of biological control in managing parasitic weeds. *Crop Protection*, 26(3), 246-254.
- Sharma, P., Rai, P., Siddiqui, S., & Chauhan, J. (2011). First Report of *Fusarium* Wilt in the Broomrape Parasite Growing on Brassica spp. in India. *Plant Disease*, 95(1), 75-75.
- Shevchenko, S., Desyatnyk, L., Shevchenko, M., Kolesnykova, K., & Derevenets-Shevchenko, K. (2024). Control of weeds and sunflower broomrape (*Orobanche cumana* Wallr.) in sunflower crops by crop rotation and tillage. *International Journal of Environmental Studies*, 81(1), 382-392. <https://doi.org/https://doi.org/10.1080/00207233.2024.2320031>
- Shilo, T., Zygier, L., Rubin, B., Wolf, S., & Eizenberg, H. (2016). Mechanism of glyphosate control of *Phelipanche aegyptiaca*. *Planta*, 244, 1095-1107. <https://link.springer.com/content/pdf/10.1007/s00425-016-2565-8.pdf>
- Stankevich, G. (1971). A specialized form of *Colletotrichum lagenarium* Halst. et al. on *Orobanche aegyptiaca*. *Mikologiya i Fitopatologiya*, 5(2), 208-211.
- Stoddard, F., Nicholas, A. H., Rubiales, D., Thomas, J., & Villegas-Fernández, A. (2010). Integrated pest management in faba bean. *Field crops research*, 115(3), 308-318.
- Suh, C. (2011). *Evaluation of bioactivity of phytotoxins from pathogenic fungi of Orobanche sp* [PhD Thesis, Agricultural University of Athens].

- Swarnalatha, G., Sarala, K., Prabhakara Rao, K., Baghyalakshmi, K., Sambasiva Rao, K., & Poorna Bindu, J. (2020). Parasitic interactions of Orobanche with selected Nicotiana species and identification of effective resistant genotypes. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 67(5), 1125-1136.
- Tahmasbali, M., Darvishzadeh, R., Fayaz Moghaddam, A., & Alipour, H. (2021). Selection of tolerant genotypes to broomrape Orobanche cernua stress in oriental tobacco Nicotiana tabacum genotypes using stress tolerance indices. *Journal of Applied Research in Plant Protection*, 9(4), 83-100.
- Tashkoski, P. (2013). Fusarium rot on Orobanche ramosa-broomrape on tobacco in the republic of Macedonia. *Tobacco*, 63(1-6), 47-55.
- Taslakh'yan, M., & Grigoryan, S. (1978). Fungi found on broomrape species of the Armenian Republic. *Mikologiya i Fitopatologiya*, 12(2), 112-114.
- Thomas, H., Sauerborn, J., Muller-Stover, D., & Kroschel, J. (1999). Fungi of Orobanche aegyptiaca in Nepal with potential as biological control agents. *Biocontrol Science and Technology*, 9(3), 379-381.
- Timchenko, V., & Dovgal', E. (1972). Microbiological control method for broomrape on vegetable crops. In *Biologicheskii Metod Borb'by s Vreditelyami Ovoshchnykh Kul'ur* (pp. 109-111).
- Wang, Y., Ji, L., Li, Q., Wang, L., Xiao, Y., & Kong, L. (2016). Isolation and identification of multifunction bio-control agent Fusarium against Orobanche cernua. *Chinese Journal of Biological Control*, 32(6), 788-793.
- Wang, Z. Y., Zhu, G. J., & Ma, D. C. (1985). Control of Egyptian Broomrape (Orobanche aegyptiaca Pers.) with Fusarium orobanches Jacz. *Chinese Journal of Biological Control*, 1(1), 24-26.
- Watson, A. K. (2013). Biocontrol. In *Parasitic Orobancheae: Parasitic Mechanisms and Control Strategies* (pp. 469-497). Springer.
- Westwood, J. H., Depamphilis, C. W., Das, M., Fernández-Aparicio, M., Honaas, L. A., Timko, M. P., Wafula, E. K., Wickett, N. J., & Yoder, J. I. (2012). The parasitic plant genome project: new tools for understanding the biology of Orobanche and Striga. *Weed Science*, 60(2), 295-306.
- Xia, B., Hu, J., Zhu, X., Liang, Y., Ren, X., Wu, Y., & Chen, D. (2018). First report of sunflower broomrape wilt caused by Fusarium brachygibbosum in China. *Plant Disease*, 102(11), 2372-2372.
- Xu, D., Zhang, Y., Zhao, J., & Zhao, J. (2016). First report of broomrape wilt caused by Plectosphaerella cucumerina in inner Mongolia, China. *Plant Disease*, 100(12), 2538-2538.
- Ye, X., Zhang, M., McErlean, C. S., & Ma, Y. (2023). Nitrogen and phosphorus supply strongly reduced the control efficacy of maize against sunflower broomrape. *Archives of Agronomy and Soil Science*, 69(3), 431-445.
- Zhang, J., Jia, R., Zhang, Y., Li, M., Zhou, H., & Zhao, J. (2018). First report of stem rot of sunflower broomrape (Orobanche cumana) caused by Sclerotinia minor Jagger in Inner Mongolia, China. *Plant Disease*, 102(3), 683-683.
- Zhang, J., Wang, N., Liu, Z.-d., Bao, T.-t., Zhang, Z.-w., Yun, X.-p., Shi, B.-x., Zhang, H., Chen, G.-h., & Chen, Y.-f. (2022). Identification and pathogenicity differentiation of the pathogens causing necrotic spot on sunflower broomrape. *Acta Agriculturae Boreali-Sinica*, 37, 172-180.
- Zhang, X., Yao, Z., Zhao, S., Xie, H., & Yang, M. (2013). Rhizopus Stem Rot of Orobanche aegyptiaca caused by Rhizopus oryzae in China. *Journal of Phytopathology*, 161(10), 745-748.
- Żukiewicz-Sobczak, W. A. (2013). The role of fungi in allergic diseases. *Advances in Dermatology and Allergology/Postępy Dermatologii i Alergologii*, 30(1), 42-45.

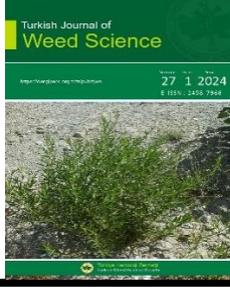
©Türkiye Herboloji Derneği, 2024

Geliş Tarihi/ Received: Ağustos/August, 2024

Kabul Tarihi/ Accepted: Ekim/October, 2024

To Cite : Başbagci, Cignitas and Kitis, (2024), Diversity and Geographic Distribution of Fungi on Broomrape Species, Turk J Weed Sci, 27(1):2024:49-75.

Alıntı İçin : Başbagci, Cignitas and Kitis,(2024). Canavar Otu Türlerindeki Fungusların Çeşitliliği ve Coğrafik Dağılımları, Turk J Weed Sci, 27(1):2024:49-75.



