



«Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen (VALUEFARM)»

Project Nummer: 1436

Project Acronym: Valuefarm

Arbeitsergebnis 2.2

Mehrsprachiges elektronisches Handbuch mit technischen Informationen und Leitfäden zu bewährten Verfahren der ausgewählten essbaren Wildpflanzen (WEPs)



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Informationen zum Dokument

Nummer der Arbeitsergebnisse	2.2
Name des Produkts	Mehrsprachiges elektronisches Handbuch mit technischen Informationen und Leitfäden zu bewährten Verfahren der ausgewählten WEPs
Beitragender WP	WP2: Bewertung von WEPs unter innovativen Anbausystemen
Vertragliches Lieferdatum	M20, April 2022
Tatsächliches Lieferdatum	M24, August 2022
Verbreitungsgrad	Öffentlich
Verantwortlicher Partner	CSIC
Prüfer	Alle Partner
Version	1



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

KURZFASSUNG

Das Valuefarm-Projekt hat folgende Ziele: 1) die Vermehrung und den Anbau ausgewählter Arten essbarer Wildpflanzen (WEP), 2) die Beschreibung und Bewertung der agronomischen Leistung von WEPs durch laborgestützte Forschung und landwirtschaftliche Experimente, um Leitlinien für die Anforderungen der Pflanzen an Mineralien, Boden und Klima sowie den ökologischen Fußabdruck (geringe Treibhausgasemissionen, Wasser- und Energieverbrauch) zu erstellen. Dieser Bericht ist das Ergebnis D2.2 - " Mehrsprachiges elektronisches Handbuch mit technischen Informationen und Leitfäden zu bewährten Verfahren der ausgewählten essbaren Wildpflanzen (WEPs)".

VALUEFARM IM KONTEXT

Valuefarm ist ein innovatives Projekt, an dem 9 Partner aus 8 Ländern beteiligt sind:

- University of Thessaly (UTH), **Griechenland**
- Instituto Politécnico de Bragança (IPB), **Portugal**
- Cyprus University of Technology (CUT), **Zypern**
- Dokuz Eylul University (DEU), **Türkei**
- Ege University (EGE), **Türkei**
- Consejo Superior de Investigaciones Científicas (CSIC), **Spanien**
- Bergische Wuppertal University (BUW), **Deutschland**
- Greek Fresh Vegetables IKE (GFV), **Griechenland**
- Benha University (BU), **Ägypten**
- University of Mostaganem (UM), **Algerien**





VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Das Hauptziel von VALUEFARM ist die Aufwertung kleiner landwirtschaftlicher Betriebe im Mittelmeerraum durch die Einführung von essbaren mediterranen Wildpflanzen (WEPs) wie *Crithmum maritimum*, *Portulaca oleracea*, *Sonchus* sp., *Scolymus hispanicus* und *Cichorium spinosum* als ergänzende Kulturpflanzen in einer wettbewerbsfähigen Landwirtschaft und einer sich verändernden Welt und deren Anbau unter Nachhaltigkeitsstandards. Der Anbau von WEPs soll zur Verbesserung der Bodeneigenschaften beitragen, indem wir den Einsatz von Agrochemikalien reduzieren oder ganz abschaffen und eine nachhaltigere Landwirtschaft mit Biostimulanzien, Biodüngern und Biopestiziden sowie die Verwendung von maßgeschneiderten Komposten einführen. Schließlich werden die ausgewählten WEP auf ihren Nährwert und ihren Gehalt an bioaktiven Stoffen untersucht, um diejenigen Anbausysteme auszuwählen und vorzuschlagen, die die Qualität des Endprodukts und seinen Mehrwert erhöhen.

Die Hauptziele des Projektes lassen sich wie folgt zusammenfassen: 1) Vermehrung und Anbau ausgewählter WEP-Arten, 2) Beschreibung und Bewertung der agronomischen Leistung von WEP durch laborgestützte Forschung und Versuche in landwirtschaftlichen Betrieben, um Leitlinien für die beste Praxis in Bezug auf die Anforderungen der Pflanzen in Bezug auf Mineralien, Boden und Klima sowie den ökologischen Fußabdruck (geringe Treibhausgasemissionen, Wasser- und Energieverbrauch) zu erstellen, 3) Bewertung des Potenzials des Anbaus von WEP auf degradierten Böden und Bewertung ihrer bodenverbessernden Eigenschaften, 4) Diversifizierung bestehender Anbausysteme von Monokulturen hin zu agrarökologischen Systemen mit großer Vielfalt durch die Einbeziehung von WEPs in Misch- und Zwischenfruchtsysteme und Fruchtfolgeprogramme in Kombination mit Leguminosen, 5) Bewertung innovativer Ansätze (Biodünger, Biostimulanzien oder maßgeschneiderte Komposte, die nützliche Mikroorganismen enthalten, pflanzenwachstumsfördernde Rhizobakterien (PGPR); pflanzenwachstumsfördernde Pilze (PGPF); arbuskuläre Mykorrhizapilze (AMF)), 6) Analyse der chemischen Zusammensetzung, des Nährwerts und des Gehalts an bioaktiven Stoffen von WEP, 7) Erweiterung des Wissens und des öffentlichen Bewusstseins über den Nährwert und den Gehalt an bioaktiven Stoffen von WEP sowie über ihre Auswirkungen auf die Umwelt (Resistenz/Toleranz gegenüber Stressfaktoren wie Trockenheit und Salzgehalt), 8) die Einrichtung von physischen Labors durch ein Netzwerk von Landwirten für die Demonstration auf dem Betrieb und die Implementierung von Plattformen für den Technologietransfer der erzielten Schlüsselergebnisse in jeder Zone des Projekts, die beide die Anpassung der kleinen Betriebe im Mittelmeerraum an die vorgeschlagenen Anbausysteme erleichtern werden.

Arbeitspaket 2 zielt darauf ab, WEPs auszuwählen, die an die vorgeschlagenen klimatischen Bedingungen im Mittelmeerraum angepasst sind, eine agronomische Einordnung der ausgewählten WEPs zu erstellen und sie schließlich in nachhaltige Anbausysteme zu integrieren. Das Arbeitspaket 2.2 fasst die damit verbundenen technischen Informationen in einem mehrsprachigen Handbuch zusammen, einschließlich der Leitfäden für bewährte Verfahren für den Anbau der ausgewählten Arten.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

DIE ANBAUSYSTEME – EIN ÜBERBLICK

Die Landwirtschaft ist derzeit mit mehreren Risiken konfrontiert. Die zunehmende globale Erwärmung, die weltweit vorherrscht, führt zu einem Anstieg der Temperaturen und verursacht einen Mangel an verfügbarem Wasser für die Pflanzenproduktion. Hitze und Trockenheit sind Umweltfaktoren, die ebenfalls Stress bei Pflanzen verursachen können, wobei Wasserdefizit der häufigste abiotische Stress ist, der für große Ernteverluste verantwortlich ist (Walters et al., 1980; Savinab und Nicolas, 1996). Auch die Bodendegradation, die durch die intensive Landwirtschaft aufgrund des unvernünftigen Einsatzes von Düngemitteln und Pestiziden verursacht wird, führt zu einem Verlust an Bodenfruchtbarkeit, hauptsächlich durch eine Verringerung der organischen Bodensubstanz (SOM). 25 % der von der Landwirtschaft genutzten Böden gelten bereits als degradiert (Ernährungs- und Landwirtschaftsorganisation der Vereinten Nationen (FAO), 2022). Aus diesem Grund wächst die Sorge um die langfristige Nachhaltigkeit der landwirtschaftlichen Systeme, insbesondere im Hinblick auf das Bodenqualitätsmanagement. Es wurde berichtet, dass der ökologische Landbau die organische Substanz und die Wasserhaltekapazität des Bodens erhöht. Er erhöht auch die ökologischen und biochemischen Eigenschaften, verbessert die Bodenstruktur und die Durchlässigkeit und verringert die Stickstoffauswaschung im Vergleich zu Böden, die ausschließlich mit konventionellen Anbaumethoden bewirtschaftet werden (Gomiero et al., 2011). Organische Substanz spielt eine Schlüsselrolle für die Bodenqualität und die Bodenökosysteme, da sie Substrate für zersetzende Mikroben bereitstellt und die mikrobielle Aktivität im Boden erhöht, die die Pflanzen mit mineralischen Nährstoffen versorgen und somit das Pflanzenwachstum und den Ertrag steigern (Abiven et al., 2009). Trotzdem kann die Umstellung auf eine ökologische Bewirtschaftung mehrere Jahre dauern, bis eine Zunahme der SOM zu erkennen ist, da die Bewirtschaftung des ökologischen Landbaus sehr komplex ist (Clark et al., 1998).

Organische Bodenhilfsstoffe wie Tier- und Gründünger, Zwischenfrüchte oder Guano werden seit langem in der Landwirtschaft eingesetzt und waren bis zum Aufkommen von Stickstoffdüngern während der Grünen Revolution in den 1950er Jahren in der traditionellen Landwirtschaft weit verbreitet. Heutzutage lassen sich die gängigsten organischen Düngemittel in fünf Kategorien einteilen: Tierische Gülle, kommunale Klärschlämme und Abwässer, Gründüngung und Ernterückstände, Lebensmittelrückstände und -abfälle, Abfälle aus Produktionsprozessen und Kompost (Goss et al., 2013).

