

Erarbeitung von Aussaatstrategien und Einflussfaktoren auf den Feldaufgang unter Praxisbedingungen von Silphium perfoliatum L. (Durchwachsene Silphie)

Masterarbeit

zur Erlangung des akademischen Grades eines Diplomingenieurs (Dipl.-Ing.)

Eingereicht von:

Philipp von Gehren

Ao.Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr. Peter Liebhard

(Universität für Bodenkultur Wien (BOKU)/Department für Nutzpflanzenwissenschaften/
Abteilung Pflanzenbau)

DDipl.-Ing. Markus Gansberger
(Österreichische Agentur für Gesundheit- und Ernährungssicherheit (AGES)/Institut für Saat- und Pflanzgut, Pflanzenschutzdienst und Bienen)

Wien, Juli 2015

Inhalt

1. Einleitung, Problemstellung und Zielsetzung	1
1.1. Einleitung	1
1.2. Problemstellung	2
1.3. Zielsetzung	2
2. Literaturübersicht	3
2.1. Geschichte und Bedeutung von Fruchtarten als nachwachsende Rohstof	ffe 3
2.2. Silphium perfoliatum L. als Energiepflanze	7
2.2.1. Botanik	8
2.2.2. Kulturführung	10
2.2.3. Bestandesetablierung	14
2.3. Einfluss der Dormanz auf das Keimverhalten	16
2.3.1. Keimung und Dormanz	16
2.3.2. Klassifizierung der Dormanz	17
2.3.3. Einfluss von Phytohormonen auf die Keimung und die Dormanz	19
2.3.4. Einfluss von Umweltbedingungen auf die Keimung und die Dorma	ınz20
2.3.5. Labormethoden zur Brechung der Dormanz	22
3. Material und Methoden	23
3.1. Material	23
3.1.1. Versuchsstandort	23
3.1.2. Versuchsaufbau und Faktoren	23
3.2. Methoden	25
3.2.1. Keimfähigkeitsprüfung	25
3.2.2. Aussaat von Silphium perfoliatum L	26
3.2.5. Temperaturmessung	27
3.2.6. Bewässerung	27
3.2.7 Feldhygiene	28

3.2.3. Messung des Leaf Area Index
3.2.4. Messung des Bodenbedeckungsgrades
3.2.7. Statistische Auswertung der Ergebnisse
4. Ergebnisse 32
4.1. Keimfähigkeitsversuche unter Laborbedingungen
4.2. Gemessene Bodentemperatur während des Feldversuches
4.3. Feldaufgang von Silphium perfoliatum L
4.3.1. Graphische Darstellung des Feldaufgangs von Silphium perfoliatum L 38
4.3.2. Statistische Auswertung des Feldaufgangs bei Silphium perfoliatum L 44
4.4. Bodenbedeckungsgrad
4.5. Leaf Area Index
5. Diskussion
6. Conclusio
7. Zusammenfassung
8. Abstract
9. Literaturverzeichnis 62
10. Abkürzungsverzeichnis
11. Abbildungsverzeichnis
12.Tabellenverzeichnis

Danksagung

Mein Dank gilt Herrn Dr. Rudolf Moosbeckhofer und Herrn Dr. Andreas Ratzenböck (AGES) für die Bereitstellung des Themas, die stets hilfreiche Unterstützung, sowie für die diversen Anregungen während des Schreibens.

Insbesondere danke ich Herrn Ao.Univ.Prof. Dr. Peter Liebhard (BOKU) für die Betreuung, Beratung und Unterstützung meiner Arbeit.

Großer Dank gilt Herrn DDipl.-Ing. Markus Gansberger (AGES) für die stetige Betreuung, das mir entgegengebrachte Vertrauen und die gute Zusammenarbeit.

Ebenfalls danke ich Herrn Dr. Josef Mayr (AGES) für motivierende Worte und die stetige Mithilfe bei allen auftauchenden Problemen.

Weiterhin danke ich den Mitarbeitern des Instituts für Saat- und Pflanzgut, Pflanzenschutzdienst und Bienen (AGES) für die Hilfe bei allen meinen Fragen.

Meinen Freunden gilt außerordentlicher Dank für den moralischen Beistand während meiner Studienzeit.

Ganz besonders möchte ich meiner Mutter für die beeindruckende Ermöglichung meines Studiums und die weiterhin fortwährende Unterstützung danken.

1. Einleitung, Problemstellung und Zielsetzung

1.1. Einleitung

Die Begrenztheit und die unsichere Verfügbarkeit der fossilen Energieträger wurden während der Ölkrise in den 1970er Jahren erstmals aufgezeigt. Dies führte zu öffentlichen Forderungen nach einer Energiewende, durch die eine nachhaltige Entwicklung der Energieversorgung mit Hilfe erneuerbarer Energiequellen angestrebt wird. Neben Solarenergie, Wasserkraft, Windenergie und Geothermie nimmt dabei auch die Energieproduktion aus Biomasse einen bedeutenden Stellenwert ein und wird von der Politik mittels nationalen und internationalen Gesetzen wie z.B. dem Erneuerbare Energien Gesetz (EEG) in Deutschland gesondert geregelt bzw. gefördert. Als bedeutendste Energiepflanze in Mitteleuropa hat sich der Mais (*Zea mays*) etabliert. Der gesteigerte und intensivierte Anbau von Mais in Monokulturen ruft ökologische und gesellschaftliche Bedenken hervor. Eine Alternative zum Mais ist *Silphium perfoliatum* L. (Durchwachsene Silphie), eine mehrjährige, auffällig blühende Pflanze mit hoher Biomasseertagsleistung.

Aufgrund des vielversprechenden ökologischen und ökonomischen Potentials von *S. perfoliatum* L. begann im April 2012 für den Zeitraum bis inkl. März 2015 an der Österreichischen Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit (AGES) das Projekt "Bioenergy-Silphium" in Zusammenarbeit mit der Universität für Bodenkultur Wien und der Biogas Strem Errichtungs- und Betriebs GmbH und Co KG. Innerhalb von sechs Arbeitspaketen wird als zentrales Ziel die Erhöhung der Biomasseproduktion durch *S. perfoliatum* L. zur energetischen Verwertung in Österreich, ohne dabei die bestehenden Flächen zur Nahrungs- bzw. Futtermittelgewinnung einzuschränken, angegeben.

Die vorliegende Masterarbeit wurde dabei im Rahmen des Arbeitspaketes 1: "Entwicklung einer geeigneten Saatguttechnologie als Voraussetzung für eine wirtschaftliche Bestandesetablierung von *Silphium perfoliatum* L." angefertigt und befasst sich mit der Etablierung eines geschlossenen, landwirtschaftlich sinnvollen Bestandes von *S. perfoliatum* L. mittels Aussaat.