Available at: <https://dergipark.org.tr/tr/pub/tjws>

Turkish Journal of Weed Science

©Turkish Weed Science Society



Derleme Makale / Review Article

Kenevirde Sorun Olan Yabancı Otlar ve Mücadelesi

Hilmi TORUN^{1*}, Kübra KALE², Doğan IŞIK³

¹ Biyolojik Mücadele Araştırma Enstitüsü Müdürlüğü, Adana, Türkiye Orcid: 0000-0001-6730-8809

² Erciyes Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü, Kayseri, Türkiye Orcid: 0000-0003-4137-8782

³ Erciyes Üniversitesi Ziraat Fakültesi Bitki Koruma Bölümü, Kayseri, Türkiye Orcid: 0000-0002-0554-2912

***Corresponding author:** hilmiturun@hotmail.com

ÖZET

Kenevir (*Cannabis sativa* L.), endüstriyel ve tıbbi kullanım alanlarında giderek artan bir önem taşırken, başarılı bir yetiştiricilik için yabancı ot kontrolü kritik bir rol oynamaktadır. Kenevir bitkisi, özellikle başlangıç aşamasında, diğer bitkilerle rekabet etme konusunda zayıf olduğundan, yabancı otlar kenevirin büyümesini ve verimini olumsuz etkileyebilir. Bu nedenle yabancı ot mücadelesi, kenevirin sağlıklı gelişimi ve yüksek verimliliği için gereklidir. Kenevir yetiştiriciliğinde fiziksel yöntemler arasında elle veya mekanik olarak yabancı otların temizlenmesi yer alırken, kimyasal yöntemler herbisitlerin uygulanmasını içerir. Kimyasal mücadele, hızlı sonuç ve maliyet etkinliği nedeniyle sıklıkla tercih edilir; ancak, herbisitlerin doğru zaman ve miktarda uygulanması önemlidir. Toprak hazırlığı ve ekim stratejileri de yabancı ot mücadelesinde önemli rol oynar. Ekim öncesinde toprak işlenmesi ve yabancı ot kontrolü, kenevirin gelişim sürecini olumlu yönde etkiler. Ayrıca, kenevir ile yapılan münavebeler, yabancı ot baskısını azaltabilir ve toprak verimliliğini artırabilir. Bu derlemede kenevir yetiştiriciliğinde sorun olan önemli yabancı ot türleri ile kenevirde yabancı ot mücadele uygulamaları değerlendirilmiştir.

Anahtar kelimeler: *Cannabis sativa* L., kenevir, yabancı ot popülasyonları

Weeds and Their Control in Hemp

ABSTRACT

Cannabis sativa L., which is increasingly important for industrial and medical applications, requires effective weed control for successful cultivation. The cannabis plant, particularly in its early stages, is vulnerable to competition from other plants and weeds can negatively affect its growth and yield. Weed control is essential for the healthy development and high productivity of cannabis. Physical methods of weed control include manual or mechanical removal, while chemical methods involve the use of herbicides. Chemical control is often preferred because of its rapid results and cost-effectiveness, but the timing and dosage of herbicide application are critical. Soil preparation and planting strategies also play an important role in weed management. Pre-plant soil preparation and weed control have a positive effect on cannabis development. In addition, crop rotation with cannabis can reduce weed pressure and improve soil fertility. This review is an assessment of the main weed species and weed control practices in hemp cultivation.

Keywords: *Cannabis sativa* L., hemp, weed populations

GİRİŞ

Kenevir (*Cannabis sativa* L.) bitkisinin kökeni Orta Asya olup, Cannabaceae familyası içerisinde yer almaktadır. Lif ve tahıl yapımında kullanılabilen ve yetiştiriciliğinin ilk kez Çin'de 8500 yıl öncesine dayandığı düşünülen bir kültür bitkisidir. Daha sonra kenevir bitkisi kıtalara yayılarak özellikle lif kısmı Avrupa'da denizle ilişkili olan ülkelerde ip, halat, çadır ve yelken yapımında kullanılmıştır (Schultes ve ark., 1970; Fike, 2016). Kenevir tohumlarından elde edilen yağlar, sabun ve losyon gibi cilt bakım ürünlerinde yaygın olarak kullanılır. Yağ çıkarıldıktan sonra kalan küspe ise hayvan yemi olarak değerlendirilir (Aytaç, 2018; İşler, 2019; Kale, 2023).

Tarımda yetiştirilen her kültür bitkisinde olduğu gibi kenevir bitkisinde de bitki koruma zararlıları mevcuttur. Yabancı otların tarlalarda bulunması durumunda ürün veriminde ve kalitesinde azalma söz konusudur. Yabancı otlar, kültür bitkilerinin su, besin ve ışık gibi kaynaklarla rekabet ederler. Özellikle ürünlerin erken gelişim aşamalarında, bu otların yavaş büyüme hızları ve zayıf rekabet yetenekleri nedeniyle önemli zararlara yol açabilirler (Işık ve Akça, 2016; Özdemir ve Işık, 2020; Kale, 2023). Endüstriyel kenevir, yabancı otların rekabetinden olumsuz etkilenir ve bu durum verimlilik ve kalite kaybına yol açar. Özellikle uzun ömürlü yabancı otlar, toprak işleme işlemlerini zorlaştırabilir ve tohumluk üretiminde hasat sürecini güçleştirebilir. Ayrıca, bu otlar kontrol maliyetlerini artırabilir ve hem insanlar hem de hayvanlar için zehirli olabilir. Bu nedenlerle, kenevir tarımında yabancı otların etkin bir şekilde kontrol edilmesi önemlidir (Önen, 2020; Kale, 2023). Hazırlanan bu derlemede kenevir yetiştiriciliğinde ülkemizde ve dünyada görülen önemli yabancı ot türleri ile kullanılan yabancı ot mücadele uygulamaları bildirilmiştir.

Kenevir alanlarında görülen yabancı ot türleri

Dünyada ve ülkemizde literatür taramasına göre saptanan yabancı ot türleri Çizelge 1'de yer

almaktadır. Bu literatürlerde Amaranthaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Convolvulaceae, Poaceae ve Polygonaceae gibi önemli familyaların başı çektiği görülmektedir. Amerika'daki bir araştırmada *Amaranthus* spp., *Avena fatua* L., *Brassica napus* L., *Chenopodium album* L., *Cirsium arvense* L., *Convolvulus arvensis* L., *Fallopia convolvulus* L., *Galeopsis tetrahit* L. ve *Ipomoea* spp. kenevirde tespit edilen önemli yabancı ot türlerinden bazılarının olduğu bildirilmiştir (Fike, 2016). Yunanistan'da Kousta ve ark. (2023) önemli türlerin *Amaranthus retroflexus* L., *Convolvulus arvensis* L., *Echinochloa crus-galli* (L.) P.Beauv., *Malva sylvestris* L., *Portulaca oleracea* L. ve *Solanum elaeagnifolium* Cav. olduğunu bildirmiştir. Türkiye'de ise Kale (2023) tarafından yapılan bir çalışmada Yozgat ve Kayseri illerinde benzer şekilde kenevirde sorun olan *Amaranthus retroflexus* L., *Anchusa azurea* Mill., *Chenopodium album* L., *Convolvulus arvensis* L., *Cynodon dactylon* (L.) Pers., *Lactuca serriola* L., *Portulaca oleracea* L., *Sinapis arvensis* L., *Tribulus terrestris* L. ve *Xanthium strumarium* L. türleri tespit edilmiştir. Diğer taraftan McPartland ve ark. (2000) tarafından belirtildiği üzere, tek yıllık yabancı otlardan farklı olarak, çok yıllık *Ambrosia trifida* L. ve bazı bambu türleri (*Bambusa* spp., *Dendrocalamus* spp., *Phyllostachys* spp.) kenevirden daha hızlı gelişerek keneviri baskılayabilmektedir.