Die Umstellung auf den ökologischen Landbau und die Einführung nachhaltiger landwirtschaftlicher Praktiken können die landwirtschaftlichen Systeme langfristig verbessern, aber auf bereits degradierten Böden, auf denen konventionelle Kulturen nur schwer oder gar nicht angebaut werden können, reicht der ökologische Landbau möglicherweise nicht aus, um die Bodenqualität wiederherzustellen und gleichzeitig die wirtschaftliche Lebensfähigkeit der Landwirte zu erhalten (Raleigh und Urdal, 2007).

Eine Alternative, die in solchen Situationen vorgeschlagen wird, ist die Aufwertung degradierter landwirtschaftlicher Böden durch die Einführung neuer Kulturen, die gut an die ungünstigen natürlichen Bedingungen angepasst und leicht zu handhaben sind. Dies ist der Fall bei essbaren Wildpflanzen (WEP). WEPs sind einheimische Pflanzenarten im Mittelmeerraum, die unter natürlichen Bedingungen ohne menschliches Eingreifen wachsen können und traditionell als Nahrungsquelle oder als ergänzende Zutaten in lokalen Rezepten oder sogar als "Hungernahrung" verwendet werden. Die Verfügbarkeit von WEPs hängt von dem Gebiet und den Umweltbedingungen ab, wobei der Anbau von WEPs, die an trockene Böden, Wasserknappheit und hohe Temperaturen im Sommer angepasst sind, im Falle des Mittelmeerraums am interessantesten ist.

Die Entdeckung und der erfolgreiche Anbau solcher WEPS könnte es den Landwirten ermöglichen, ihr Land durch den Anbau alternativer/ergänzender Pflanzenarten mit nachhaltigen Praktiken zu nutzen und gleichzeitig die Bodenqualität wiederherzustellen und zu verbessern. Darüber hinaus kann die Aufwertung von WEPS den Märkten alternative und hochwertige



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Kulturen bieten, da das Interesse an frischen, gesunden und funktionalen Lebensmitteln in den letzten Jahren gestiegen ist und die Verbraucher neue Produkte fordern, die die Gesundheit fördern und gleichzeitig hervorragende gastronomische Eigenschaften aufweisen (Łuczaj et al., 2012; Ceccanti et al., 2018).

Das Hauptziel dieses Dokuments ist die Bereitstellung technischer Informationen über die Temperaturanforderungen für die sexuelle (Samen-) Vermehrung der im Rahmen des Valuefarm-Projekts untersuchten Arten, z. B. *Scolymus hispanicus*, *Portulaca oleracea*, *Sonchus oleraceus*, *Cichorium spinosum* und *Crithmum maritimum*. Darüber hinaus werden auch Leitlinien für bewährte Praktiken in Bezug auf die Anforderungen an den Anbau der ausgewählten Arten bereitgestellt.

BEISCHREIBUNG AUSGEWÄHLTER WILDPFLANZEN

Die **Stachelige Wegwarte** (*Cichorium spinosum* L., Asteraceae) ist eine mehrjährige krautige Art, die in Küsten- und Gebirgsregionen im gesamten Mittelmeerraum verbreitet ist und seit kurzem als Blattgemüse kommerziell angebaut wird (Petropoulos et al., 2018). Seine Blätter sind lederig-fleischig und dick und haben eine dunkelgrüne Farbe. Sie bilden eine kugelförmige Grundrosette, aus deren Mitte im Frühjahr und beim Eintritt in die Fortpflanzungsphase der blühende Stängel der Pflanze wächst. Der blühende Stängel ist ein mehrfach verzweigter Blütenstand mit glatten, längsgerillten Zweigen, während sein oberer Teil stachelig, stumpf und blattlos ist und einen stacheligen Strauch bildet, daher der Name "Stachelige Wegwarte". In dieser Phase (Fortpflanzungsphase) erreicht die Pflanze eine Höhe von 20-40 cm. Sie bildet eine Pfahlwurzel, die bis zu 30 cm tief werden kann. Die Blätter sind wuchernd und im Allgemeinen (aber nicht immer) auf die Basis der Triebe beschränkt. Sie sind 3-15 cm lang, die unteren Blätter sind fiederspaltig oder lanzettlich, gezähnt und haben einen stumpf-länglichen, deltoiden Endlappen. Die seitlichen Lappen sind gewöhnlich gezähnt oder ganz. Der Blattgrund ist glatt und hat einen sehr kurzen Blattstiel. Die Blütenköpfe sind klein, mit einer schmalen zylindrischen Hülle und mit 5 blauen Blüten, die entweder achselständig, endständig oder epiphytisch sind und mehrere gefüllte Blüten enthalten, d. h. zwittrig sind, mit einer Blütezeit von Juni bis August. Nach der Befruchtung der Blüten und dem Abfallen ihrer Blütenblätter folgt die Fruchtbildung des Stiels, d. h. die Bildung des Synkarps, das normalerweise 4-5 Samen enthält. Die Samen im Inneren der Früchte sind 2.5 mm lang, eiförmig, spitz zulaufend und von brauner Farbe. In dieser Zeit (Befruchtung der Blüten und Beginn des Fruchtansatzes) führt der Beginn hoher Temperaturen zum Beginn der Verholzung des Blütentriebs, zum Abfallen und Vertrocknen der Blätter und zum Beginn der Verholzung des Dorns.



Abbildung 1. Samen von *Cichorium spinosum*.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 2. Keimlinge von *C. spinosum*.



Abbildung 3. Die Rosette der Blätter von *C. spinosum*.



Abbildung 4. Die Bildung neuer Blätter nach der Ernte der Hauptrosette.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 5. Die Entwicklung des stacheligen Blütenstandes von *C. spinosum*; linkes Foto: Beginn der Bildung des Blütenstandes; rechtes Foto: voll entwickelter Blütenstand.



Abbildung 6. *C. spinosum*-Pflanzen in voller Blüte.



Abbildung 7. Wilde *C. spinosum*-Pflanzen.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Meerfenchel (*Crithmum maritimum* L.) ist ein fakultativer und mehrjähriger Halophyt, der in mehreren Mittelmeerländern wie Griechenland, Tunesien und Spanien sehr verbreitet ist (Jallali et al., 2012; Pereira et al., 2017; Renna & Gonnella, 2012). Es handelt sich um eine essbare und medizinische Art, die häufig in traditionellen Gerichten verwendet wird, während sie normalerweise in Küstengebieten, an Molen, Felsen und Sandstränden wächst (Renna & Gonnella, 2012). Die essbaren Teile der Art sind ihre Blätter, die frisch als Salatgemüse oder eingelegt verzehrt werden können, während Renna et al. (2017) die Verwendung von getrockneten Blättern für den menschlichen Verzehr sowie als Färbemittel vorgeschlagen haben. Außerdem schlugen Siracusa et al. (2011) die Verwendung von Blütenspitzen und Stängeln als Kräutertee vor, während Pereira et al. (2017) berichteten, dass alle oberirdischen Teile eine alternative Quelle für gesundheitsfördernde Getränke sein können.



Abbildung 8. Samen von *Crithmum maritimum*.



Abbildung 9. Sämling von *C. maritimum* vor (linkes Foto) und nach dem Umtopfen (rechtes Foto).



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 10. Der essbare Teil der Blätter (linkes Foto) und der Spross (rechtes Foto) von *C. maritimum*.



Abbildung 11. *C. maritimum* in voller Blüte (linkes Foto) und reifer Blütenstand (rechtes Foto).



Abbildung 12. Wildpflanzen von *C. maritimum*.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Portulak (*Portulaca oleracea* L.) gilt als weltweit verbreitete essbare Wildpflanze und ist eines der drei am häufigsten gemeldeten Unkräuter der Welt. Er kommt hauptsächlich im Mittelmeerraum, in Asien, der Karibik, Nordamerika, Mexiko und Australien vor. Es handelt sich um eine krautige, sukkulente, einjährige Pflanze aus der Familie der Portulakgewächse (Miyanishi und Cavers, 1980). Der Portulak kann seinen Lebenszyklus in 2 bis 4 Monaten abschließen und hat die Fähigkeit, nach dem Hacken wieder zu wurzeln, wenn die Stängel feucht bleiben (Cutney und Elmore, 1999). Außerdem kann er (unter Stressbedingungen) auf C4-Stoffwechsel umschalten und hat daher eine hohe Wassernutzungseffizienz, was Portulak zu einer äußerst wettbewerbsfähigen alternativen Kulturpflanze in Trockengebieten mit Wasserknappheit und hohen Temperaturen macht (Yazici et al., 2007; Ren et al., 2011; Jin et al., 2015, 2016). Diese Eigenschaften haben einige dazu veranlasst, Portulak als "Lebensmittel der Zukunft" zu betrachten (Simopoulos et al., 1995). Die Samen des Portulaks haben einen Durchmesser von nur 0,5 mm.



Abbildung 13. Samen von *Portulaca oleracea*



Abbildung 14. Jungpflanzen von *P. oleracea*, die unter Feldbedingungen angebaut werden.

VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 15. Triebe (linkes Foto) und unreife Samenschalen (rechtes Foto) von *P. oleracea*.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 16. *P. oleracea*-Pflanzen zu Beginn der Blütezeit.