1.2. Problemstellung

S. perfoliatum L. ist als mehrjährige Pflanze mit ihrem etablierten Wurzelsystem und beinahe ganzjähriger Bodenbedeckung ein hochwertiger Erosionsschutz von Ackerflächen und stabilisiert den Boden. Dazu ist ein geschlossener Bestand durch eine gleichmäßige und rasche Etablierung mit einem vollständigen Reihenschluss im ersten Anbaujahr erforderlich. Aufgrund der geringen Keimfähigkeit und des damit einhergehenden ungleichmäßigen Feldaufgangs wird eine Pflanzung von vorgezogenen Jungpflanzen gegenüber einer Aussaat bevorzugt. Bei einer Pflanzung treten jedoch erhöhte Mehrkosten in Form von Arbeitsstunden und Materialien auf, zudem muss eine Pflanzmaschine zur Verfügung stehen. In jedem Fall, unabhängig ob Pflanzung oder Aussaat, sind die Jungpflanzen besonders konkurrenzschwach gegenüber Unkräutern.

1.3. Zielsetzung

Ziel der vorliegenden Arbeit ist die Ausarbeitung einer Aussaatstrategie zur Etablierung eines am Ende der Vegetationsperiode geschlossenen Bestandes von *S. perfoliatum* L. Die vorher im Labor erzielten Ergebnisse verschiedener Saatgutvarianten hinsichtlich ihrer Keimfähigkeit sollen sich auch im Feldaufgang zeigen. Durch Vorbehandlungen des Saatguts, welche die Dormanz von *S. perfoliatum* L. brechen, soll es zu einem schnelleren und gleichmäßigeren Feldaufgang und nachfolgend zu einem zügigen Jungpflanzenwachstum kommen.

Bei fünf Aussaatterminen im zeitlichen Abstand von zwei Wochen soll der optimale Zeitpunkt für die Aussaat ermittelt werden. Die Entwicklung der Jungpflanzen bis hin zum Bestandesschluss wird anhand des Feldaufgangs, des Bodenbedeckungsgrades und des Leaf Area Indexes bewertet.

Mit den vorliegenden Ergebnissen soll eine für LandwirtInnen nutzungsorientierte und praxisrelevante Methode zur Bestandesetablierung mittels Aussaat von *S. perfoliatum* L. zur Verfügung stehen.

2. Literaturübersicht

2.1. Geschichte und Bedeutung von Fruchtarten als nachwachsende Rohstoffe

Anaerobe Verdauung ist ein natürlich auftretender Prozess bei dem durch eine mikrobielle Gemeinschaft in anoxischer Umgebung organische Materie zersetzt wird. Diese Dekomposition kann oftmals in der Natur an sauerstofffreien Standorten wie z.B. Fließgewässern, Sedimenten, wassergesättigtem Boden und dem Magen von Säugetieren auftreten. Dabei entsteht ein Gasgemisch, welches als Biogas bezeichnet wird und zu 48-65 % aus Methan, 36-41 % aus Kohlenstoffdioxid, bis zu 17 % aus Stickstoff und bis zu 1 % aus Sauerstoff besteht. Unter Umständen können auch Spuren von anderen Gasen wie Schwefelwasserstoff oder Ammoniak entstehen. Das Gasgemisch ist gesättigt mit Wasserdampf (WARD et al., 2008; WEILAND, 2010).

Der Zersetzungsprozess kann in speziellen Biogasanlagen simuliert werden. In einen luftdichten Fermenter mit Mikroorganismen wird organisches Material gegeben. Diese Mikroorganismen produzieren als Nebenprodukt ihres Stoffwechsels Biogas. Sowohl die Wahl des Ausgangsmaterials als auch der Typ der verwendeten Biogasanlage und die Verweildauer im Fermenter ergeben einen Einfluss auf die Zusammensetzung der einzelnen chemischen Komponenten des Biogases (BRAUN, 2007). Als organische Materialien können eingesetzt werden: industrielle und städtische Abwässer, Überreste der Nahrungsmittelindustrie, landwirtschaftliche Nebenprodukte wie Gülle oder Pflanzenreste, Klärschlamm oder gezielt für die Verwendung in Biogasanlagen angebaute Pflanzen, Energiepflanzen oder nachwachsende Rohstoffe genannt (WARD et al., 2008). Jegliche Art von Biomasse kann eingebracht werden, sofern als Hauptkomponenten Kohlenhydrate, Proteine, Fette, Cellulose und Hemicellulose enthalten sind. Eine Ausnahme sind stark lignifizierte Stoffe wie Holz, da Lignin eine schnelle anaerobe Verdauung verhindert (WEILAND, 2010). Bei der Verwendung von pflanzlicher Biomasse ist zu beachten, dass der Reifungsprozess der Pflanze im Verlauf der Vegetationsperiode die chemische Zusammensetzung des Organismus verändert, was zu unterschiedlich hohen Biogas-Ausbeuten führt. Der richtige Erntezeitpunkt des Erntegutes ist entscheidend für eine optimale ökonomische Nutzung. Um einen kontinuierlichen Betrieb der Biogasanlage aufrecht erhalten zu können, sollten die zu verwendenden nachwachsenden Rohstoffe nach der Ernte durch Silierung haltbar gemacht werden (WEILAND, 2010).

Natürlich vorkommendes Biogas, welches als in der Natur auftretendes Phänomen schon lange bekannt ist, wurde erstmals im Jahre 1776 unter dem Namen Sumpfgas von A. Vol-TA beschrieben. Ausgehend von seinen Versuchen mit aus Seen aufsteigenden Gasblasen, konnten A. BÉCHAMP im Jahre 1868 und L. POPOFF im Jahre 1875 die mikrobielle Herkunft der anoxischen Methanbildung nachweisen. Erste Versuche zur praktischen Nutzung von Biogas gehen auf die Mitte des 19ten Jahrhunderts zurück. Die erste Biogasanlage wurde 1859 in Bombay, Indien, errichtet (JÄKEL und MAU, 2003; BOND und TEMPLETON, 2011). In Europa erfolgte die erste Nutzung in den 1890er Jahren. In Exeter, Vereinigtes Königsreich, wurde eine Klärschlammkompostierungs-Anlage errichtet, um mit dem daraus gewonnenen Gas die Straßenbeleuchtung zu betreiben. In Deutschland wurde die erste kommerzielle Anlage, ebenfalls betrieben mit Klärschlamm, im Jahre 1920 errichtet. Ab den 1950er Jahren wurden dann vermehrt landwirtschaftliche Biogasanlagen errichtet, welche mit pflanzlichen Abfallstoffen und tierischen Exkrementen betrieben wurden (BOND und TEMPLETON, 2011). Niedrige Mineralölpreise stoppten diese frühe Entwicklung. Erst mit der Ölkrise 1973 wurde in den westlichen Industrienationen wieder nach alternativen Energiequellen gesucht, um sich energiepolitisch von erdölexportierenden Ländern unabhängiger zu machen. Im Rahmen dieser Bestrebungen erlebte die Energiegewinnung aus anaerober Verdauung erneut einen Boom. Die nachfolgende Entspannung auf dem Mineralölmarkt beendete jedoch erneut diesen kurzeitigen Aufschwung (JÄKEL und MAU, 2003).