Kenevirde verimi önemli derecede etkileyen dar ve geniş yapraklı yabancı ot türlerinin yanında, parazit yabancı ot türleri de bulunmaktadır (Hackleman ve Domingo, 1943; Lee ve Oliver, 1982; Özer ve ark., 2001; Van der Werf, 2002; Vera ve ark., 2006; Jankauskiene ve Gruzdeviene, 2010; Marahatta ve ark., 2012; Tepe, 2014; Jankauskiene ve ark., 2015; Morris ve ark., 2015; Kale, 2023; Kousta ve ark., 2023) (Çizelge 1). McPartland ve Cubeta (1997), *Phelipanche ramosa* (L.) Pomel kenevirin en önemli vasküler bitki paraziti olduğunu belirtirken, ayrıca *Phelipanche aegyptiaca* (Pers.) Pomel ve *Orobancha cernua* Loefl.'nın da kenevir üzerinde tespit edildiğini ifade etmiştir.

Çizelge 1. Kenevirde ülkemizde ve dünyada sorun olan bazı önemli yabancı ot türleri.

Familyası	Bilimsel adı*	Türkçe adı**
Amaranthaceae	<i>Amaranthus retroflexus</i> L. <i>Amaranthus</i> spp.	Kırmızı köklü tilkikuyruğu Horozibiği türleri
Araceae	<i>Caladium</i> spp.	Filkulağı türleri
Asteraceae	<i>Achillea millefolium</i> L. <i>Ageratum</i> spp. <i>Ambrosia artemisiifolia</i> L. <i>Anthemis arvensis</i> L. <i>Anthemis cotula</i> L. <i>Anthemis</i> spp. <i>Arctium</i> spp. <i>Bidens pilosa</i> L. <i>Cirsium arvense</i> L. <i>Conyza bonariensis</i> (L.) Cronquist. <i>Conyza canadensis</i> (L.) Cronquist. <i>Conyza</i> spp. <i>Emilia sonchifolia</i> (L.) DC. ex Wight <i>Erechtites hieracifolia</i> (L.) Raf. ex DC. <i>Galinsoga</i> spp. <i>Lactuca serriola</i> L. <i>Senecio</i> spp. <i>Sonchus asper</i> (L.) Hill. <i>Sonchus oleraceus</i> L. <i>Sonchus</i> spp. <i>Xanthium spinosum</i> L. <i>Xanthium</i> spp. <i>Xanthium strumarium</i> L.	Civanperçemi Vapur dumanı türleri Pelinimsi ambrosia Tarla köpek papatyası Pis kokulu köpek papatyası Köpek papatyası türleri Dul avrat otu türleri Sultan suketeği Köygöçüren Tüylü pire otu Pire otu Pire otu türleri Aşk tanrısı türü Yanık otu türü Düğme otu türleri Dikenli yabancı marul Kanarya otu türleri Dikenli eşek marulu Adi eşek marulu Eşek marulu türleri Zincir pıtrağı Pıtrak türleri Domuz pıtrağı
Boraginaceae	<i>Anchusa azurea</i> Mill.	İtalyan sığır dili
Brassicaceae	<i>Camelina</i> spp. <i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Medic. <i>Sinapis arvensis</i> L. <i>Sinapis</i> spp. <i>Thlaspi arvense</i> L.	Yalancı keten türleri Çoban çantası Yabancı hardal Yabancı hardal türleri Tarla akçaçiçeği
Caryophyllaceae	<i>Stellaria media</i> L.	Serçe dili
Chenopodiaceae	<i>Chenopodium album</i> L. <i>Chenopodium</i> spp.	Sirken Kazayağı türleri
Convolvulaceae	<i>Calystegia sepium</i> (L.) R. Br. <i>Convolvulus arvensis</i> L. <i>Ipomoea hederacea</i> (L.) Jacq. <i>Ipomoea lacunosa</i> L. <i>Ipomoea</i> spp.	Çit sarmaşığı Tarla sarmaşığı Boru çiçekli sarmaşık Beyaz gece sefası Gece sefası türleri
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita texana</i> (Scheele) A.Gray	Kabak türü
Cuscutaceae	<i>Cuscuta</i> spp.	Küsküt türleri
Cyperaceae	<i>Cyperus esculentus</i> L. <i>Cyperus rotundus</i> L. <i>Cyperus</i> spp.	Sarı topalak L. Topalak Topalak türleri
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia helioscopia</i> L. <i>Euphorbia heterophylla</i> L. <i>Euphorbia</i> spp. <i>Mercurialis annua</i> L.	Güneş sütleğeni İri yapraklı sütleğen Sütleğen türleri Yer fesleğeni
Fabaceae	<i>Biancaea decapetala</i> (Roth) O. Deg. <i>Crotalaria juncea</i> L. <i>Mimosa pudica</i> L.	Kedi pençesi türü Krotalaria Küstüm otu

	<i>Sesbania</i> spp.	Sesbanya türleri
	<i>Trifolium arvense</i> L.	Tarla üçgülü
	<i>Trifolium pratense</i> L.	Çayır tırfılı
	<i>Trifolium</i> spp.	Üçgül türleri
Fumariaceae	<i>Fumaria officinalis</i> L.	Hakiki şahtere
Lamiaceae	<i>Lamium amplexicaule</i> L.	Ballıbaba
	<i>Lamium purpureum</i> L.	Kırmızı çiçekli ballıbaba
	<i>Lamium</i> spp.	Ballıbaba türleri
Malvaceae	<i>Abutilon theophrasti</i> Medic.	İmam kavuğu
	<i>Malva neglecta</i> Wallr.	Ebegümeci
	<i>Malva sylvestris</i> L.	Yabani ebegümeci
	<i>Malva</i> spp.	Ebegümeci türleri
Orobanchaceae	<i>Orobanche</i> spp.	Canavar otu türleri
Poaceae	<i>Agrostis</i> spp.	Beyaz ayrık çimi türleri
	<i>Alopecurus</i> spp.	Tilki kuyruğu türleri
	<i>Andropogon bicornis</i> L.	İkisakalotu türü
	<i>Arrhenatherum</i> spp.	Çayır yulafı türleri
	<i>Avena fatua</i> L.	Yabani yulaf
	<i>Avena sterilis</i> L.	Kısır yabani yulaf
	<i>Bromus sterilis</i> L.	Kısır brom
	<i>Cenchrus</i> spp.	Kum mahmuzu türleri
	<i>Chloris</i> spp.	Parmak otu türleri
	<i>Cymbopogon refractus</i> (R.Br.) Camus	Dikenli tel çimen türü
	<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers.	Köpekdişi ayrığı
	<i>Digitaria sanguinalis</i> (L.) Scop.	Çatal otu
	<i>Digitaria</i> spp.	Çatal otu türleri
	<i>Echinochloa crus-galli</i> (L.) P.Beauv.	Darıcan
	<i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertner	Kaz çimi
	<i>Elymus repens</i> (L.) Gould	Ayrık
	<i>Eragrostis</i> spp.	Çayır güzeli türleri
	<i>Panicum</i> spp.	Yalancı darı türleri
	<i>Paspalum dilatatum</i> Poir.	Adi yalancı darı
	<i>Paspalum</i> spp.	Su ayrığı türleri
	<i>Poa annua</i> L.	Tavşan bıyığı
	<i>Poa</i> spp.	Salkım otu türleri
	<i>Setaria glauca</i> (L.) P.Beauv.	Sarı tüylü kirpidarı
	<i>Setaria</i> spp.	Yapışkan ot türleri
	<i>Sorghum halepense</i> (L.) Pers.	Kanyaş
Polygonaceae	<i>Persicaria lapathifolia</i> (L.) Gray	Tırşon
	<i>Polygonum aviculare</i> L.	Çoban değneği
	<i>Polygonum convolvulus</i> L.	Sarmaşık çoban değneği
	<i>Polygonum</i> spp.	Çoban değneği türleri
	<i>Rumex crispus</i> L.	Kıvrıkcık labada
	<i>Rumex obtusifolius</i> L.	Küt yapraklı labada
	<i>Rumex</i> spp.	Labada türleri
Polypodiaceae	<i>Polypodium aureum</i> (L.) J.Sm.	Polipodyum türü
Portulacaceae	<i>Portulaca oleracea</i> L.	Semiz otu
Rubiaceae	<i>Galium aparine</i> L.	Dil kanatan
Scrophulariaceae	<i>Veronica arvensis</i> L.	Tarla yavşanotu
Solanaceae	<i>Solanum elaeagnifolium</i> Cav.	Gümüş yapraklı itüzümü
	<i>Solanum nigrum</i> L.	Köpek üzümü
	<i>Solanum</i> spp.	Köpek üzümü türleri
Urticaceae	<i>Urtica dioica</i> L.	Büyük ısırğan
	<i>Urtica urens</i> L.	Isırğan otu
Violaceae	<i>Viola arvensis</i> Murr.	Tarla menekşesi
Zygophyllaceae	<i>Tribulus terrestris</i> L.	Demir diken