Die **Ackerkratzdistel** (*Sonchus oleraceus* L.) ist ein ein- und/oder zweijähriges, 40-150 cm hohes Kraut, das in seinen Pflanzenteilen weißen Milchsaft enthält. Sie bildet zunächst eine Bodenrosette und entwickelt dann den bis zu 1.5 m hohen Hauptstängel (Blütenstand) mit einer ausgeprägten starken Pfahlwurzel. Die Pfahlwurzel ist fleischig, aufrecht und stark verzweigt, vor allem in der Nähe der Bodenoberfläche. Der Stamm unterhalb des Blütenstandes ist einfach oder leicht verzweigt und kahl oder drüsig. Die Blätter weisen je nach ihrer Position an der Pflanze eine unterschiedliche Morphologie auf (die Blätter am Grund und am unteren Stängel sind kleiner als die Blätter am mittleren Stängel, während die Blätter am mittleren und oberen Stängel sehr variabel sind, elliptisch, länglich oder lanzettlich und leicht stachelig. Die Blätter sind auf der Oberseite dunkelgrün und auf der Unterseite hellgrün, die Mittelrippen und die Blattstiele können rote Pigmente enthalten, während die Blattspreiten rote Flecken aufweisen können. Der Blütenstand ist kurz doldig oder traubenförmig und bildet einige bis mehrere Körbchen. Jedes Körbchen produziert zahlreiche Achänen, jede mit einem Büschel flaumiger weißer Haare oder Pappus. Die Blütenköpfe bestehen aus 27-35 lanzettförmigen Hüllblättern, die 10-13 mm lang und in der Jugend behaart sind. Jeder Blütenstand enthält 80-250 Blüten, die länger als das Deckblatt sind. Die Blüten sind gelb und das Blatthäutchen ist etwa so lang wie die Kronröhre. Die Achänen sind braun, 2.5-3.75 x 0.7-1 mm groß und länglich. Die Samen von *S. oleraceus* sind klein (das Gewicht von 100 Samen beträgt etwa 0.02 g). *S. oleraceus* kann eine beträchtliche Anzahl von Samen produzieren, die durch den Wind verbreitet werden können. Eine Pflanze kann 4000-6000 oder mehr Samen mit geringer Dormanz oder ohne Dormanz produzieren (Hutchinson et al., 1984; Ciocârlan, 1990). Die reifen Samen sind braun mit weißen Rippen und leicht gezackten Samenhüllen. Der Literatur zufolge gibt es je nach Genotyp große Unterschiede in der Pflanzenmorphologie und der Anpassung an die Umweltbedingungen (Olivier et al., 2020).



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 17. Samen von *Sonchus oleraceus*.



Abbildung 18. Sämling von *S. oleraceus* in einer Saatschale.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 19. Rosette aus *S. oleraceus*-Blättern.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 20. Pflanze von *S. oleraceus* mit voll entwickeltem Blütenstand.

VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 21. Unreifer Blütenstand (linkes Foto) und offene Blüte (Körbchen) von *S. oleraceus* (rechtes Foto).

Die **Gewöhnliche Golddistel** oder **Spanische Austerndistel** (*Scolymus hispanicus* L.) ist eine Blütenpflanze aus der Gattung *Scolymus* in der Familie der Korbblütler (Asteraceae), die in Süd- und Westeuropa bis nach Nordwestfrankreich heimisch ist. Es handelt sich um eine krautige, zweijährige oder kurzlebige, mehrjährige Art mit einem dicken, aufrechten Stängel, der bis zu 80 cm hoch wird und stachelige Stängel und Blätter sowie mehrere Zweige und Flossen aufweist. Sie hat eine tiefe, dicke Wurzel, aus der beim Anschneiden ein milchiger, bitterer Saft austritt. Die Blätter sind weich, lanzettlich, gefiedert, gezähnt und stachelig und haben lange Stiele. Die achselständigen Einzelblüten sind leuchtend gelb bis orange-gelb, 2-3 cm im Durchmesser und bestehen aus vielen Blüten. Jede Frucht enthält viele kleine, längliche Samen (Achänen), die an der Spitze mit durchsichtigen Fasern versehen sind, um ihre Verbreitung durch den Wind zu erleichtern.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 22. Samen von *Scolymus hispanicus*.



Abbildung 23. Sämlinge von *S. hispanicus* in Saatschalen, bereit zum Auspflanzen.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 24. *S. hispanicus*-Pflanzen im Topf (linkes Foto) und im Freiland (rechtes Foto).

VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 25. Trieb (linkes Foto) und Blütenstand (rechtes Foto) von *S. hispanicus*.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen



Abbildung 26. Wurzeln der transplantierten *S. hispanicus*-Pflanze.



Abbildung 27. *S. hispanicus*-Pflanzen in voller Blüte.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

VERMEHRUNG

Portulak (*Portulaca oleracea*)

Im Rahmen des Valuefarm-Projekts wurden zwei Portulak-Genotypen getestet: ein kommerzieller Kultivar von Hortus Sementi Srl. (Budrio, Italien) und ein türkischer Genotyp. Der höchste Keimungsprozentsatz wurde 5 Tage nach der Aussaat bei 20 °C für den Hortus-Genotyp erzielt (98.3%), während für den türkischen Genotyp dieselbe Temperatur am vorteilhaftesten war, wenn auch mit einer langsameren Keimungsrate (95% nach 7 Tagen).



Abbildung 28. Gekeimte Samen von *P. oleracea*.

Der Literatur zufolge kann die Keimrate unter geeigneten Bedingungen bis zu 90 % in 24 Stunden betragen (Holm et al., 1977; Chauhan und Johnson, 2009). Portulak weist eine hohe Variabilität der Samenruhe auf, die es den Pflanzen ermöglicht, kalte Temperaturen zu vermeiden und gleichzeitig ihre Vitalität zu erhalten. Singh (1973) und Feng et al. (2015) sammelten Samen aus Indien und China, die eine Keimruhe aufwiesen, während in anderen Studien keine Keimruhe festgestellt wurde (Miyanishi und Cavers, 1980; Baskin und Baskin, 1987). Feng et al. (2015) untersuchten die Auswirkung der Langzeitlagerung und erzielten eine höhere Keimrate bei dreijähriger Lagerung, wenn die Samen bei -20 °C aufbewahrt wurden, während die Lagertemperatur und ihre Dauer vor der Aussaat ebenfalls einen Einfluss auf die Portulakkeimung hatten; der höchste Keimprozentsatz (68.4%) wurde erzielt, wenn die Samen 60 Tage lang bei 45 °C aufbewahrt wurden. Chauhan und Johnson (2009) stellten fest, dass die Keimung von Portulak nicht durch die Lagerdauer (bis zu 6 Monate) beeinflusst wird und dass sie durch Licht stark stimuliert wird, da nur ein kleiner Teil der Samen in der Lage war, bei Dunkelheit zu keimen, unabhängig von der Temperatur. In Anwesenheit von Licht lag die Keimrate zwischen 70% (25/15 °C; Tag/Nacht-Temperatur), 75% (35/25 °C; Tag/Nacht-Temperatur) und 81 % (30/20 °C; Tag/Nacht-Temperatur) bei unterschiedlichen Lagerungszeiten (0 bis 6 Monate) in einer Keimkammer, während sie unter Feldbedingungen einen Keimlingsaufgang von 17 - 20%



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

meldeten, wenn die Samen in die Bodenoberfläche gesät wurden. Montoya-García et al. (2017) verzeichneten ähnliche Keimungsraten zwischen 12.5 und 28.4%. Aufgrund des Lichtbedarfs für die Keimung ist auch die Aussattiefe ein wichtiger Faktor, weshalb der maximale Keimlingsaufgang erfolgt, wenn die Samen an oder nahe der Bodenoberfläche gesät werden, und mit zunehmender Tiefe exponentiell abnimmt, wobei das Minimum bei 1 cm Tiefe und 0% bei 2 cm liegt (Chauhan und Johnson, 2009; Feng et al., 2015). Im Gegensatz dazu verzeichneten Benvenuti, Macchia und Miele (2001) niedrige Keimlingsaufgangsraten selbst in 6 cm Tiefe. Diese Unterschiede können auf Unterschiede in der Bodenstruktur oder Verdichtung zurückzuführen sein, da die Samen sehr klein sind und die für die Keimung verfügbare Energie möglicherweise nicht ausreicht, um den Aufgang in schweren oder verdichteten Böden zu ermöglichen.

Ackerkratzdistel (*Sonchus oleraceus*)

Es wurden zwei Genotypen von *Sonchus oleraceus* getestet: ein kommerzieller Genotyp, der von Geniki Fytotechniki S.A. (Griechenland) bezogen wurde, und ein Wildgenotyp, der in Griechenland gesammelt wurde. Beim wilden Genotyp wurde der höchste Keimungsprozentsatz bei einer Temperatur von 30 °C zehn Tage nach der Aussaat festgestellt (71,7 %), während die Samen des kommerziellen Genotyps den höchsten Keimungsprozentsatz entweder bei 15 °C (78.33%, 8 Tage nach der Aussaat) oder bei 25 °C (78.33%, 11 Tage nach der Aussaat) aufwiesen.)