Erst in den 1990er Jahren, begünstigt durch ein vermehrt umweltbewusstes Denken in Europa, stieg das Interesse an regenerativer Energiegewinnung aus nachwachsenden Rohstoffen wieder. Die Politik reagierte auf diesen gesellschaftlichen Trend mit neu erlassenen Gesetzen. Vorreiter in der Gesetzgebung hinsichtlich Produktion regenerativer Energien war dabei die Bundesrepublik Deutschland. Bereits 1990 wurde das Stromeinspeisungsgesetz (Bundesgesetzblatt I S. 2633) erlassen, welches erstmals Stromanbieter verpflichtete, aus erneuerbaren Energiequellen gewonnenen Strom abzunehmen und zu vergüten. Zeitgleich sorgten eine verbesserte Technik, gesteigerte Fachkompetenz und kostengünstigere Produktionstechniken im Bereich Biogasanlagen für einen erneuten Boom (JÄKEL und MAU, 2003). In Deutschland stieg die Anzahl an Biogasanlagen folglich kontinuierlich an. Am 01. April 2000 wurde das Stromeinspeisungsgesetz durch das EEG abgelöst, welches aber denselben Grundgedanken verfolgte und sich hinsichtlich des Ausbaus des Anteils

regenerativer Energien an der gesamten Stromproduktion als erfolgreich erwies. Waren im Jahr 1992 erst 139 Anlagen in Betrieb, so erhöhte sich diese Anzahl bis zum Jahr 2013 auf 7850. Die Prognosen sehen weiterhin steigende Anlagenzahlen voraus (Abb. 1).

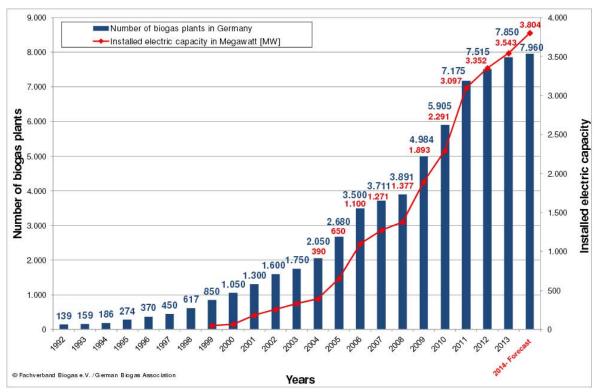


Abb. 1: Anzahl der Biogasanlagen sowie ihrer installierten elektrischen Leistung (in Megawatt) in der Bundesrepublik Deutschland (FACHVERBAND BIOGAS E.V., 2014).

Ähnlich verhält sich der Trend auch in der Republik Österreich. Erst mit dem Inkrafttreten des Ökostromgesetzes (Bundesgesetzblatt I Nr. 149/2002) im Jahr 2002 kam es zu einer Aufwärtsentwicklung. Das erlassene Gesetz garantierte erstmals den Betreibern von Ökostromanlagen eine Abnahme sowie eine fixe Vergütung des von ihnen produzierten Stroms. Eine Novellierung des Ökostromgesetzes erfolgte im Jahr 2012. Erklärtes Ausbauziel ist die Erhöhung der installierten Leistung von Biomasse und Biogas bis zum Jahr 2020 um 1300 Gigawattstunden. Diese politischen Maßnahmen sorgten auch in Österreich für einen Anstieg der Ökostromanlagen. Im Jahr 2002 produzierten 97 mit Bescheid anerkannte Biogasanlagen eine Leistung von 12,19 Megawatt. Diese Zahl erhöhte sich 10 Jahre später auf 368 Anlagen, welche zusammen 106,78 Megawatt produzierten (BOLTZ und GRAF, 2013). Der generelle Anstieg von per Bescheid anerkannte Ökostromanlagen in Österreich seit 2001 ist in Abb. 2 ersichtlich.



Abb. 2: Verlauf der Zunahme von Ökostromanlagen in Megawatt in der Republik Österreich von 2001 bis 2012 (BOLTZ und GRAF, 2013)

Derzeit wird Biogas verwendet um fossile Energieträger in der Energie- und Wärmeproduktion zu ersetzen. Aufgereinigtes Biogas mit einem hohen Methananteil kann auch als Kraftstoff in Erdgasfahrzeugen verwendet werden sowie als Ersatz für Erdgas als Ausgangsmaterial für die Synthese weiterer Chemikalien (WEILAND, 2010).

Wie bereits angeführt setzte mit der Erkenntnis der Begrenztheit von fossilen Energieträgern und ihrem Einfluss auf die globale Klimaerwärmung ein gesteigertes Interesse an der Energiegewinnung aus nachwachsenden Rohstoffen in Biogasanlagen ein. Zum einen ist dies eine unabhängige Form der Energiegewinnung für Länder ohne fossile Bodenschätze, die aufgrund der leichten Lagerbarkeit der einzusetzenden Biomasse kontinuierlich oder auf Bedarf hin verwendet werden kann (WARD et al., 2008; WHITING und AZAPAGIC, 2014). Zum anderen weist die in Biogasanlagen kontrolliert ablaufende anaerobe Verdauung von Biomasse dabei mehrere ökologische Vorzüge auf. Durch die Verbrennung des CO₂-neutral gewonnenen Methans an Stelle von Erdöl, Kohle oder Erdgas wird die weitere Ausschüttung von Kohlenstoff, welcher nicht Teil des momentanen Kohlenstoffzyklus ist, sondern in den Energieträgern gespeichert vorliegt, verhindert. Methan selbst ist ein Treibhausgas. Durch die kontrollierte Zersetzung von Biomasse im luftdichten Fermenter und das Auffangen des entstehenden Gases zur weiteren Verwendung wird ein unkontrolliertes Austreten von Methan in die Atmosphäre verhindert. Bei der anschließenden Verbrennung des Gases bleibt die Bilanz des Kohlenstoffzyklus ausgeglichen (WARD et al., 2008).