*Yabancı ot türleri Hackleman ve Domingo (1943), Lee ve Oliver (1982), Özer ve ark. (2001), Van der Werf (2002), Vera ve ark. (2006), Jankauskiene ve Gruzdeviene (2010), Marahatta ve ark. (2012), Tepe (2014), Jankauskiene ve ark. (2015), Morris ve ark. (2015), Kale (2023) ve Kousta ve ark. (2023) kaynaklarından taranmıştır.

**Türkçe adlar Uluğ ve ark. (1993) tarafından baz alınarak düzenlenmiştir.

Kenevirde yabancı ot mücadelesi

Kenevirin diğer bitkilerle rekabet gücü düşük olduğundan, ekimden önce yabancı otların kontrol edilmesi gereklidir. Tarlalarda yabancı otların gelişmesinin önlenmesi durumunda kenevir gelişiminin hızlı olduğu, kalın yaprak oluşturduğu, gölgeleme yaparak yabancı otlara karşı rekabet gücünü yükselttiği ve verimde artış sağladığı bildirilmiştir (Poisa ve Adamovic, 2010; Rehman ve ark., 2013). Bütün kültür bitkilerinde olduğu gibi kenevirde de yabancı otlarla mücadelede tek bir yabancı ot mücadelesi şekli yerine, entegre mücadelenin uygulanması daha başarılıdır.

Entegre mücadele

Kenevir bitkisi, özellikle ilk gelişme aşamalarında diğer bitkilerle rekabet etme konusunda zayıf olduğu için, etkili bir yabancı ot mücadelesi gerekmektedir. Bu noktada entegre yabancı ot yönetimi (IWM-Integrated Weed Management), yabancı ot baskısını kontrol etmek ve tarımsal sürdürülebilirliği sağlamak açısından büyük önem taşır. Entegre mücadele, farklı kontrol yöntemlerinin bir araya getirilerek kullanılması anlamına gelir. Bu yöntemler, yabancı otlarla mücadelede sadece kimyasal müdahaleye dayanmak yerine, biyolojik, fiziksel, kültürel ve kimyasal stratejilerin bir arada uygulanmasını öngörür. IPM, çevresel etkileri azaltırken uzun vadeli ve sürdürülebilir sonuçlar elde edilmesini hedefler (Ehler, 2006). Kenevirde sorun olan yabancı otlarla mücadelede, yabancı otların doğru ve uygun gelişme döneminde mücadele yapılmalıdır. Özellikle kenevirde erken dönemde (3-4 hafta) dar yapraklı yabancı otlarla kardeşlenme ve geniş yapraklı yabancı otlarla dallanma döneminde tarlalarda mücadele edilmelidir. Eğer sorun olan yabancı ot türleri tarlalardan uzaklaştırılmak isteniyorsa, zararlı türe karşı uygun yabancı ot mücadele stratejisini belirlememiz gerekmektedir. Ancak her şeyden önce sorun olan yabancı ot türünün biyolojisi ve çoğalma şekli bilinmelidir. Kimyasal

Kültürel işlemlerle yabancı ot mücadelesi

- **Sertifikalı ve temiz tohumluk kullanımı:**
Tarlalarda ekim için kullanılacak kenevir tohumluğunun temiz ve yabancı ot tohumlarıyla

mücadele uygulamalarının kültürel, mekaniksel ve fiziksel yöntemlerle de kombine edilmesi gerekmektedir. Struik ve ark. (2000) kenevir tarımında toprak hazırlığı ve münavebenin, entegre yabancı ot kontrolünün önemli bileşenleri olduğunu belirtmektedir. Basbag ve ark. (2020) da kenevir üretiminde entegre yabancı ot mücadelesinin kimyasal herbisitlere olan bağımlılığı azaltabileceğini ve çevresel sürdürülebilirliğin artırılabilirliğini belirtmektedir. Entegre mücadele stratejileri, sadece yabancı otları kontrol etmekle kalmaz, aynı zamanda toprak sağlığını da korur.

Entegre mücadelenin yabancı ot mücadelesindeki avantajları şu şekildedir:

- Kimyasal herbisitlerin sürekli ve tek başına kullanılması, yabancı otların bu kimyasallara dayanıklılık geliştirmesine neden olabilir. Dayanıklı yabancı otlar zamanla herbisitlerle kontrol edilemez hale gelir ve yeni türlerin ortaya çıkmasına yol açar. Entegre mücadelede, kimyasal yöntemlerin diğer stratejilerle birleştirilmesi, dayanıklılık gelişimini yavaşlatır ve herbisitlere olan bağımlılığı azaltır (Norsworthy ve ark., 2012).

- Kimyasal herbisitlerin yoğun kullanımı, su kaynaklarının kirlenmesine, toprakta ve ekosistemde biyolojik dengenin bozulmasına yol açabilir. Entegre mücadele, kimyasal kullanımını en aza indirgeyerek toprağın sağlığını ve su kaynaklarının korunmasını destekler (Liebman ve Gallandt, 1997).

- Kimyasal herbisitlerin aşırı kullanımı, ürünlerde kimyasal kalıntılara neden olabilir ve bu durum insan sağlığı için bir risk oluşturabilir. Entegre mücadele, kimyasal kalıntı miktarını azaltarak gıda güvenliğini artırır (Liebman ve ark., 2001).