Die Samen der Einjährigen Ackerkratzdistel konnten in einem breiten Temperaturbereich keimen (25/15, 20/12 und 15/9 °C Tag/Nacht) (Chauhan et al., 2006; Manalli et al., 2018). Die Keimung der Samen wurde durch Licht begünstigt, allerdings keimten einige Samen auch im Dunkeln. Mehr als 90 % der Samen keimten bei einem niedrigen Salzgehalt (40 mM NaCl), während einige Samen sogar bei 160 mM NaCl (7.5%) keimten. Die Keimfähigkeit der Samen lag in einem pH-Bereich von 5 bis 8 bei über 90 %, ging aber bei pH 10 auf 77% zurück. Der Sämlingsaufgang war am größten (77 %) bei Samen auf der Bodenoberfläche, nahm aber mit zunehmender Saattiefe ab, und aus einer Bodentiefe von 5 cm schlüpften keine Sämlinge (Chauhan et al., 2006; Manalli et al., 2018). Obwohl *S. oleraceus* ein wichtiges Unkraut in den Winterkulturen ist, kann es in der Brachephase nach dem Winter und auch in Sommerkulturen gedeihen (Ali et al., 2020). Die Keimruhe ermöglicht es der Art, alle ungünstigen Umweltbedingungen zu überleben; das Fehlen der primären Keimruhe und die Fähigkeit, unter wechselnden Bedingungen zu keimen, ermöglichen es *S. oleraceus* jedoch, unter Ausnutzung aller günstigen Bedingungen aufzutauchen und sich auszubreiten (Widderick et al., 2010). Darüber hinaus wurden die Samen von *S. oleraceus* durch konstante Temperaturen (15-22 °C) begünstigt, was die Keimrate im Vergleich zu wechselnden Temperaturen erhöhte (Masin et al., 2017), während sich auch Niederschläge (kumulative einzelne oder aufeinanderfolgende Ereignisse) auf die Keimrate der Samen auswirkten (Werth et al., 2017).

Stachelige Wegwarte (*Cichorium spinosum*)

Ein kommerzieller Genotyp, der von Geniki Fytotechniki S.A. (Griechenland) bezogen wurde, wurde getestet. Das Saatgut zeigte einen sehr niedrigen Keimungsprozentsatz und eine sehr langsame Keimungsrate. Der höchste Keimungsprozentsatz wurde bei 25 °C, 25 Tage nach der Aussaat, festgestellt. Diese Ergebnisse deuten darauf hin, dass die stachelige Wegwarte eine geringe angeborene Keimfähigkeit hat, die auf die (äußere oder innere) Keimruhe oder die Lebensfähigkeit der Samen zurückzuführen ist.

Bislang liegen keine Informationen über die Temperaturanforderungen für die Keimung der Art oder über das Vorhandensein verschiedener Formen der Keimruhe vor. Der domestizierte



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Verwandte der Art (*C. intybus*) benötigt für eine erfolgreiche Keimung Temperaturen von 21 °C (Bais et al., 2001), während Umweltfaktoren wie Temperatur, Salzgehalt, Wasserverfügbarkeit, pH-Wert des Bodens und Aussaatiefe den Keimungsgrad ebenfalls beeinflussen können (Vahabinia et al., 2019). Darüber hinaus ist die Wachstumsrate der Sämlinge sehr langsam und in der Regel sind mindestens 45 Tage bis zur Verpflanzung erforderlich (Papafilippaki und Nikolaidis, 2020) oder mehr (Chatzianni et al., 2017).

Meerfenchel (*Crithmum maritimum*)

Es wurden zwei wilde Genotypen von *Crithmum maritimum* getestet, von denen einer in Griechenland und ein anderer in der Türkei gesammelt wurde. Der griechische Genotyp zeigte einen sehr niedrigen Keimungsprozentsatz und die Samen keimten nur bei 15 °C (25%, 25 Tage nach der Aussaat), während bei 10 °C nur 3,3 % der Samen 22 Tage nach der Aussaat keimten. Dagegen zeigte der türkische Genotyp eine bessere Keimfähigkeit und 93% der Samen keimten bei 20 °C, 13 Tage nach der Aussaat. Diese Ergebnisse deuten darauf hin, dass der Genotyp und die Anbaubedingungen der Mutterpflanzen den Keimungsgrad von Meerfenchel beeinflussen können.

Marchioni-Ortu und Bocchieri (1984) schlugen als optimale Bedingungen für die Samenkeimung von Meerfenchel eine konstante Temperatur von 20 °C vor, während Okusanya (1977) berichtete, dass abwechselnde Temperaturen von 5 und 15 °C, 5 und 25 °C sowie 15 und 25 °C bessere Ergebnisse als konstante Temperaturen erbrachten. Strumia et al. (2020) untersuchten die Auswirkungen der Meerwasserkonzentration im Aussaatmedium und der Lagerungszeit der Samen auf die Keimung von Meerfenchel. Den Autoren zufolge zeigten die Samen von *C. maritimum* in destilliertem Wasser und 100%igem Salzwasser einen hohen Keimungsprozentsatz (85%). Dieselben Autoren wiesen außerdem darauf hin, dass der Keimungsprozentsatz nach einer Lagerzeit von 4 Monaten von 85 % auf 50% (12 Monate nach der Ernte) abnahm.

Gewöhnliche Golddistel (*Scolymus hispanicus*)

Drei wilde Genotypen von *Scolymus hispanicus*, gesammelt in Griechenland, Spanien und der Türkei, wurden getestet. Leider keimten die Samen des spanischen Genotyps nicht, was wahrscheinlich auf schlechte Lagerbedingungen oder die Lebensfähigkeit der Samen zurückzuführen ist. Der griechische Genotyp wies die höchste Keimrate bei 30 °C auf (73.3%, 16 Tage nach der Aussaat), während der türkische Genotyp bei 20 °C, 10 Tage nach der Aussaat, eine höhere Keimrate (87%) aufwies. Die Ergebnisse zeigen, dass die Temperaturanforderungen für die Keimung der Samen je nach Genotyp sehr unterschiedlich sind.

Der Literatur zufolge können Lichtbedingungen und Temperaturen den Keimungsgrad von *S. maculatus* beeinflussen. Insbesondere Casciaro und Damato (2011) bewerteten die Auswirkungen von zwei Lichtbedingungen (dunkel oder 8 Stunden Licht) und acht konstanten oder wechselnden Temperaturen (10 °C, 15 °C, 20 °C, 25 °C, 30 °C, 15 °C/5 °C, 20 °C/10 °C und 25 °C/15 °C). Die Autoren stellten fest, dass die Temperatur zwar keinen Einfluss auf die Keimung der Samen hatte (der durchschnittliche Keimungsprozentsatz betrug 28%), dass aber bei einer konstanten Temperatur von 20 °C die Keimungsraten T25, T50 und T75 kürzer und die Keimungswerte höher waren. Außerdem wirkte sich das Vorhandensein von Licht positiv auf den Keimungsprozentsatz (31 gegenüber 24%), die T50 und den Keimungswert aus. Darüber hinaus bewerteten Sari und Tutar (2009) die Auswirkungen von Licht-Dunkel, Kühlung und ausgewählten Temperaturen auf die Keimung von Distelsamen, die von zwei wilden und einem kommerziellen Genotyp stammen. Die Autoren berichteten, dass Licht- und Kühlung den Keimungsprozentsatz verbesserten, während positive Auswirkungen bei 20 °C und 25 °C im Vergleich zu niedrigeren (15 °C) oder höheren Temperaturen (30 °C) zu verzeichnen waren.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

AKTIVIERUNG DER KEIMUNG/ SEED PRIMING

Die Ergebnisse der oben genannten Keimungstests zeigen, dass vor allem *Cichorium spinosum* und *Crithmum maritimum*, einen sehr niedrigen Keimungsprozentsatz und langsame Keimungsraten aufwiesen. Daher wurde nicht nur die Keimung der Samen bei verschiedenen Temperaturen getestet, sondern auch die Aktivierung der Keimung von *C. maritimum*, *C. spinosum* und *S. hispanicus*, um Zusatzstoffe zu ermitteln, die den natürlich niedrigen Keimungsprozentsatz erhöhen können, der für die Etablierung kommerzieller Kulturen wesentlich ist.

Atia et al. (2006) vermuteten das Vorhandensein einer salzinduzierten Keimruhe in *Crithmum maritimum*-Samen und testeten die Aktivierung der Samen mit Nitrat, Thiouria, Wasser, NaCl und PEG (Polyethylenglycerin) 6000. In ihrer Studie berichteten die Autoren, dass die Keimung durch zunehmenden Salzgehalt stark gehemmt wurde, während die Zugabe von Nitrat die salzbedingte Keimruhe sowohl unter nicht salzhaltigen als auch unter salzhaltigen Bedingungen wirksam verringerte; Thioharnstoff verbesserte die Keimung nur bei moderaten Salzkonzentrationen. PEG 6000 schließlich verzögerte die Keimung in destilliertem Wasser, während die Grundierung mit Wasser und NaCl den Keimungsprozess auf salzfreiem Medium beschleunigte. In ähnlicher Weise wiesen Meot-Duros et al. (2008) darauf hin, dass L-Ascorbinsäure (40 oder 60 mM) und Ethanol (96 %) die Keimungsrate von *C. maritimum* um 10, 30 bzw. 30 % signifikant verbesserten. Atia et al. (2009a) berichteten, dass der Salzeinfluss durch Dunkelheit verstärkt, aber durch Nitratzufuhr, Rotlicht und deren Kombination abgeschwächt wurde, während die Lichtart einen Einfluss auf die Keimung zeigte.