Ein positiver Nebeneffekt der anoxischen Verdauung durch Bakterien ist die damit einher-

gehende Mineralisierung der in der Pflanzenmasse gebundenen Baustoffe wie vor allem Stickstoff. Dadurch wird das Kohlenstoff/Stickstoff-Verhältnis verringert. Als Resultat erhöht sich die Stickstoff Verfügbarkeit, die Reste des Gärsubstrates nach der Biogasgewinnung werden als Düngemittel auf landwirtschaftlichen Nutzflächen ausgebracht (WEILAND, 2010).

2.2. Silphium perfoliatum L. als Energiepflanze

Wurde *S. perfoliatum* L. nach ihrer erstmaligen Einfuhr in Europa im 18ten Jahrhundert vorerst lediglich als Zierpflanze, Futterpflanze und Blütenpflanze für die Honigproduktion eingesetzt (SOKOLOV und GRITSAK, 1972; KOWALSKI und KĘDZIA, 2007; WROBEL et al., 2013), so steigt seit dem Jahr 2000 das Interesse an *S. perfoliatum* L. als potentielle alternative Energiepflanze (CONRAD et al., 2009; VETTER et al., 2010; BIERTÜMPFEL et al., 2013; GANSBERGER et al., 2015).

Für dieses gesteigerte Interesse sorgen verschiedene Gründe. Diese sind einerseits ökologischer, andererseits aber auch ökonomischer Natur.

Die ökologischen Vorteile der Durchwachsenen Silphie als Energiepflanze sind oftmals eng mit der Mehrjährigkeit der Pflanze verknüpft. Das langjährige Weglassen der Bodenbearbeitung, sowie das etablierte Wurzelwerk wirken einer Erosion des Bodens, einhergehend mit Nährstoffverlusten, entgegen. Das schnelle Wachstum zusammen mit einem frühen Bestandesschluss und somit einem hohen Bodenbedeckungsgrads ab dem zweiten Anbaujahr ist für die Unterdrückung von Unkrautwachstum verantwortlich. Der daraus resultierende Verzicht auf Herbizide wirkt sich positiv auf die ökologische Bilanz eines Bestandes von *S. perfoliatum* L. aus. Durch die auffällig gelben und nektarführenden Blüten, welche von Anfang Juli bis in den September hinein blühen, ist die Energiepflanze zudem eine Nahrungsquelle für blütenbestäubende Insekten, wie z.B. die Honigbiene. Folglich dient *S. perfoliatum* L. der Erhöhung der Artenvielfalt in der Landwirtschaft (AURBACHER et al., 2012; BIERTÜMPFEL et al., 2013).

Aus ökonomischer Sicht ist die Pflanze vielversprechend: Anbauversuche ergaben, dass *S. perfoliatum* L. hinsichtlich des Trockenmasse(TM)-Ertrages pro Hektar (ha) auf vielen Ackerstandorten durchaus mit denen von Mais mithalten kann (VETTER et al., 2007; MAST et al., 2014). In einem mehrjährigen Vergleichsversuch konnten VETTER und CONRAD (2013) zeigen, dass *S. perfoliatum* L. an zwei Standorten im langjährigen Mittel TM-Erträge über denen von Mais erzielen konnte. Der Durchschnittsertrag im Jahresmittel lag

am Standort Dornburg für *S. perfoliatum* L. bei 222 Dezitonnen (dt) TM/ha und für den Mais bei 198 dt TM/ha. Am Standort Heßberg wurden diese Werte für *S. perfoliatum* L. mit 212 dt TM/ha und für den Mais mit 182 dt TM/ha angegeben (Abb. 3). Da im Laufe der acht Versuchsjahre kein Ertragsrückgang zu verzeichnen war, gehen die Autoren davon aus, dass die Kultur wie in der Literatur vielfach zitiert über eine Dauer von mindestens 10 Jahren genutzt werden kann.

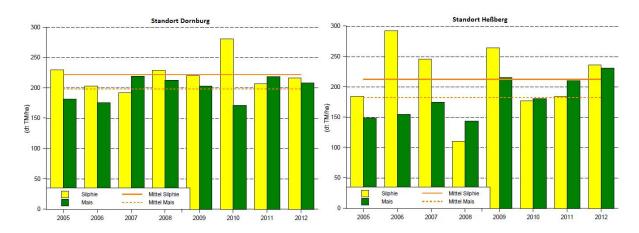


Abb. 3: TM-Ertrag in Dezitonnen TM/ha von *S. perfoliatum* L. zum optimalen Erntetermin im Vergleich zu Silomais "Atletico" an den Versuchsstandorten Dornburg und Heßberg in den Jahren 2005 bis 2012 (verändert nach BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013).

2.2.1. Botanik

S. perfoliatum L. ist eine mehrjährige, bis zu 3 m hohe, gelb blühende C₃-Pflanze aus der Familie der Korbblütler (Asteraceae), Gattung Silphium, welche ursprünglich in den Präriegegenden im Osten von Nordamerika beheimatet war. Sie wächst vor allem an ökologischen Grenzstandorten wie sandigen Flussniederungen, Flussauen, Bachbetten und in oder in der Nähe von offenem Waldland. Die Pflanze kann dabei bis zu 15 Jahre alt werden (STANFORD, 1990).

Im ersten Anbaujahr bildet *S. perfoliatum* L. nach der Keimung im Frühjahr lediglich eine bodenständige, bis zu 50 cm hohe Blattrosette mit bis zu 14 Blättern, sowie einen starken horizontalen Wurzelstock mit zahlreichen Seitenwurzeln aus (GANSBERGER et al., 2015). In diesem Zustand erfolgt die erste Überwinterung. Im zweiten Vegetationsjahr kommt es zu einem deutlichen Zuwachs an Biomasse. Die Pflanze entwickelt aus der Blattrosette mehrere (bis zu 25), an die drei Meter hohe, generative, vierkantige Stängel. Die Anzahl an Stämmen nimmt mit zunehmendem Alter des Organismus zu (STANFORD, 1990; BIERTÜMPFEL et al., 2013; WROBEL et al., 2013). An diesen Stängeln befinden sich 8-14 gegenständig angeordnete Blattpaare, von denen jedes Blatt eine Größe von 30 cm Länge und 20

cm Breite erzielen kann. Die Blätter sind an den Blattenden gezähnt und weisen zudem eine raue Oberfläche auf. Die Blattpaare sind am Stamm miteinander verwachsen und formen eine Art Becher, in welchem sich Regenwasser sammeln kann. Diesem Blattwuchs entsprechend bekam *S. perfoliatum* L. auch den Trivialnamen "Becherpflanze", im Englischen "*Cup plant*" (NEUMERKEL et al., 1978; NIQUEUX 1981; STANFORD, 1990).