- Entegre mücadele, iklim değişikliğine uyum sağlamada da etkili olabilir. Mekanik ve biyolojik yöntemler, değişen çevre koşullarına uyum sağlamak için daha esnek ve sürdürülebilir stratejiler sunar. Özellikle münavebe ve ekim zamanlamasının ayarlanması, ürün verimliliğini koruyarak adaptasyonu destekler (Petersen ve Röver, 2005).

bulaşık olmaması gerekmektedir. Bu nedenle tarlalarda üretimi geciktiren yabancı ot türleri kenevir liflerine yapışarak lif kalitesini düşürebilir ya da kenevir tohum miktarının azalmasına sebep

olabilmektedir. Yabancı ot tohumlarıyla karışık olarak ithal edilen kenevir tohumluklarına dikkat edilmelidir. Gerekirse uygun selektörlerden geçirildikten sonra tarlalara ekim yapılmalıdır. Eğer sertifikalı ve yabancı ottan ari tohumluk var ise tercih edilmelidir.

- Doğru ve uygun kenevir çeşidi seçimi:

Bölgeye, lokasyona hatta tarlaya göre uygun ve geliştirilmiş olan kenevir çeşitleri kullanılmalıdır. Eğer belirlenen kenevir çeşidi yabancı ot türleriyle rekabet (su, ışık, besin vb.) edemezse kenevire ait verim ve verim unsurları azalabilmektedir. Kenevir bitkisinin tercih ettiği topraklarda (pH, tekstür, su tutma kapasitesi vs.), uygun iklim koşullarına sahip bölgelerde (sıcaklık, yağmur, nem vb.) ve yabancı otlarla rekabet gücü yüksek çeşitler kullanılarak yetiştiricilik yapılmalıdır (Özer ve ark., 2001; Jankauskiene ve ark., 2014).

- İnokulum kaynaklarının uzaklaştırılması:

Hasattan sonra tarlalarda inokulum olabilecek bitki artıkları bırakılmayıp, tarlalardan uzaklaştırılmalıdır. Çünkü çevrede bulunan yabancı otlar kenevirde hastalığa neden olan patojenlerin ya da zararlı böceklerin hayat döngülerini devam ettirerek (konukçuluk özelliği) bir sonraki ekilen kenevir bitkilerine patojenleri ya da zararlı böcekleri taşırlar.

- Alet ve ekipman temizliği: Yetiştiricilik yapılan tarlalarda bir tarladan diğerine geçerken yabancı ot tohumları veya vejetatif çoğalma organları taşınabilmektedir. Bu yüzden kullanılacak olan çapalama ve mibzer gibi aletlerin temizliği önemlidir.

- Erken veya geç ekim ile ekim sıklığı:

Tohum üretimi amacıyla yapılan ekimlerde, bitkinin fazla uzamasını engellemek için geç ekim tercih edilerek vejetasyon süresi kısaltılmalıdır (Basbag ve ark., 2020; Kale, 2023). Erken veya geç ekim zamanında kenevir kültür bitkisi yabancı ot türlerine göre daha hızlı ve gür gelişebilmekte, dolayısıyla yabancı ot tohumlarının çimlenme kabiliyetini azaltabilmektedir. Dolayısıyla erken ve sık ekimde kenevir bitkisi yabancı ot çıkışlarını baskılamaktadır.

Yabancı otlarla mücadelede en önemli yöntemin ise sık ekim olduğu kenevirde, bitki sayısının artmasıyla yabancı ot popülasyonlarının baskılanabildiği ve farklı kenevir çeşitlerinin kullanılmasının önemli olduğu kaydedilmiştir (Vera ve ark., 2006; Hall ve ark., 2014). Geç ekimde ise tarlalarda sorun olan yabancı ot popülasyonları ortamdaki uzaklaştırıldıktan sonra ekim rahatlıkla yapılabilir. Sık ekimde birim alanda kenevir bitki sayısının artışı sayesinde toprak yüzeyi kaplanır ve yabancı ot popülasyonlarının gelişmesi önlenir (ONTARIO, 2024a). Bu durumda, kenevir bitkisi hem vejetatif hem de generatif olarak yeterli gelişim gösteremediğinden, lif ve tohum verimi azalır (Van der Werf, 2002). Daha dar sıra aralıkları lif verimi ve kalitesini, daha geniş sıra aralıkları ise tohum verimi ve kalitesini artırmaktadır (Göre ve Kurt, 2020; Kale, 2023). Tabii ki kenevir kültür bitkisinin istediği iklimsel ve tarımsal istekleri baz alınarak erken veya geç ekim yöntemi uygulanmalıdır.

- Gübreleme ve sulama:

Kenevir gübrelemesi toprak analizlerine göre, tavsiye edilen gübreleme dozunda ve zamanında yapılmalıdır. Kenevir bitkisi toprakta yer alan bütün mineralleri toplamaktadır, buna ek olarak zengin gübreleme işlemleri gerektirmektedir. Gübreleme yaparken de yabancı ot popülasyonlarının tarlalara uygulanan gübrelere ortak olacağı da unutulmamalıdır. Ehrensing (1998), dünya çapındaki verilere dayanarak kenevir tarlalarında tavsiye edilen gübre miktarlarını 4-20 kg da⁻¹ (NH₄ NH₃), 3-12 kg da⁻¹ (P₂O₅) ve 0-20 kg da⁻¹ (K₂O) olarak ifade etmektedir. Fosfor ve potasyum içeren gübreler genellikle tohum yatağı hazırlığı esnasında veya ekim sırasında toprağa verilir. Azotlu gübreler ise hızlı yıkanma özelliği nedeniyle ekimle birlikte ve sonraki büyüme dönemlerinde uygulanır (Basbag ve ark., 2020). Bu nedenle yabancı otun gelişme dönemi ve gübreleme sayısı önemlidir. Kullanılacak olan doğal veya kompost çiftlik gübrelerinin iyi yanmış olması gerekmektedir.

Hayvanların dışkısında sindirilemeyen yabancı ot tohumlarının tarlalara çiftlik gübresi şeklinde uygulanması yabancı ot popülasyonlarının tarlalarda çoğalmasını sağlar. Kurak olmayan bölgelerde bir veya iki kez sulama yapmak yeterliyken, kurak bölgelerde sulama sayısı artabilmektedir (ONTARIO, 2024b). Sulama yapılacak tarlalarda suyla bulaşabilecek tohumların yayılmasını önlemek için su kanal ve kanaletlerin kenarında bulunan yabancı otlar tohum bağlamadan önce biçilmelidir. Sulama borularının önüne tül benzeri vs. materyaller konularak suyla bulaşan yabancı ot tohumlarının taşınması önlenmelidir. Kök gelişimini büyük ölçüde tamamlamış bitkiler kuraklığa dayanıklı olsa da, kuraklık aşırı seviyelere ulaştığında bitkiler zayıf kalır ve normal gelişim sürecinden daha erken çiçeklenme ve tohum üretimi gösterirler (Basbag ve ark., 2020).