Darüber hinaus haben Nimac et al. (2018) Keimung der Samen von *C. maritimum* mit Natriumchlorid (NaCl) (50, 100 und 150 mM) oder destilliertem Wasser (dH₂O) getestet. Samen, die mit dH₂O und 50 mM NaCl-Lösung versetzt wurden, zeigten eine bessere Keimleistung als die Kontrollsamensamen. In einer anderen Studie untersuchten Atia et al. (2009b) die Auswirkungen von ABA, GA₃, Nitrat und Ammonium auf die Keimung von *C. maritimum* unter erhöhtem Salzgehalt (bis zu 200 mM NaCl) und berichteten, dass Nitrat und GA₃ die NaCl-induzierte Verringerung der Samenkeimung abschwächen, während ABA die Keimung unter optimalen Bedingungen (0 mM NaCl) hemmte. Atia et al. (2010) wiesen darauf hin, dass die Keimung der Samen negativ mit dem Kalium-, Natrium- und Chlorid-Gehalt der Samen korrelierte, während die Schwammigkeit der Fruchthülle mit der Akkumulation von Natriumionen und Chlorid in Verbindung gebracht wurde und die Samen vor den negativen Auswirkungen dieser Ionen schützt.

Daher haben wir im Rahmen von VALUEFARM das Seed Priming mit NaCl (0 (dH₂O), 50 und 100 mM NaCl), GA₃ (10, 50 und 100 µM GA₃) und Ascorbinsäure (50 und 100 mg Ascorbinsäure) unter kontrollierten Bedingungen (18-23 °C, 16 h Tag/8 h Nacht) getestet, wobei auch eine Kontrollbehandlung (unbehandeltes Saatgut) einbezogen wurde. Das Seed Priming wurde bereits an Samen konventioneller Kulturpflanzen getestet, doch unseres Wissens nach ist es das erste Mal, dass diese Technik bei den Samen der meisten ausgewählten essbaren Wildpflanzen angewandt wird.

Das Seed Priming von zwei Genotypen von *S. hispanicus* (griechischer und spanischer Genotyp) mit 100 µM GA₃ verbesserte den Keimungsprozentsatz des griechischen Genotyps gegenüber der Kontrollbehandlung (77.5% bzw. 60%), während dieselbe Behandlung die Keimungsrate erhöhte, da der höchste Keimungsprozentsatz drei Tage nach dem Keimungsbeginn erreicht wurde (77.5% bzw. 35 % für die GA₃- und die Kontrollbehandlung). Allerdings wurde je nach Genotyp eine unterschiedliche Wirkung festgestellt, da die Keimung des spanischen Genotyps



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

durch das destillierte Wasser begünstigt wurde (55%, 7 Tage nach Beginn der Keimung), obwohl die Kontrollbehandlung den höchsten Gesamtkeimungsprozentsatz (70%) aufwies.

Im Fall von *C. maritimum* verbesserte die Vorbehandlung der Samen mit 50 μM GA3 den Keimungsprozentsatz gegenüber der Kontrolle (30% gegenüber 17.5%), gefolgt von der Anwendung von 50 mM NaCl (27.5%), obwohl keine Auswirkungen auf die Keimungsrate festgestellt wurden.

Schließlich wurde der Keimungsprozentsatz von *C. spinosum* gegenüber der Kontrollbehandlung (35%) deutlich verbessert, wenn die Samen mit 10 μM GA3 (62.5%) und 100 mg/L L-Ascorbinsäure (52.5%) versetzt wurden. Die höchsten Keimungsprozentsätze wurden 6 Tage nach Keimungsbeginn verzeichnet.

Neben der Saatgutvorbereitung wurde für *C. maritimum* die In-vitro-Vermehrung als Mittel zur Überwindung des niedrigen Keimungsprozentsatzes und der langsamen Keimungsrate vorgeschlagen (Grigoriadou und Maloupa, 2008). Für die In-vitro-Vermehrung anderer Arten aus der Familie der Apiaceae wurden verschiedene Nährböden verwendet, während die Sprossproduktion von *C. maritimum* signifikant angeregt wurde, wenn die Sprossspitzenexplantate in MS-Medium kultiviert wurden. Dieses besondere Medium scheint für die In-vitro-Kultur der Art am effektivsten zu sein, da es die Zahl der pro Explantat gebildeten neuen Mikrosprossen sowie die Sprosshöhe deutlich erhöht (Grigoriadou und Maloupa, 2008).

ANBAUMETHODEN

Stachelige Wegwarte (*Cichorium spinosum*)

Die stachelige Wegwarte ist ein wild wachsender Halophyt, der vor allem in Küstengebieten vorkommt und wegen seiner essbaren, zarten Blätter verwendet wird. In der Natur sind die Pflanzen mehrjährig und bilden jeden Herbst neue Triebe und Blattrosetten aus. Der Wachstumszyklus wird am Ende des Frühjahrs oder im Sommer durch die Bildung des stacheligen Blütenstandes abgeschlossen, der die Form eines kleinen stacheligen Busches hat.

Für den kommerziellen Anbau kann das Saatgut im Herbst oder im zeitigen Frühjahr ausgesät werden, je nach den klimatischen Bedingungen und der Frosthäufigkeit. Das Saatgut kann direkt auf dem Feld oder in Saatschalen ausgesät und dann in Reihen auf dem Feld in Abständen von 30 cm innerhalb der Reihe und 50 cm zwischen den Reihen verpflanzt werden (ca. 65000 Pflanzen/ha). Bei Direktsaat ist es besser, die Früchte vor der Aussaat zu mahlen, um die Samen von den Früchten zu trennen und die Saatgutvermehrung zu erleichtern. Die Umpflanzung ist die beste Option, da sie durch die Auswahl der am besten entwickelten Sämlinge eine gleichmäßige Entwicklung der Pflanzen gewährleistet, die benötigte Menge an Saatgut verringert und die Lücken im Feld aufgrund von Keimungsstörungen minimiert. Sie kann als einjährige oder als mehrjährige Pflanze angebaut werden.

Die Kulturführung umfasst die Bodenvorbereitung vor der Aussaat, die in einer Tiefe von 1-2 cm erfolgen muss. Die Nährstoffversorgung erfordert eine Grunddüngung mit einem Mehrnährstoffdünger (12-12-17 oder 14-7-14, N-P-K). Hohe Stickstoffmengen sollten vermieden werden, um das Risiko eines erhöhten Nitratgehalts im Endprodukt zu verringern. Darüber hinaus können die Stickstoffform (Nitrat- oder Ammoniumstickstoff) und ihr jeweiliges Verhältnis die chemische Zusammensetzung und den Ertrag des Endprodukts beeinflussen. Der biologische Anbau ist aufgrund des geringen Nährstoffbedarfs der Art ebenfalls möglich. Die Bewässerung



sollte je nach Wachstumsperiode und klimatischen Bedingungen regelmäßig mit einem Tropfbewässerungssystem durchgeführt werden.

Während des gesamten Wachstumszyklus der Art können mehrere Ernten durchgeführt werden, indem Blattrosetten mit einem scharfen Messer am oberen Teil des Hypokotyls abgeschnitten werden, ohne die Hilfsknospen an der Spitze des Meristems zu stören. Die aufeinanderfolgenden Ernten werden 3-4 Monate nach der Aussaat fortgesetzt, bis die Pflanzen in das Reproduktionsstadium eintreten und sich der Blütenstand in der Mitte der Rosette entwickelt hat. Danach sind die Blätter nicht mehr genießbar, weil sie verwelkt und weniger zart sind.

Neben dem Bodenanbau wurden auch hydroponische Anbausysteme vorgeschlagen, die aufgrund optimaler Wachstumsbedingungen, die zu einem schnelleren Wachstum und mehr Ernten während des gesamten Wachstumszyklus führen, höhere Erträge liefern. Der Anbau in Gewächshäusern oder in Töpfen ist auch eine Option für die Produktion außerhalb der Saison, die die Produktverfügbarkeit während des ganzen Jahres verbessern und den gestiegenen Marktbedarf an gesunden und funktionellen Lebensmitteln decken kann.

Der Ertrag an frischen essbaren Blättern kann je nach den klimatischen Bedingungen und der Anzahl der Ernten bis zu 20 t/ha oder mehr betragen. Im Topfanbau kann der Ertrag bei 3 Ernten 60 t/ha erreichen.

Portulak (*Portulaca olearacea*)

Portulak ist ein einjähriges Kraut mit ausladendem Wuchs, das als Unkraut in kommerziellen Kulturen auf der ganzen Welt vorkommt. Es wird üblicherweise wegen seiner essbaren fleischigen Stängel und Blätter verwendet, die als reichste pflanzliche Quelle für Omega-3-Fettsäuren (α -Linolensäure) gelten. Sie hat einen kurzen Wachstumszyklus, der je nach Klima im Sommer oder früh im Herbst abgeschlossen ist. In einigen Gebieten wird sie als Neben- oder Waisenkultur angebaut und auf lokalen Märkten vertrieben, doch ist ihr kommerzieller Anbau bisher nicht weit verbreitet, da sie meist als lästiges Unkraut betrachtet wird. Der kommerzielle Anbau ist für die Deckung des Marktbedarfs unerlässlich und gewährleistet gleichzeitig die Sicherheit des Endprodukts, da Wildpflanzen in der Regel auf kommerziellen Feldern gesammelt werden, auf denen Pestizidrückstände vorhanden sein können.

Die Vermehrung erfolgt durch Saatgut, obwohl auch Gewebekulturen und die Vermehrung durch Stecklinge angewandt werden können. In Anbetracht des kurzen Zyklus der Art kann sie bei mildem Klima (keine Spätfröste im Frühjahr und frühe Fröste im Herbst) entweder zweimal innerhalb derselben Vegetationsperiode angebaut werden, indem man mit der Aussaat im Frühjahr beginnt und im Hochsommer eine zweite Aussaat vornimmt; oder man kann 1-2 aufeinanderfolgende Ernten durchführen, indem man die vermarktungsfähigen Stängel abschneidet und den Rest der Pflanze nachwachsen lässt. Zu diesem Zweck sind kommerzielle Sorten mit aufrechter Wuchsform erhältlich, die aufeinanderfolgende Ernten oder sogar die Mechanisierung der Ernte erleichtern.