Abb. 4: Vergleich eines *S. perfoliatum* L. Bestandes am Standort Grabenegg im ersten Vegetationsjahr am 19.10.2012 (links) und im zweiten Vegetationsjahr am 22.07.2013 (rechts) (Quelle: MARKUS GANSBERGER).

Aufgrund ihres Wurzelsystems, bei dem die Hauptwurzel eine Bodentiefe von bis zu 150 cm erreicht, kann *S. perfoliatum* L. auch langanhaltende Temperaturen von bis zu -30 °C widerstehen (NEUMERKEL et al., 1978; VACEK und REPKA, 1992).

Die generative Vermehrung erfolgt über im Durchmesser 5-8 cm große, auffällig gelb blühende, körbchenförmige Blütenstände, welche sich ab Anfang Juli einzelstehend an den Enden der Stängeln bilden. Jeder dieser Stängel kann dabei 8-10 Körbchen ausbilden. Bis Ende September wachsen neue Blütenstände welche aus 20-30 Zungenblüten und deutlich mehr zwittrigen Röhrenblüten bestehen (NEUMERKEL et al., 1978; NEUMERKEL und MÄRTIN, 1982). Die Befruchtung erfolgt größtenteils in Form von Fremdbestäubung durch Insekten, auch Selbstbestäubung ist fakultativ möglich (VACEK und REPKA, 1992). Von den Honigbienen können pro Hektar bis zu 150 kg Honig produziert werden (SOKOLOV und GRITSAK, 1972).



Abb. 5: Körbchenförmiger Blütenstand von S. perfoliatum L. (JOSEF MAYR, 2014)

Pro Blütenstand bilden sich 20-30 Früchte vom Typ Achäne, welche braun-grau gefärbt sind und eine Abmessung von 9-15 mm Länge, 6-9 mm Breite und 1 mm Dicke aufweisen (Abb. 6: *S. perfoliatum* L Samen vor (A) und nach (B) maschineller Aufbereitung.) (NI-QUEUX 1981; STANFORD, 1990). Das Tausendkorngewicht wird je nach Quelle zwischen 15-20 g (NEUMERKEL et al., 1978) und 23-28 g (VACEK und REPKA, 1992) angegeben.



Abb. 6: S. perfoliatum L Samen vor (A) und nach (B) maschineller Aufbereitung.

2.2.2. Kulturführung

Ein Bestand von *S. perfoliatum* L. kann entweder durch Aussaat, oder durch Pflanzung etabliert werden, wobei die Pflanzung die momentan bevorzugte, wenn auch arbeits- und kostenintensivere Methode ist (VETTER et al., 2010; BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013; BIERTÜMPFEL et al., 2013).

Die Pflanzung erfolgt im Zeitraum von Anfang Mai bis Anfang Juni mit im Gewächshaus

vorgezogenen Jungpflanzen. Anzustreben sind Bestandesdichten von 40.000 Pflanzen/ha, wobei die Pflanzen in einem Reihenabstand von 45 bis 75 cm stehen sollten (BIERTÜMPFEL et al., 2013). Ein Großteil der Kosten bei einer Bestandesetablierung entsteht durch die Pflanzung. Versuche der Thüringer Landesanstalt für Landwirtschaft (TLL) ermittelten ob ein Bestandesschluss auch mit 26.700, bzw. 17.800 Pflanzen/ha erfolgt. Ergebnis war, dass die Anzahl der Jungpflanzen/ha reduziert werden kann. Auch bei geringerer Bestandesdichte konnten immer noch hohe Erträge von *S. perfoliatum* L. geerntet werden. Dennoch steigt bei verminderter Pflanzenzahl das Anlagerisiko. Ungünstige Bedingungen nach der Pflanzung können zu lückigen Beständen führen, die nachfolgend nicht, oder nur schwierig, zu schließen sind. Eine geringere Anzahl von Jungpflanzen/ha führt zur Verzögerung des Bestandesschlusses, sodass im ersten Anbaujahr mehr Arbeitszeit in die Unkrautbekämpfung investiert werden muss (VETTER et al., 2010; BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013). Für das Pflanzen der Jungpflanzen können sowohl handelsübliche Gemüsepflanzmaschinen, als auch Erdbeerpflanzmaschinen verwendet werden (BIERTÜMPFEL et al., 2013).

Die Bestandesetablierung durch Aussaat von *S. perfoliatum* L. ist Grundlage verschiedener Forschungsarbeiten, da ein Ausbringen des Saatguts per Sämaschine eine vorteilhafte Alternative gegenüber der arbeits- und kostenintensiveren Pflanzung darstellt. Im Vergleich zur Pflanzung sollte die Aussaat von *S. perfoliatum* L. früher erfolgen. So wurde in Versuchen der TLL der Zeitraum von Mitte April bis Mitte Juni als mögliche Zeitspanne ausgemacht, wobei der Monat Mai als günstigster Termin empfohlen wird (BIERTÜMPFEL et al., 2013). Es zeigte sich zudem, dass bei einer späteren Aussaat als Mitte Juni bis zum Ende der Vegetationsperiode kein Reihenschluss mehr erzielt werden konnte (VETTER et al., 2010).

Die Samen von *S. perfoliatum* L. weisen eine ausgeprägte Dormanz auf. Es kommt zum nicht-Keimen eines intakten und lebensfähigen Samens trotz günstiger Umweltbedingungen (BEWLEY, 1997). Die Dormanz kann durch verschiedene Methoden gebrochen werden (STANFORD, 1990; VETTER et al., 2010; BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013; BIERTÜMPFEL et al., 2013). Trölenberg (2012) kommt allerdings zum Schluss, dass das Saatgut von *S. perfoliatum* L. nicht dormant ist, sondern lediglich einen spezifischen Anspruch an die Keimtemperatur hat.

Zudem gilt die Pflanze als Kalt- bzw. Wechselkeimer, die länger anhaltende Wechseltemperaturen für die Keimung benötigt und eine Vorbehandlung des Saatguts zu einer erhöhten Keimfähigkeit führt (VETTER et al., 2010; BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013).

Die TLL konnte in Zusammenarbeit mit dem Unternehmen N. L. Chrestensen Samenzucht und Produktion GmbH Erfurt in mehreren Keimversuchen den positiven Effekt von Gibberellinsäure (GA₃) auf die Keimung von *S. perfoliatum* L. nachweisen. So führte ein fünftägiges Vorkühlen bei 5 °C bei zeitgleicher Zugabe von 0,04 % GA₃ zu einer Keimfähigkeit von 83 % (in der Petrischale bei 20 °C) respektive 72 % (in Erde bei 20 °C). Das Keimfähigkeitpotential, das mit Hilfe der Tetrazolium-Testmethode der International Seed Testing Agency (ISTA) von *Helianthus annuus* ermittelt wurde, lag laut VETTER et al. (2010) bei 88 %.