Mekanik mücadelenin yapılması

- **Tohum yatağı ve ekim hazırlığı:** Yetersiz toprak hazırlığı yapılmış, kötü drenaj özelliklerine sahip, tınlı, asidik, kumlu veya ağır bünyeli topraklar, kenevir yetiştiriciliği için uygun değildir (Struik ve ark., 2000). Kenevir tohumu hızlı çimlenebilmek için uygun toprak tavında olmalıdır. Aksi halde, kenevir tohumunun çimlenmesi gecikerek, diğer rekabet gücü yüksek olan yabancı ot tohumlarının çimlenmesine imkan verilir. Kenevir ekimi genellikle bahar döneminde (Nisan) mibzer kullanılarak gerçekleştirilmektedir. Ekim işleminin sıralı ve çok düzgün bir şekilde gerçekleştirilmesi, kenevir fide çıkışlarında ve gelişmesinde etkilidir. Kenevir tohumunun 2-3 cm derinlikte toprağa yüzeysel ekimi yeterlidir (Desanlis ve ark., 2013). Ancak kenevirde lif ya da tohum üretimi için gerekli olan ekim şekli değişebilmektedir.

- **Çapalama:** Uygun çapalama aralığına sahip aletlerle, kenevir bitkisi düzenli olarak çapalanmalıdır. Toprak özelliğine bağlı olarak, toprak hazırlığı için kullanılan aletler ve toprak işleme sayısı yabancı ot popülasyonlarının mücadelesinde önemlidir. Kenevirde ilk çapalama kenevir bitkileri 5-10 cm boya ulaşıncaya gerçekleşir (MEB, 2024). Kenevirde uygun ekim zamanının saptanması yanında, yeterli bitki yoğunluğu bir araya geldiğinde herhangi bir çapalama işlemine dahi gereksinim duyulmayabilir (Jankauskiene ve ark., 2015). Tarlalarda kenevirin erken gelişme döneminde küçük lokal alanlarda yabancı otlar el çapası yardımıyla da alınabilmektedir. Ancak sık ekimde bu tarz çapalama işlemleri yapılamamaktadır.

Fiziksel mücadele

- **Solarizasyon:** Bu işlem boş ve küçük tarım alanlarında şeffaf plastik örtü benzeri malzemelerle güneş enerjisi kullanılarak gerçekleştirilmektedir. Burada amaç toprak ısını yükselterek yabancı ot tohumlarını öldürmektir, hatta sorun olan toprak kökenli patojenlerin ve nematodların azalmasını sağlar.

- **Malçlama:** Daha geniş ekim aralığına sahip tarlalarda toprak yüzeyi farklı malç materyalleri kullanılarak (saman malçı, siyah malç tekstili, talaş vs.) örtülebilmektedir. Burada da amaç solarizasyona benzer şekilde toprağın ısını yükseltmek ve nem kaybını azaltmaktır. Bu sayede yabancı ot çıkışları önlenerek kontrolü sağlanmış olur.

Ekim nöbeti sistemlerinin uygulanması

Günümüzde yabancı otlarla direkt mücadelede ekim nöbeti en önemli yöntem haline gelmiştir. Sadece tarlalara kenevir ekimini yapmak yeterli olmamaktadır. Kenevir ekilen tarlalarda farklı ürünlerin değişimi, kültür bitkilerinin ekim ve hasat tarihlerini değiştirmekte, gübreleme isteklerini azaltmakta ve ana zararlı yabancı ot türlerinin biyolojilerinin tamamlanmasını önlemektedir (O'Donovan ve ark., 2007; Vencill ve ark., 2012). Çünkü ana zararlı yabancı otlar kültür bitkilerine göre özelleşmiştir (Labrada, 2006). Bu oluşan döngünün kırılmasında ise ekim nöbeti önemli bir mücadele yöntemi olmuştur. Ekim nöbetinde kültür bitkisinin önemi, ekosisteme olan katkısı ve tarıma sağladığı faydalar unutulmamalıdır. Münavebe uygulamaları, yağ verimini artırabilir ve hastalıkları azaltabilir. Kenevir, tahıllar ve sebzelerle uyumlu olarak münavebe edilebilir (Gorchs ve ark., 2017). Ayrıca, azot açısından zengin baklagil bitkileri, özellikle yonca veya üçgül, kenevirle yapılan münavebede oldukça faydalı olabilir (Basbag ve ark., 2020).

Herbisit kullanımı

Kimyasal mücadele, özellikle herbisit kullanımı, hem dünya genelinde hem de ülkemizde yabancı ot kontrolünde yaygın olarak tercih edilen bir yöntemdir. Diğer yöntemlere göre uygulanmasının kolay olması, hızlı sonuç vermesi ve maliyetinin düşük olması nedeniyle bu yöntem sıklıkla kullanılmaktadır (Kiely ve ark., 2004).

Üreticiler tarafından kısa sürede sonuç alınması, ekonomik olması ve uygulanabilirliğinin kolay olmasından ötürü çok fazla kimyasal (herbisit) kullanımı tercih edilmektedir. Ancak ülkemizde kenevir yetiştiriciliğinin devlet kontrolünde ve dar alanlarda yapılması, bunun yanında yaygın ekilen ürün olmaması herbisit tüketimini önlemektedir. Tarım ve Orman Bakanlığı-Gıda ve Kontrol Genel Müdürlüğü (GKGM) tarafından şuan ruhsatlandırılmış bir herbisit bulunmamaktadır (GKGM, 2024). Fakat istilacı ve potansiyel durumda bulunan kenevirde sorun oluşturabilecek ana zararlı yabancı ot türleri bilinmeli, ekonomik zarar eşiği çalışmaları yapılmalıdır.

Amerika ve Kanada'da kenevir yetiştiriciliğinde ruhsatlandırılmış herbisitler bulunabilmektedir. Amerika'da *Amaranthus* spp., *Chenopodium* spp., *Echinochloa* spp., *Polygonum* spp., *Sinapis* spp. ve *Solanum* spp. gibi bazı türler üzerinde denenen pendimethalin, S-metalochlor ve fomesafen gibi aktif maddelerinin çıkış öncesi (Byrd, 2019), MSMA (monosodium methanearsonate), bromoxynil, sethoxydim, halosulfuron, clopyralid ve quizalofop gibi aktif maddelerin çıkış sonrası (Maxwell, 2016) kenevir yetiştiriciliğinde kullanılabilmesi bildirilmiştir. Ayrıca kullanılan herbisitlerin ise doz artışı veya hatalı kullanımında yaralanmalara ve zararlanmalara da sebep olabileceği ifade edilmiştir. Türkiye'de de Kale (2023) tarafından yapılan çalışmada pendimethalin, pyroxasulfone herbisitlerinin kenevirde yabancı ot mücadelesinde kullanılabilmesi gibi lif veriminin artmasına katkı sağladığı kaydedilmiştir. Kenevir yetiştiriciliğinde benfluralin, dimethachlor + clomazone, pendimetalin + clomazone, S-metalochlor, linuron, herbisitleri yabancı otları kontrol altına sağlamakta başarılı olup fitotoksisite oluşturmadığı ve kenevir yetiştiriciliğinde kullanılabilmesi belirlenmiştir (Kale, 2023).