Zur Bodenbearbeitung gehört die Vorbereitung des Bodens vor der Aussaat, die in einer Tiefe von 0,5-1 cm in äquidistanten Reihen von 30 cm erfolgen muss. Dazu muss der Boden mit einem Pflugschar bis zu einer Tiefe von 20-25 cm gepflügt werden, gefolgt von zwei Kreiseinsätzen. Nach der Aussaat ist eine Bewässerung mit einer Sprinkleranlage unerlässlich, um die Bodenoberfläche feucht zu halten und die Keimung der Samen und den Aufgang der Keimlinge zu ermöglichen (5-7 Tage nach der Aussaat). Nach dem Auflaufen der Keimlinge sollte jedoch regelmäßig mit einem Tropfbewässerungssystem bewässert werden, da die Art anfällig für Weißrost ist und die Benetzung des Blattwerks das Auftreten der Krankheit fördern könnte.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Die Pflanze hat keinen hohen Nährstoffbedarf. Die Grunddüngung sollte die Ausbringung von Dung (bis zu 2-3 t/ha) und Stickstoff in Form von Harnstoff (40 kg/ha) oder einem Volldünger (10-10-10I N-P-K) zu 100 kg/ha umfassen. Ansonsten kann in regelmäßigen Abständen mit einer Nährlösung gedüngt werden, die N-P-K in einem Verhältnis von 3:1:1 und bis zu 6:1:1 enthält.

Die Ernte erfolgt durch Abschneiden der Stängel kurz über der Bodenoberfläche mit einem scharfen Messer vor dem Blühbeginn (30-45 Tage nach der Aussaat, je nach Bedingungen und Genotyp) oder im Stadium der 14-16 echten Blätter. Es können mehrere Ernten durchgeführt werden.

Der hydroponische Anbau kann ebenfalls angewandt werden und ermöglicht höhere Erträge, eine bessere Verfügbarkeit des Produkts während des ganzen Jahres und sauberere, vermarktungsreife Produkte, vor allem, wenn prostrate Genotypen angebaut werden.

Der Ertrag an frischer Biomasse liegt zwischen 15 und 30 t/ha, wobei auch Höchstertäge von 50 t/ha erzielt wurden.

Meerfenchel (*Crithmum maritimum*)

Meerfenchel ist ein weiterer mehrjähriger Halophyt des Mittelmeerraums, der wegen seiner zarten, essbaren Blätter oder wegen der ätherischen Öle seiner Samen und oberirdischen Pflanzenteile verwendet wird. Gemahlene Samen können auch als Salzersatz verwendet werden.

Die Vermehrung erfolgt durch Samen; neben der geschlechtlichen Vermehrung durch Samen bietet sich jedoch auch die In-vitro-Vermehrung durch Stecklinge an, die eine große Anzahl von Sämlingen mit einheitlicher Entwicklung und identischen Eigenschaften wie die Mutterpflanze hervorbringt. Bei der Aussaat ist es aufgrund der geringen Keimrate und des langsamen Wachstums der Sämlinge erforderlich, die Samen in Saatschalen auszusäen und die Sämlinge auf dem Feld zu verpflanzen. Die Pflanzen entwickeln zu Beginn des Frühjahrs und sobald die Temperaturen steigen neue Triebe, während der Wachstumszyklus im Herbst mit der Fruchtreife und dem Verwelken der Pflanzen endet. Die Aussaat sollte im frühen Frühjahr im Herbst erfolgen, es sei denn, die Samen werden in Saatschalen in beheizten Baumschulen für die Sämlingsproduktion ausgesät; in diesem Fall sollte die Aussaat aufgrund der langsamen Wachstumsrate 2-3 Monate früher beginnen. Die Pflanze wird als mehrjährige Art angebaut.

Die Kulturführung umfasst die Bodenvorbereitung vor der Aussaat oder der Verpflanzung der Sämlinge. Die Bewässerung sollte regelmäßig mit einem Tropfbewässerungssystem erfolgen; der Wasserbedarf wird jedoch als sehr gering angesehen, obwohl die Verfügbarkeit von Wasser den Ertrag an frischer Biomasse erhöht. Für das Nährstoffmanagement kann ein Mehrnährstoffdünger (11-15-15, N-P-K) zu 500 kg/ha oder Flüssigdünger (25 kg N/ha) ausgebracht werden.

Die Pflanzen werden in Reihen mit einem Abstand von 30 cm innerhalb der Reihe und 60-80 cm zwischen den Reihen angeordnet, was ein ungehindertes Wachstum der Pflanzen ermöglicht (Pflanzendichte von 41000-55000 Pflanzen/ha). Neben dem Bodenbau können die Pflanzen auch in Töpfen unter kontrollierten Bedingungen in verschiedenen Wachstumssubstraten (z. B. Torf, Perlit, Vermiculit usw.) oder in Hydrokultursystemen angebaut werden, wo die Pflanzendichte auf bis zu 230 Pflanzen/m² ansteigen kann.

Pflanzen, die für die Produktion von frischen Blättern bestimmt sind, werden vor der Reproduktionsphase geerntet, während Pflanzen für andere Zwecke, wie z. B. die Produktion von Essenzen, geerntet werden sollten, wenn die Samen reif sind. Während der gesamten Vegetationsperiode können mehrere Ernten von Blättern durchgeführt werden.



Der Ertrag an geernteter frischer Gesamtbiomasse liegt beim Bodenanbau zwischen 10-13 t/ha (bei einer einmaligen Ernte), während beim Topfanbau unter Gewächshausbedingungen und bei Mehrfachernten der Frischertrag bis zu 55 t/ha betragen kann, je nach Düngeverfahren.

Gewöhnliche Distel (*Sonchus oleraceus*)

Die Ackerkratzdistel ist ein weit verbreitetes Unkraut, das wegen seiner essbaren Blätter, Samen und Blüten genutzt wird. Die Vermehrung erfolgt mit Samen, die in einer Tiefe von 0,5-1 cm ausgesät werden, wobei die Aussaat im zeitigen Frühjahr oder im Herbst erfolgt. Die Pflanzdichte sollte etwa 100000-110000 Pflanzen/ha betragen (Pflanzabstände von 30 cm x 30 cm). Der kommerzielle Anbau ist für die Deckung des Vermarktungsbedarfs unerlässlich und gewährleistet gleichzeitig die Sicherheit des Endprodukts, da Wildpflanzen in der Regel auf kommerziellen Feldern gesammelt werden, auf denen Pestizidrückstände vorhanden sein können. Aufgrund des breiten Temperaturspektrums, in dem die Samen keimen können, kann die Pflanze das ganze Jahr über angebaut werden, wobei auch die Bodenfeuchtigkeit ein wichtiger Faktor für die Keimung der Samen ist. Für höhere Erträge und eine bessere Verfügbarkeit von frischen Blättern während des gesamten Projekts wird auch der Anbau in Hydrokulturen empfohlen.

Bislang gibt es keine spezifischen Richtlinien für den Anbau der Art. Die Ergebnisse von Valuefarm zeigten, dass die Düngung mit einer Nährlösung, die Nährstoffe im Verhältnis 3:1:1 oder 6:1:1 von N-P-K enthielt, sich positiv auf den Ertrag an frischer Biomasse auswirkte. Eine Grunddüngung mit 60 kg/ha N und 30 kg/h P₂O₅ wird ebenfalls empfohlen. Zur Deckung des Wasserbedarfs der Art wird eine Tröpfchenbewässerung empfohlen, obwohl bei richtiger Wahl des Aussaatzeitpunkts auch Regenbau möglich ist.

Die Ernte sollte vor der Bildung des Blütenstandes erfolgen, indem die Blattrosette mit einem scharfen Messer abgeschnitten wird.

Der Gesamtertrag an frischer Biomasse kann je nach Vegetationsperiode und Düngung mehr als 13-15 t/ha betragen.

Gewöhnliche Golddistel (*Scolymus hispanicus*)

Die Gewöhnliche Golddistel ist ein stacheliges, mehrjähriges Kraut, das im Mittelmeerraum weit verbreitet ist und auf unbebauten Feldern, in Unkrautgebieten, an Straßenrändern usw. vorkommt.

Die Vermehrung erfolgt durch Samen, die direkt auf dem Feld ausgesät werden können, oder durch Verpflanzung von Setzlingen. Bei Pflanzen, die zur Erzeugung von Blättern und Wurzeln angebaut werden, sollte die Verpflanzung jedoch vermieden werden, da sie zu missgebildeten Wurzeln führt. Die Aussaat sollte je nach den klimatischen Bedingungen zu Beginn des Frühjahrs oder im Herbst erfolgen. Die Pflanzen können als einjährige oder mehrjährige Pflanzen angebaut werden. Die Pflanzdichte sollte unter Freilandbedingungen etwa 65000 Pflanzen/ha betragen (Pflanzabstand 30 cm x 50 cm) bzw. 40000 Pflanzen/ha bei hydroponischem Anbau.