Eine weitere Erhöhung der Keimfähigkeit konnte durch eine mechanische Vorreinigung in Form von Sieben und Windsichten erzielt werden. Dieses aufgereinigte Saatgut erzielte nach chemischer Behandlung mit GA₃ unter Wechseltemperaturen von 8 Stunden (h) bei 30 °C und 16 h bei Zimmertemperatur eine Keimfähigkeit von 84 % (VETTER et al., 2010). Basierend auf diesen Keimversuchen empfiehlt die TLL eine scharfe mechanische Reinigung des Saatguts, einhergehend mit 12 h Einquellen in 0,4 % GA₃ bei anschließender Waschung und Rücktrocknung. Versuche mit Saatgutcoating wurden ebenfalls durchgeführt. Diese führten jedoch nicht zu zufriedenstellenden Ergebnissen (VETTER et al., 2010).

Eine Erhöhung der Keimfähigkeit wird auch durch ein Reiben des Saatguts erreicht, da hierdurch die Dormanz gebrochen werden kann. Ein positiver Nebeneffekt ist, dass durch das Reiben die Samenform homogener und die Ablagegenauigkeit bei einer Aussaat erhöht wird (BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013).

Für die Aussaat wird eine Einzelkornsämaschine empfohlen, welche mit 18er Lochscheiben mit einer Lochung von 2,1 mm bestückt ist. Diese Säscheibe entspricht der üblichen Säscheibe die auch bei der Aussaat von Sonnenblumen, Zuckerrüben und Sorghumhirse verwendet wird (BIERTÜMPFEL et al., 2013). Einen größeren Einfluss auf den Feldaufgang hat zudem die Ablagetiefe. Gewächshausversuche mit vorbehandeltem Saatgut zeigten dabei, dass eine Ablagetiefe von 0,5 bis 1,0 cm den höchsten Feldaufgang ergibt (Abb. 7). Die tiefste getestete Ablagetiefe von 4,0 cm ergab den schlechtesten Feldaufgang. *S. perfoliatum* L. Samen weisen somit eine schwache Triebkraft auf (BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013).

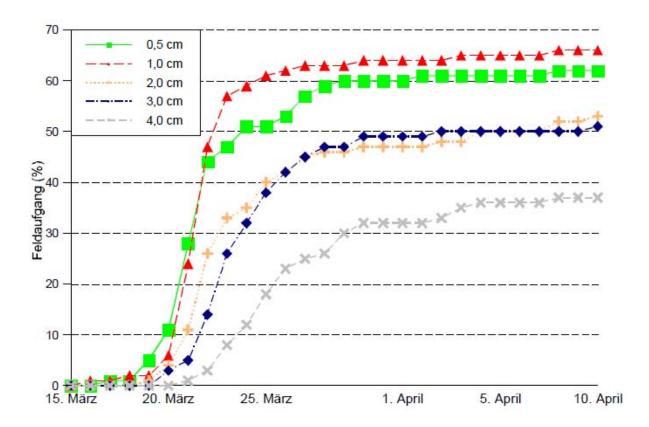


Abb. 7: Einfluss der Ablagetiefe auf die Feldaufgangsrate des vorbehandelten *S. perfoliatum* L. Saatguts, Gewächshausversuch 2012 (BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013).

S. perfoliatum L. benötigt zum Keimen eine Bodentemperatur von über 10 °C und ausreichend feuchtem Boden. Unter diesen Bedingungen durchbrechen die Keimblätter nach ungefähr zehn Tagen die Bodenoberfläche. Bis zum Ende der Vegetationsperiode soll der Bestandesschluss erreicht werden. Erfahrungsgemäß wird dies mit Pflanzen erreicht, deren bodenständige Blattrosetten aus ungefähr 10 bis 12 Blättern bestehen und einen Durchmesser von 40 bis 50 cm aufweisen (BIERTÜMPFEL et al., 2013).

Unabhängig ob die Bestandesetablierung durch Aussaat oder Auspflanzung erfolgt, kann der Silphiumbestand erst im zweiten Vegetationsjahr zum ersten Mal ökonomisch sinnvoll geerntet werden. Als empfohlene Erntezeit wird dabei in Mitteleuropa je nach klimatischen Bedingungen der Zeitraum Ende August bis Mitte September angegeben, also gegen Ende der Blühperiode und zu einem ähnlichen Zeitpunkt wie Silomais. Die Pflanzen sollten dabei einen TM-Gehalt von 25 bis 27 % aufweisen (BIERTÜMPFEL et al., 2013). Der TM-Gehalt kann jedoch je nach Anbaubedingungen und klimatischen Verhältnissen stark variieren. Von verschiedenen Versuchsstandorten werden verschiedene Erträge berichtet, wie z.B. 11 bis 18 Tonnen (t)/ha (NEUMERKEL et al., 1978), 15 bis 19 t/ha (WROBEL et al., 2013), 13 bis 17,2 t/ha (MAST et al., 2014), 15 bis 20 t/ha (PICHARD, 2012) und 8,97 bis

31,3 t/ha (BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013). Der extrem hohe Ertrag von 31,3 t/ha war auf sehr hohe Niederschläge während der Hauptwachstumsphase im Mai zurückzuführen.

Zum Ausschöpfen des Biomasseertragspotentials benötigt *S. perfoliatum* L. eine angepasste Düngung (Neumerkel et al., 1978). Vetter et al. (2010) gehen davon aus, dass pro t TM 10 kg Stickstoff aufgewendet werden muss – ein Wert der unter dem von Mais liegt-, wobei bei seinen Versuchen die Bereitstellung dieses Stickstoffes am effizientesten aus der Kombination von organischer und mineralischer Düngung erfolgte. Andere Versuche gehen von Mengen in ähnlicher Größenordnung für eine effiziente Düngung aus. So erreicht PICHARD (2012) in seinen Düngeversuchen mit *S. perfoliatum* L. bei einer Zugabe im Ausmaß von 200 bis 300 kg Stickstoff/ha einen Ertrag von 17 bis 20 t/ha TM. Neumerkel und Märtin (1982) erzielten in ihren Versuchen mit einer Stickstoffdüngung von 240 kg/ha eine TM von 14,92 t/ha. Auffällig ist, dass mit steigender Zugabe von Stickstoff auch die Erträge stiegen. Dieser Effekt endet ab einer aufgewendeten Düngemittelmenge von ca. 300 kg/ha. Ab dieser Menge war kein relevanter Ertragszuwachs mehr festzustellen (Neumerkel und Märtin, 1982; Pichard, 2012).