SONUÇ

Kenevir yetiştiriciliğinde yabancı ot mücadelesi, hem bitkinin sağlıklı büyümesi hem de elde edilen verimin yüksek ve kaliteli olması açısından kritik bir öneme sahiptir. Kenevirin özellikle erken büyüme dönemlerinde yabancı otlarla rekabet gücü zayıf olduğundan, bu dönemlerde yabancı otların kontrol edilmesi gereklidir. Yabancı otlar, kenevir bitkisinin ihtiyaç duyduğu su, besin maddeleri ve ışığı paylaşarak kenevirin büyümesini engeller. Bu nedenle, uygun yabancı ot mücadele stratejileri, tarım verimliliği ve ürün kalitesi açısından hayati bir faktördür. Kenevir tarımında yabancı ot mücadelesi, bitkinin büyüme evrelerinden itibaren planlanmalı ve uygulanmalıdır. Yabancı otlarla etkili mücadele, kenevirin verimini artırırken, aynı zamanda çevresel sürdürülebilirlik açısından da önemlidir. Fiziksel, kimyasal ve mekanik yöntemlerin bir arada kullanıldığı entegre bir yaklaşım, hem kısa hem de uzun vadeli tarımsal başarıyı destekler. Münavebe ve doğru ekim stratejileri ile desteklenen bir kenevir üretimi, yabancı otların baskısını azaltabilir ve kenevir bitkisi için daha sağlıklı bir büyüme ortamı sunar. Uzun vadede, bu stratejiler sadece verimi artırmakla kalmaz, aynı zamanda toprağın verimliliğini korur ve çevreye olumsuz etkileri minimize eder. Kenevirin ekonomik ve endüstriyel potansiyelini tam anlamıyla kullanabilmek için, yabancı ot mücadelesinin önemi göz ardı edilmemeli ve bütüncül bir yaklaşımla ele alınmalıdır.

KAYNAKLAR

- Akça, A., Işık, D. (2016). Kayseri ili şeker pancarı (*Beta vulgaris* L.) ekiliş alanlarında bulunan yabancı otların tespit edilmesi. Bitki Koruma Bülteni, 56 (1), 115-124. <https://dergipark.org.tr/tr/download/article-file/284579>
- Aytaç, S. (2018). Endüstriyel kenevir gerçeği ve ülkemizdeki durum. Karadeniz Tarımsal Araştırma Enstitüsü Müdürlüğü Endüstriyel Kenevir Gerçeği Paneli, 2-3 Mayıs, Samsun.
- Basbag, S., Ekinci, R., Yaşar, M. (2020). Kenevirin ekolojik istekleri. Kenevir (*Cannabis sativa* L.), Palme Yayıncılık, s. 45-60.
- Byrd, J. (2019). Industrial hemp (*Cannabis sativa* L.) germination temperatures and herbicide tolerance screening. MSc. Thesis, Crop and Soil Environmental Sciences, Faculty of the Virginia Polytechnic Institute and State University, USA.
- Desanlis, F., Cerruti, N., Warner, F. (2013). Hemp Agronomics and Cultivation, Chapter 6. Hemp Industrial Production and Uses (Bouloc, P., Allegret, S., Arnaud, L., eds.), CAB International, London, UK.
- Ehler, L.E. (2006). Integrated pest management (IPM): Definition, historical development and implementation, and the other IPM. Pest Management Science, 62 (9), 787-789. <https://doi.org/10.1002/ps.1247>
- Ehrensing, D.T. (1998). Feasibility of industrial hemp production in the United States Pacific Northwest. https://ir.library.oregonstate.edu/concern/administrative_report_or_publications/j3860729t (Erişim tarihi: 10.06.2024).
- Fike, J. (2016). Industrial hemp: Renewed opportunities for an ancient crop. Critical Reviews in Plant Sciences, 35 (5-6), 406-424. <https://doi.org/10.1080/07352689.2016.1257842>
- GKGM (2024). T.C. Tarım ve Orman Bakanlığı, Gıda ve Kontrol Genel Müdürlüğü, Bitki Koruma Ürünleri Daire Başkanlığı Veri Tabanı. <https://bku.tarimorman.gov.tr/> (Erişim tarihi: 08.07.2024).
- Gorchs, G., Lloveras, J., Serrano, L., Cela, S. (2017). Hemp yields and its rotation effects on wheat under rainfed Mediterranean conditions. Agronomy Journal, 109 (4), 1551-1560. <https://doi.org/10.2134/agronj2016.11.0676>
- Göre, M., Kurt, O. (2021). Bitkisel üretimde yeni bir trend: Kenevir. International Journal of Life Sciences and Biotechnology, 4 (1), 138- 157. <https://doi.org/10.38001/ijlsb.789970>
- Hackleman, J.C., Domingo, W.E. (1943). Hemp, an Illinois war crop. Circular No.547, 1-8. <https://www.ideals.illinois.edu/items/33567> (Erişim tarihi: 08.07.2024).
- Hall, J., Bhattarai, S.P., Midmore, D.J. (2014). Effect of industrial hemp (*Cannabis sativa* L.) planting density on weed suppression, crop growth, physiological responses, and fibre yield in the subtropics. Renewable Bioresources, 2 (1),1. <https://doi.org/10.7243/2052-6237-2-1>
- Işler, N. (2019). Keten-Kenevir Tarımı, Bilgi notu. M.K.Ü. Ziraat Fakültesi, Tarla Bitkileri Bölümü. <http://www.mku.edu.tr/files/898-bce2d202-dd48-47e6-b1aa-c6a6b64f7350.pdf> (Erişim Tarihi: 11.09.2024)
- Jankauskienė, Z., Gruzdevienė, E. (2010). Evaluation of *Cannabis sativa* cultivars in Lithuania. Zemdirbyste-Agriculture, 97 (3), 87-96.
- Jankauskienė, Z., Gruzdevienė, E., Burbulis, N., Maumevičius, E., Layko, I.M. (2015). Investigation of hemp (*Cannabis sativa* L.) crop weediness. Proceedings of the International Scientific and Practical Conference, 2, 120-123. Environment. Technology. Resources, Rezekne, Latvia. <http://journals.rta.lv/index.php/ETR/article/view/272/667> (Erişim tarihi: 14.08.2024).
- Jankauskienė, Z., Gruzdevienė, E., Lazauskas, S. (2014). Potential of industrial hemp (*Cannabis sativa* L.) genotypes to suppress weeds. Zemdirbyste-Agriculture, 101 (3), 265-270.
- Kale, K. (2023). Endüstriyel kenevir (*Cannabis sativa* L.)'de yabancı ot mücadelesi üzerine araştırmalar. Doktora tezi, Erciyes Üniversitesi Fen Bilimleri Enstitüsü, Kayseri.
- Kiely, T., Donaldson, D., Grube, A. (2004). Pesticide Industry Sales and Usage 2000 and 2001 Market Estimates. U.S.A Environmental Protection Agency, Washington.
- Kousta, A., Papastylianou, P., Travlos, I., Mavroeidis, A., Kakabouki, I. (2023). Effect of fertilization and weed management practices on weed diversity and hemp agronomic performance. Agronomy, 13 (4), 1060. <https://doi.org/10.3390/agronomy13041060>
- Labrada, R. (2006). Weed management: a basic component of modern crop production. Chapter 2. Handbook of Sustainable Weed Management (Crop science) (Singh, H.P., Batish, D.R., Kohli, R.K., eds), Binghamton, NY: Haworth.
- Lee, S., Oliver, L. (1982). Efficacy of acifluorfen on broadleaf weeds. Times and methods for application. Weed Science, 30 (5), 520-526. <https://www.jstor.org/stable/4043753>
- Liebman, M., Gallandt, E.R. (1997). Many little hammers: Ecological management of crop-weed interactions. Ecology in Agriculture, 1997, 291-343. <https://doi.org/10.1016/B978-012378260-1/50010-5>
- Liebman, M., Mohler, C.L., Staver, C.P. (2001). Ecological Management of Agricultural Weeds. Cambridge University Press.
- Marahatta, S.P., Wang, K., Sipes, B.S., Hooks, C.R.R. (2012). Effects of the integration of sunn hemp and soil solarization on plant-parasitic and free-living nematodes. Journal of Nematology, 44 (1), 72-79.
- Maxwell, B.A. (2016). Effects of Herbicides on Industrial Hemp (*Cannabis sativa*) Phytotoxicity, Biomass, and Seed Yield. Masters Theses & Specialist Projects. Paper 1742. <https://digitalcommons.wku.edu/theses/1742> (Erişim tarihi: 15.08.2024).
- McPartland, J. M., Cubeta, M.A. (1997). New species, combinations, host associations and location records of fungi associated with hemp (*Cannabis sativa* L.). Mycological Research, 101 (7), 853-857. <https://doi.org/10.1017/S0953756297003584>
- McPartland, J.M., Clarke, R.C., Watson, D.P. (2000). Hemp Diseases and Pests: Management and Biological Control. CABI.
- MEB (2024). Tarım, Lif Bitkileri. T.C. Millî Eğitim Bakanlığı, Ankara. https://megep.meb.gov.tr/mte_program_modul/moduller/Lif%20Bitkileri.pdf (Erişim tarihi: 12.08.2024).
- Morris, J.B., Chase, C., Treadwell, D., Koenig, R., Cho, A., Morales-Payan, J.P., Murphy, T., Antonious, G.F. (2015). Effect of sunn hemp (*Crotalaria juncea* L.) cutting date and planting density on weed suppression in Georgia, USA. Journal of Environmental Science and Health, Part B, 50 (8), 614-621. <https://doi.org/10.1080/03601234.2015.1028855>
- Norsworthy, J. K., Ward, S. M., Shaw, D. R., et al. (2012). Reducing the risks of herbicide resistance: Best management practices and recommendations. Weed Science, 60 (sp1), 31-62. <https://doi.org/10.1614/WS-D-11-00155.1>