Die Kulturführung umfasst die Düngung mit einem Mehrnährstoffdünger (20-20-20, N-P-K) oder die Bewässerung mit einer Nährstofflösung, die Nährstoffe in einer Menge von 300 mg/L (N-P-K) enthält. Zur Deckung des Wasserbedarfs der Art wird eine Tropf- oder Sprinklerbewässerung empfohlen, obwohl bei richtiger Wahl des Aussaatzeitpunkts auch ein Regenfeldanbau möglich ist. Neben dem Anbau im Freiland werden auch hydroponische Systeme mit verschiedenen Substraten wie Perlit oder Kokosfasern empfohlen.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Geerntet wird vor der Bildung der Blütenstände, während in jeder Wachstumsperiode (bei mehrjährigen Pflanzen) nur ein einziger Schnitt durchgeführt wird. Neben den Blättern sind auch die Wurzeln essbar und können am Ende der Vegetationsperiode geerntet werden, was den Mehrwert der Pflanze durch den doppelten Anbau (Blätter und Wurzeln) erhöht.

Im Topfanbau kann ein Gesamtertrag an frischer oberirdischer Biomasse von 6-75 t/ha erzielt werden, je nach Wachstumsperiode und Düngung, während der Ertrag an Wurzelbiomasse zwischen 4.7 und 6.5 t/ha liegt. Ähnlich hohe Biomasseerträge (6-7.8 t/ha und 8,9-14.5 t/ha für Blätter bzw. Wurzeln) wurden auch unter Freilandbedingungen erzielt, abhängig vom Bewässerungsplan.

Literatur

Abiven, S., Menasseri, S. and Chenu, C. (2009). The effects of organic inputs over time on soil aggregate stability - A literature analysis. *Soil Biology and Biochemistry*, pp. 1–12. Available at: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2008.09.015>

Ali, H. H. et al. (2020) Emergence and germination response of *Sonchus oleraceus* and *Rapistrum rugosum* to different temperatures and moisture stress regimes. *Plant Species Biology*, 35(1), pp. 16-23. <https://doi.org/10.1111/1442-1984.12254>

Atia et al. (2011) Environmental eco-physiology and economical potential of the halophyte *Crithmum maritimum* L. (Apiaceae). *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(16), pp. 3564-3571.

Atia et al. (2009a) Interactive effects of salinity, nitrate, light, and seed weight on the germination of the halophyte *Crithmum maritimum*. *Acta Biologica Hungarica*, 60(4), pp. 433-439. <https://doi.org/10.1556/ABiol.60.2009.4.9>

Atia et al. (2009b) ABA, GA₃, and nitrate may control seed germination of *Crithmum maritimum* (Apiaceae) under saline conditions. *Comptes Rendus – Biologies*, 332(8), pp. 704-710. <https://doi.org/10.1016/j.crv.2009.03.009>

Atia et al. (2010) Relationship Between Ion Content in Seed and Spongy Coat of the Medicinal Halophyte *Crithmum maritimum* L. and Germination Capacity. *Notulae Scientia Biologicae*, 2(2), pp. 72-74. <https://doi.org/10.15835/nsb.2.2.4608>

Bais, H. et al. (2001) *Cichorium intybus* L - Cultivation, processing, utility, value addition and biotechnology, with an emphasis on current status and future prospects. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 81(5), pp. 467-484. <https://doi.org/10.1002/jsfa.817>

Baskin, J.M. and Baskin, C.C. (1987). Role of temperature in regulating the timing of germination in *Portulaca oleracea*. *Canadian Journal of Botany*, 66 (3), pp. 563–567. Available at: www.nrcresearchpress.com

Benvenuti, S., Macchia, M. and Miele, S. (2001) Quantitative analysis of emergence of seedlings from buried weed seeds with increasing soil depth. *Weed Science*, 49(4), pp. 528–535. Available at: [https://doi.org/10.1614/0043-1745\(2001\)049\[0528:qaoeos\]2.0.co;2](https://doi.org/10.1614/0043-1745(2001)049[0528:qaoeos]2.0.co;2)

Casciaro, L. and Damato, G. (2007) Seed germination of *Scolymus maculatus* L. at different temperatures and under different light conditions. *Acta Horticulturae*, 730, pp. 323-329. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2007.730.42>



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Clark, M.S. et al. (1998) Changes in soil chemical properties resulting from organic and low-input farming practices. *Agronomy Journal*, 90(5), pp. 662–671. Available at: <https://doi.org/10.2134/agronj1998.00021962009000050016x>

Chatziagianni, M. et al. (2017) Impact of nitrogen source and supply level on growth, yield and nutritional value of two contrasting ecotypes of *Cichorium spinosum* L. grown hydroponically. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 98(4), pp. 1615-1624. <https://doi.org/10.1002/jsfa.8636>

Chauhan, B.S. and Johnson, D.E. (2009) Seed germination ecology of *Portulaca oleracea* L.: An important weed of rice and upland crops. *Annals of Applied Biology*, 155(1), pp. 61–69. Available at: <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2009.00320.x>.

Chauhan, B.S. et al. (2006) Factors affecting seed germination of annual sowthistle (*Sonchus oleraceus*) in southern Australia. *Weed Science*, 54(5), pp. 854-860. <https://doi.org/10.1614/WS-06-047R.1>

Cutney, D. and Elmore, C. (1999) Common purslane. pest notes. Available at: www.ipm.ucdavis.edu

El-Sherbeny et al. (2015) Response of *Portulaca oleracea* L. plants to various fertilizers ratios on growth, yield and chemical composition under Egyptian conditions. *World Journal of Pharmaceutical Sciences*, 3(12), pp. 2297-2307. Available at: <http://www.wjpsonline.org/>

Ezekwe, M.O., Omara-Alwala, T.R. and Membrahtu, T. (1999) Nutritive characterization of purslane accessions as influenced by planting date. *Plant Foods for Human Nutrition*, 54(3), pp. 183-191. <https://doi.org/10.1023/a:1008101620382>

Feng, L. et al. (2015) The hotter the weather, the greater the infestation of *Portulaca oleracea*: Opportunistic life-history traits in a serious weed. *Weed Research*, 55(4), pp. 396–405. Available at: <https://doi.org/10.1111/wre.12151>.

Fontana, E. et al. (2006) Nitrogen concentration and nitrate/ammonium ratio affect yield and change the oxalic acid concentration and fatty acid profile of purslane (*Portulaca oleracea* L.) grown in a soilless culture system. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 86(14), pp. 2417–2424. Available at: <https://doi.org/10.1002/jsfa.2633>

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) (2022) *The State of the World's Land and Water Resources for Food and Agriculture 2021 – Systems at breaking point*. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). Available at: <https://doi.org/10.4060/cb9910en>

Franco, J.A. et al. (2011) Effects of salinity on the germination, growth, and nitrate contents of purslane (*Portulaca oleracea* L.) cultivated under different climatic conditions. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 86(1), pp. 1–6. Available at: <https://doi.org/10.1080/14620316.2011.11512716>

Gomiero, T., Pimentel, D. and Paoletti, M.G. (2011) Environmental impact of different agricultural management practices: Conventional vs. Organic agriculture. *Critical Reviews in Plant Sciences*, pp. 95–124. Available at: <https://doi.org/10.1080/07352689.2011.554355>.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Goss, M.J., Tubeileh, A. and Goorahoo, D. (2013) A Review of the Use of Organic Amendments and the Risk to Human Health, in *Advances in Agronomy*. Academic Press Inc., pp. 275–379. Available at: <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-407686-0.00005-1>

Grigoriadou, K. and Maloupa, E. (2008) Micropropagation and salt tolerance of in vitro grown *Crithmum maritimum* L. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 94(2), pp. 209–217. <https://doi.org/10.1007/s11240-008-9406-9>

Holm, L.G.; P.D.L.; P.J.V.; H.J.P. et al. (1977) *The World's Worst Weeds: Distribution and Biology*. University Press of Hawaii, Honolulu.

Hutchinson I, Colosi J, Lewin R A, 1984. The biology of Canadian weeds. 63. *Sonchus asper* (L.) Hill and *S. oleraceus* L. *Canadian Journal of Plant Science*. 64 (3), pp. 731–744.

Jallali, I., Megdiche, W., M'Hamdi, B., Oueslati, S., Smaoui, A., Abdelly, C., & Ksouri, R. (2012). Changes in phenolic composition and antioxidant activities of the edible halophyte *Crithmum maritimum* L. with physiological stage and extraction method. *Acta Physiologiae Plantarum*, 34, pp. 1–9. <https://doi.org/10.1007/s11738-012-0943-9>

Jin, R. et al. (2015) Physiological changes of purslane (*Portulaca oleracea* L.) after progressive drought stress and rehydration. *Scientia Horticulturae*, 194, pp. 215–221. Available at: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.08.023>

Jin, R. et al. (2016) Physiological and metabolic changes of purslane (*Portulaca oleracea* L.) in response to drought, heat, and combined stresses. *Frontiers in Plant Science*, 6(1123). Available at: <https://doi.org/10.3389/fpls.2015.01123>

Kaymak, H.C. (2013) Effect of nitrogen forms on growth, yield and nitrate accumulation of cultivated purslane (*Portulaca oleracea* L.). *Bulgarian Journal of Agricultural Science*, 19(3), pp. 444–449.