2.2.3. Bestandesetablierung

Bei der Produktion von *S. perfoliatum* L. ist zu beachten, dass ein Großteil der Probleme und ein Großteil der aufgewandten Arbeit an der Kultur im ersten Vegetationsjahr auftreten, in welchem bereits das Schließen des Bestandes angestrebt wird (NEUMERKEL et al., 1978; BIERTÜMPFEL et al., 2013).

Mehrfach wird in der Literatur darauf hingewiesen, dass die Jungpflanzen von *S. perfoliatum* L. der Konkurrenz des aufwachsenden Unkrauts nicht gewachsen sind, wodurch im ersten Jahr eine intensive Unkrautbekämpfung notwendig ist (SOKOLOV und GRITSAK, 1972; NEUMERKEL et al., 1978; VETTER et al., 2010; BIERTÜMPFEL et al., 2013). Ein erster vorbeugender Schritt ist eine sorgsame Vorbereitung des Saatbetts. Durch Bodenbearbeitung, wie Pflügen, kann bereits vor der Aussaat ein Teil des Unkrautbewuchs entfernt werden (SOKOLOV und GRITSAK, 1972). Auch kann durch die Wahl einer unkrautunterdrückenden Vorfrucht die Gefahr eines übermäßigen Unkrautbefalls reduziert werden (BIERTÜMPFEL et al., 2013). Dennoch sollte je nach Notwendigkeit und Bewuchs innerhalb der Vegetationsperiode 3- bis 4-mal eine Unkrautbekämpfung mittels Maschinenhacke erfolgen. Diese notwendigen Unkrautbekämpfungsmaßnahmen sollen dabei bei der Wahl des Reihenabstandes berücksichtigt werden. Aufgrund des dichten Bestandes der Silphi-

umkultur ist ab dem zweiten Vegetationsjahr keine Unkrautbekämpfung mehr notwendig (SOKOLOV und GRITSAK, 1972; NEUMERKEL et al., 1978; BIERTÜMPFEL et al., 2013).

Ein weiteres Problem bei der Bestandesetablierung ergibt sich aus dem weiter oben bereits angeführten unregelmäßigen Auflaufen der Silphiumkeimpflanzen nach der Aussaat. Die Verwendung von entsprechend vorbehandeltem Saatgut, welches ein gleichmäßigeres Auflaufen ermöglicht, ist daher empfehlenswert und Gegenstand mehrerer wissenschaftlicher Forschungsarbeiten (VETTER et al., 2010; TRÖLENBERG et al., 2012).

Um den Ertragsausfall im ersten Anbaujahr von *S. perfoliatum* L. aufzufangen, wurden Versuche eines Anbaus unter Deckfrucht durchgeführt. Durch die Deckfrucht konnte im ersten Anbaujahr ein Ertrag erwirtschaftet werden. Allerdings hatte diese eine negative Auswirkung auf den Wachstumsverlauf der Pflanze, welche sich in den darauffolgenden Jahren bedeutend schlechter entwickelte. Aufgrund der mehrjährigen Nutzung von *S. perfoliatum* L. und des erforderlichen geschlossenen Bestandes, sollte auf eine Deckfrucht verzichtet werden. Ein deutlicher finanzieller Aufwand ohne eine Möglichkeit des Ertrags im ersten Vegetationsjahr ist unausweichlich (NEUMERKEL und MÄRTIN, 1982; BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013;).

2.3. Einfluss der Dormanz auf das Keimverhalten

2.3.1. Keimung und Dormanz

Bei der Beurteilung des Keimverhaltens von *S. perfoliatum* L. muss der natürliche Gegenspieler der Keimung, die Dormanz, auch Keimruhe genannt, berücksichtigt werden. Die Keimung eines Samens beginnt mit der Aufnahme von Wasser durch den trockenen, ruhenden Samen, und endet mit der Verlängerung der Embryonalachse, was durch das Durchstoßen der Keimwurzel, auch Radicula genannt, durch die Samenschale sichtbar wird (Bewley und Black, 1994). Im Gegensatz dazu ist die Dormanz als das nicht-Keimen eines intakten und lebensfähigen Samens trotz günstiger Umweltbedingungen festgelegt. Die Dormanz blockiert also intrinsisch die erfolgreiche Keimung eines Samens (Bewley, 1997). Die Dormanz dient der Verhinderung der Keimung, auch wenn die notwendigen Bedingungen für diese eigentlich gegeben sind, die Wahrscheinlichkeit für das Überleben des Keimlings aber als gering einzuschätzen sind. (FENNER und THOMPSON, 2005).

Die Keimung eines Samens wird allgemein in drei Phasen unterteilt: Der Keimprozess beginnt immer mit der Wiederaufnahme von Wasser in den trockenen Samen. Dieser Wasseraufnahme schließt sich als zweite Phase eine rasche Steigerung des Metabolismus an, ausgelöst durch bereits während der Samenreife vorhandene Enzyme, welche durch die Wasserzufuhr aktiviert werden (BEWLEY, 1997). In dieser Phase lässt sich auch die Reaktivierung des Krebs-Zyklus feststellen, wodurch der im Samen vorhandene Embryo mit Adenosintriphosphat versorgt wird (SALON et al., 1988). Den Abschluss des Keimprozesses bildet das Durchstoßen der Radicula durch die den Embryo umgebende Samenschale, wodurch das Keimlingswachstum eingeleitet wird (BEWLEY, 1997).

Die Keimung ist absolut abhängig von einer ausreichenden Verfügbarkeit von Wasser, wobei die Wasseraufnahme in einen reifen, trockenen Samen bei der Keimung ebenfalls triphasisch abläuft (Abb. 8). Zuerst erfolgt eine erste rasche Wasseraufnahme (Phase I), an die sich eine Plateau-Phase (Phase II) anschließt. Erst nach Beendigung des Keimprozesses tritt die dritte Phase ein, bei der die Wasseraufnahme noch einmal erhöht wird. Die Radicula beginnt nun mit dem Streckungswachstum. Dormante Samen, bei denen der Keimprozess nicht beendet wird, treten nicht in die dritte Phase der Wasseraufnahme ein (BEWLEY, 1997).

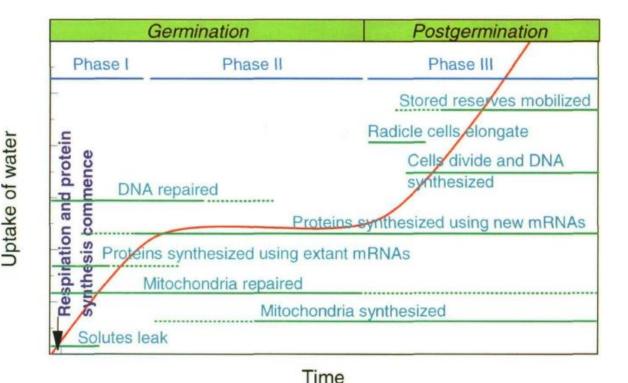


Abb. 8: Triphasische Wasseraufnahme eines reifen Samens während und nach der Keimung und die damit assoziierten Prozesse (BEWLEY, 1997).