- O'Donovan, J.T., Blackshaw, R.E., Harker, K.N., Clayton, G.W., Moyer, J.R., Dosdall L.M., Maurice, D.C., Turkington, T.K. (2007). Integrated approaches to managing weeds in spring-sown crops in western Canada. *Crop Protection*, 26 (3), 390-398. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2005.09.018>
- ONTARIO (2024a). Chapter 8. Other Crops, Hemp. Agronomy guide for field crops, p.179-180, <https://www.ontario.ca/files/2022-10/omafra-agronomy-guide-for-field-crops-chapter-7-en-2022-10-13.pdf> (Erişim tarihi: 10.08.2024).
- ONTARIO (2024b). Growing Industrial Hemp in Ontario. <https://files.ontario.ca/omafra-growing-industrial-hemp-in-ontario-22-020-en-2023-07-21.pdf> (Erişim tarihi: 11.08.2024).
- Önen, H. (2020). Endüstriyel Kenevirde Hastalık, Zararlı ve Yabancı Ot Mücadelesi. İstanbul Harf Yayınları.
- Özdemir, Ç., Işık, D. (2020). Kayseri ili çerezlik kabak ekiliş alanlarında görülen yabancı otların tespiti. *Türkiye Herboloji Dergisi*, 23 (1), 74-80. <https://dergipark.org.tr/pub/tjws/issue/55770/705707>
- Özer, Z., Kadioğlu, İ., Önen, H., Tursun, N. (2001). Herboloji (Yabancı Ot Bilimi). 3. Baskı. Gaziosmanpaşa Üniversitesi, Ziraat Fakültesi Yayınları No:20, Tokat.
- Petersen, J., Röver, A. (2005). Comparison of sugar beet cropping systems with dead and living mulch using a glyphosate-resistant hybrid. *Journal of Agronomy and Crop Science*, 191 (1), 55-63. <https://doi.org/10.1111/j.1439-037X.2004.00134.x>
- Poisa, L., Adamovics, A. (2010). Hemp (*Cannabis sativa* L.) as an environmentally friendly energy plant. *Scientific Journal of Riga Technical University. Environmental and Climate Technologies*, 5 (1), 80-85. <https://doi.org/10.2478/v10145-010-0038-z>
- Rehman, M.S.U., Rashid, N., Saif, A., Mahmood, T., Han, J.I. (2013). Potential of bioenergy production from industrial hemp (*Cannabis sativa*): Pakistan perspective. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 18, 154-164. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2012.10.019>
- Schultes, R., Joyce, C., Curry, S.H. (1970). Random thoughts and queries on the botany of cannabis. *Botany and Chemistry of Cannabis* 1-38.
- Struik, P.C., Amaducci, S., Bullard, M.J., Stutterheim, N.C., Venturi, G., Cromack H.T.H. (2000). Agronomy of fibre hemp (*Cannabis sativa* L.) in Europe. *Industrial Crops and Products*, 11 (2-3), 107-118. [https://doi.org/10.1016/S0926-6690\(99\)00048-5](https://doi.org/10.1016/S0926-6690(99)00048-5)
- Tepe, I. (2014). Yabancı Otlarla Mücadele. Sidas Medya Ziraat Yayın No: 031, İzmir.
- Uluğ, E., Kadioğlu, İ., Üremiş, İ. (1993). Türkiye'nin Yabancı Otları ve Bazı Özellikleri. Tarım ve Köy İşleri Bakanlığı Ziraat Mücadele Araştırma Enstitüsü Müdürlüğü, Yayın No:78, Adana.
- Van der Werf, H.M.G. (2002). Hemp production in France. *Journal of Industrial Hemp*, 7 (2), 105-109. https://doi.org/10.1300/J237v07n02_12
- Vencill, W.K., Nichols, R.L., Webster, T.M., Soteris, J.K., Mallory-Smith, C., Burgos, N.R., Johnson, W.G., McClelland, M.R. (2012). Herbicide resistance: Toward an understanding of resistance development and the impact of herbicide-resistant crops. *Weed Science* 60 (SP1), 2-30. <https://doi.org/10.1614/WS-D-11-00206.1>
- Vera, C.L., Woods, S.M., Raney, J.P. (2006). Seeding rate and row spacing effect on weed competition, yield and quality of hemp in the Parkland region Saskatchewan. *Canadian Journal of Plant Science*, 86 (5), 911-915. <https://doi.org/911-915.10.4141/P05-177>

©Türkiye Herboloji Derneği, 2024

Geliş Tarihi/ Received:Eylül/September, 2024

Kabul Tarihi/ Accepted: Ekim/October, 2024

To Cite : Torun, Kale and Işık (2024), Weeds and Their Control in Hemp, Turk J Weed Sci, 27(1):2024:76-85.

Alıntı İçin : Torun, Kale and Işık (2024). Kenevirde Sorun Olan Yabancı Otlar ve Mücadelesi Turk J Weed Sci, 27(1):2024:76-85.

Turkish Journal of Weed Science

Volume | Issue | Year
27 | 1 | 2024
E-ISSN : 2458-7966

<https://dergipark.org.tr/tr/pub/tjws>



Türkiye Herboloji Derneği
Turkish Weed Science Society