Łuczaj, Ł. et al. (2012) Wild food plant use in 21st century Europe: The disappearance of old traditions and the search for new cuisines involving wild edibles. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*. Polish Botanical Society, pp. 359–370. Available at: <https://doi.org/10.5586/asbp.2012.031>

Manalil, S. et al. (2018) Germination ecology of *Sonchus oleraceus* L. in the northern region of Australia. *Crop and Pasture Science*, 69, pp. 926–932. <https://doi.org/10.1071/CP18059>

Marchioni-Ortu, A., Bocchieri, E. (1984) A study of the germination responses of a Sardinian population of sea fennel (*Crithmum maritimum*). *Canadian Journal of Botany*, 62(9), pp. 1832–1835. <https://doi.org/10.1139/b84-248>

Masin, R. et al. (2017) Can alternating temperatures be used to estimate base temperature for seed germination? *Weed Research*, 57(6), pp. 390–398. <https://doi.org/10.1111/wre.12270>

Meot-Duros, L. and Magné, C. (2008) Effect of salinity and chemical factors on seed germination in the halophyte *Crithmum maritimum* L. *Plant and Soil*, 313(1–2), pp. 83–87. <https://doi.org/10.1007/s11104-008-9681-6>

Miyaniishi, K. and Cavers, P.B. (1980) The biology of Canadian weeds. 40. *Portulaca oleracea* L. *Canadian Journal of Plant Science*, 60, pp. 953–963.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Montoya-García, C.O. et al. (2017) Purslane (*Portulaca oleracea* L.) response to NPK fertilization. *Fitotecnia Mexicana*, 40, pp. 325–332. Available at: <https://www.researchgate.net/publication/320134188>

Montoya-García, C.O. et al. (2018) Change in the contents of fatty acids and antioxidant capacity of purslane in relation to fertilization. *Scientia Horticulturae*, 234, pp. 152–159. Available at: <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.02.043>

Mortley, D.G. et al. (2012) Influence of Harvest Intervals on Growth Responses and Fatty Acid Content of Purslane (*Portulaca oleracea*). *Hortscience*, 47(3), pp. 437–439. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.47.3.437>

Nimac, et al. (2018) Effects of salinity and seed priming on germination of sea fennel (*Crithmum maritimum* L.). *Agriculturae Conspectus Scientificus*, 83(2), pp. 181-185.

Okusanya, O. T. (1977) The effect of Sea Water and Temperature on the Germination Behaviour of *Crithmum maritimum*. *Physiologia Plantarum*, 41(4), pp. 265-297. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1977.tb04881.x>

Olivier, M. Et al. (2020) Trait differentiation between native and introduced populations of the invasive plant *Sonchus oleraceus* L. (Asteraceae). *Neobiota*, 55(1), pp. 85-115. <https://doi.org/10.3897/neobiota.55.49158>

Papafilippaki, A. and Nikolaidis, N. (2020) Comparative study of wild and cultivated populations of *Cichorium spinosum*: The influence of soil and organic matter addition. *Scientia Horticulturae*, 261, 108942. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.108942>

Pereira, C. G. et al. (2017). Searching for new sources of innovative products for the food industry within halophyte aromatic plants : In vitro antioxidant activity and phenolic and mineral contents of infusions and decoctions of *Crithmum maritimum* L. *Food and Chemical Toxicology*, 107, pp. 581-589. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2017.04.018>

Petropoulos, S. et al. (2015) Chemical Composition and Yield of Six Genotypes of Common Purslane (*Portulaca oleracea* L.): An Alternative Source of Omega-3 Fatty Acids. *Plant Foods for Human Nutrition*, 70(4), pp. 420–426. Available at: <https://doi.org/10.1007/s11130-015-0511-8>

Petropoulos, S.A. et al. (2019) Nutritional value, chemical composition and cytotoxic properties of common purslane (*Portulaca oleracea* L.) in relation to harvesting stage and plant part. *Antioxidants*, 8(293), pp. 1-15. Available at: <https://doi.org/10.3390/antiox8080293>

Petropoulos, S. A. et al. (2022). Edible halophytes of the Mediterranean basin: Potential candidates for novel food products. *Trends in Food Science and Technology*, 74, pp. 69-84. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2018.02.006>

Raleigh, C. and Urdal, H. (2007) Climate change, environmental degradation and armed conflict. *Political Geography*, 26(6), pp. 674–694. Available at: <https://doi.org/10.1016/j.polgeo.2007.06.005>

Ren, S. et al. (2011) Drought tolerance and AFLP-based genetic diversity in purslane (*Portulaca oleracea* L.). *Journal of Biotech Research*, 3, pp. 51-61.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Renna, M., and Gonnella, M. (2012). The use of the sea fennel as a new spice-colorant in culinary preparations. *International Journal of Gastronomy and Food Science*, 1(2), pp. 111–115. <https://doi.org/10.1016/j.ijgfs.2013.06.00>

Renna, M. et. Al. (2017). Sea fennel (*Crithmum maritimum* L.): from underutilized crop to new dried product for food use. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 64(1), pp. 205–216. <https://doi.org/10.1007/s10722-016-0472-2>

Saffaryazdi, A. et al. (2020) Variation in phenolic compounds, α -linolenic acid and linoleic acid contents and antioxidant activity of purslane (*Portulaca oleracea* L.) during phenological growth stages. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 26(7), pp. 1519–1529. Available at: <https://doi.org/10.1007/s12298-020-00836-9>

Sari, A.O. and Tutar, M. (2009) Effects of light, cold storage, and temperature on seed germination of golden thistle (*Scolymus hispanicus* L.). *Journal of Herbs, Spices and Medicinal Plants*, 15(4), pp. 318-325. <https://doi.org/10.1080/10496470903507858>

Savinab, R. and Nicolas, M.E. (1996) Effects of Short Periods of Drought and High Temperature on Grain Growth and Starch Accumulation of Two Malting Barley Cultivars. *Australian Journal of Plant Physiology*, 23(2), pp. 201-210. Available at: <https://doi.org/10.1071/PP9960201>

Simopoulos, A.P. et al. (1995) Plants in Human Nutrition. *World Review of Nutrition and Dietetics*, 77, pp. 47-74.

Singh K.P. (1973) Effect of temperature and light on seedgermination of two ecotypes of *Portulaca oleracea* L. *New Phytologist*, 72 (2), pp. 289–295. Available at: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1973.tb02035.x>

Siracusa, L. Et. Al. (2011). Phenolic Composition and Antioxidant Activity of Aqueous Infusions from *Capparis spinosa* L. and *Crithmum maritimum* L. Before and After Submission to a two - step In Vitro Digestion Model. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(23), pp. 12453-12459. <https://doi.org/10.1021/jf203096q>

Sturmia et al. (2020) Seed germination and seedling roots traits of four species living on Mediterranean coastal cliffs. *Plant Biosystems*, 154(6), pp. 990-999. <https://doi.org/10.1080/11263504.2020.1837284>

Szalai, G. et al. (2010) Effect of nitrogen source in the fertilizing solution on nutritional quality of three members of the *Portulaca oleracea* aggregate. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 90(12), pp. 2039–2045. Available at: <https://doi.org/10.1002/jsfa.4049>

Uddin, M.K. et al. (2012) Evaluation of antioxidant properties and mineral composition of purslane (*Portulaca oleracea* L.) at different growth stages. *International Journal of Molecular Sciences*, 13(8), pp. 10257–10267. Available at: <https://doi.org/10.3390/ijms130810257>

Vahabinia, F. Et al. (2019) Environmental factors' effect on seed germination and seedling growth of chicory (*Cichorium intybus* L.) as an important medicinal plant. *Acta Physiologiae Plantarum*, 41(2), pp. 1-13. <http://dx.doi.org/10.1007/s11738-019-2820-2>

Walters, E.T. et al. (1980) *Plant Productivity and Environment*, *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.* Wiley. Available at: www.sciencemag.org.



VALUEFARM: Aufwertung von Kleinbetrieben im Mittelmeerraum durch den Anbau essbarer Wildpflanzen

Werth, J. et al. (2017) Emergence of four weed species in response to rainfall and temperature. *Weed Biology and Management*, 17(1), pp. 29-35. <https://doi.org/10.1111/wbm.12113>

Widderick, M. J. et. al (2010) Germination, emergence, and persistence of *Sonchus oleraceus*, a major crop weed in subtropical Australia. *Weed Biology and Management*, 10, 102–112. <https://doi.org/10.1111/j.1445-6664.2010.00370.x>

Yazici, I. et al. (2007) Salinity tolerance of purslane (*Portulaca oleracea* L.) is achieved by enhanced antioxidative system, lower level of lipid peroxidation and proline accumulation. *Environmental and Experimental Botany*, 61(1), pp. 49–57. Available at: <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2007.02.010>.

Haftungsausschluss

Die hier dargestellten Informationen wurden gründlich recherchiert und sind nach bestem Wissen und Gewissen korrekt. Die Autoren können jedoch für eventuelle Fehler nicht haftbar gemacht werden. Es werden keine Garantien, weder ausdrücklich noch stillschweigend, in Bezug auf die bereitgestellten Informationen gegeben. Die Autoren haften nicht für direkte, indirekte, besondere, zufällige oder Folgeschäden, die sich aus der Nutzung oder der Unmöglichkeit der Nutzung des Inhalts dieser Veröffentlichung ergeben.

Copyright © Alle Rechte vorbehalten. Die Vervielfältigung und Verbreitung des hier präsentierten Materials zu Forschungs-, Bildungs- oder anderen nicht kommerziellen Zwecken ist ohne vorherige schriftliche Genehmigung der Urheberrechtsinhaber gestattet, sofern die Quelle vollständig angegeben wird. Die Vervielfältigung von Material für den Verkauf oder andere kommerzielle Zwecke ist verboten. Alle Fotos stammen aus dem persönlichen Archiv von Dr. Spyridon Petropoulos und den Mitgliedern des Forschungsteams der Aristoteles-Universität Thessaloniki.