2.3.2. Klassifizierung der Dormanz

Bei der Dormanz lassen sich generell zwei verschiedene Arten von Dormanz unterscheiden: Die primäre Dormanz, welche als Standarddormanz angesehen werden kann, und die sekundäre Dormanz.

Als primäre Dormanz bezeichnet man die Dormanz bei Samen, die im reifen Zustand von der Mutterpflanze abgesondert werden, und sich direkt in einem dormanten Zustand befinden (HILHORST, 1995; FINCH-SAVAGE und LEUBNER-METZGER, 2006). Vor dieser Absonderung durchläuft der Samen einen mehrschrittigen Prozess, bei dem zuerst Speicherstoffe angelagert werden. Darauf folgen die Reduzierung des Wassergehaltes und die Anreicherung von Abscisinsäure im Samengewebe, womit eine erhöhte Dürreresistenz einhergeht (KUCERA et al., 2005).

Bei der sekundären Dormanz befinden sich die Samen nach der Samenverbreitung in einem nicht dormanten, oder post-dormanten Zustand. Falls die vorgefundenen Umgebungsbedingungen nicht vorteilhaft sind, treten die Samen in einen dormanten Zustand ein. Diese sekundäre Dormanz ist eng verknüpft mit den annuellen Zyklen in der edaphischen Diasporenbank und kann nach Bedarf aktiviert oder inaktiviert werden, sofern die Um-

weltbedingungen (z.B. verfügbares Licht oder vorhandener Stickstoff) nicht für eine Keimung ausreichend sind (HILHORST, 1998; FINCH-SAVAGE und LEUBNER-METZGER, 2006).

Zur weiteren Unterscheidung der Dormanz erstellten BASKIN und BASKIN 2004 ein Klassifizierungssystem, bei welchem die Samen hinsichtlich ihrer Dormanz in fünf verschiedene Klassen unterteilt werden:

- physiologische Dormanz: die Dormanz bleibt durch chemische Prozesse innerhalb des Samens aufrecht,
- morphologische Dormanz: der Embryo ist noch nicht vollständig entwickelt und die Keimung dadurch verhindert,
- morphophysiologische Dormanz: die beiden erstgenannten Dormanzen treten kombiniert auf,
- physikalische Dormanz: das Eindringen von Wasser zum Embryo wird durch die Samenschale verhindert,
- kombinierte physikalische und physiologische Dormanz: sowohl durch die Testa,
 als auch durch die Physiologie des Samens wird eine Keimung unterdrückt.

Diesen Klassen untergeordnet finden sich zur feineren Unterteilung gegebenenfalls zusätzlich verschiedene Level, die ebenfalls wieder in unterschiedliche Typen unterteilt sein können.

Die am häufigsten vorkommende Form der Dormanz, welche sowohl bei Gymnospermen als auch bei allen großen Angiosperm-Stämmen vorzufinden ist, ist die physiologische Dormanz (FINCH-SAVAGE und LEUBNER-METZGER, 2006). Diese Klassifikation der Dormanz ist die unter Pflanzen des gemäßigten Klimas am häufigsten vorkommende Form. Die physiologische Dormanz wird weiterhin in drei Level unterteilt: die tiefe physiologische Dormanz, die intermediäre physiologische Dormanz und die nicht-tiefe physiologische Dormanz. Von diesen wiederrum ist die nicht-tiefe Dormanz die am häufigsten verbreitete Form der Dormanz, welche sich in den meisten Samen finden lässt. Als Unterscheidungsmerkmal dieses Dormanz-Typus stellt sich dabei heraus, dass Embryos, die aus Samen die zu dieser Klassifizierung gehören, herausseziert werden, zu normalen Keimlingen heranwachsen. Diese Dormanz kann durch Zugabe von GA₃ gebrochen werden. Weitere Methoden zur Brechung der Dormanz sind dabei, abhängig von der Pflanzenart, das

Aufrauhen der Samenschale (Skarifikation), das Nachreifen bei trockener Lagerung, sowie kalte oder warme Stratifikation (BASKIN und BASKIN, 2004). Stratifikation ist der schnelle Verlust der Dormanz eines imbibierten Samens unter artspezifischen Temperaturen (GRAEBER et al., 2012).

2.3.3. Einfluss von Phytohormonen auf die Keimung und die Dormanz

Bereits im Abschnitt 2.2.2 wurde auf den Einfluss von Phytohormonen auf die Aufrechterhaltung oder die Termination der Dormanz hingewiesen. Die chemischen Verbindungen Abscisinsäure (ABA), Gibberelline, Ethylene, Brassinosteroide, Auxine, Cytokinine und weitere Signalmoleküle sind hier als wichtigste chemikalische Verbindungen zu nennen.

Bekannt ist die Wirkung von ABA. Dieses Pflanzenhormon akkumuliert sich bei der Samenreife im Embryo und bewirkt die Etablierung der primären Dormanz (Kucera et al., 2005). Versuche haben dabei gezeigt, dass eine Überexpression von Genen, die für die Produktion von ABA zuständig sind, zu einer erhöhten ABA Konzentration in den Samen führt, was wiederrum die Dormanz des Samens erhöht und die Keimung verhindert (LIND-GREN et al., 2003; Nambara und Marion-Poll, 2003). Im Gegensatz dazu führt eine fehlende ABA Produktion während der Samenreife zu einer Nichtausbildung der primären Dormanz und zu einer frühzeitigen Keimung an der Mutterpflanze, wie anhand von Versuchen mit ABA-fehlenden Mutanten gezeigt wurde (Debeaujon und Koornneef, 2000; Kucera et al., 2005).

ABA verhindert die Keimung eines Samens primär durch Inhibition der dritten Phase der triphasischen Wasseraufnahme, sodass der Samen sich permanent am Ende der Phase II befindet. Das Vorhandensein des Phytohormons verhindert allerdings nicht das Eintreten und das Durchlaufen der ersten beiden Phasen, in denen die erstmalige Wasseraufnahme in den Samen, das erstmalige Wachsen des Embryos und der Bruch der Samenschale erfolgen (Abb. 8). Auch unterdrückt ABA das Brechen des Endosperms, die weitere Ausweitung des Embryos und das Wachstum des Keimlings nach Ausbildung der Radicula (KUCERA et al., 2005). Versuche an dem Modellorganismus *Arabidopsis thaliana* zeigten, dass die ABA Produktion während der Samenentwicklung an zwei Orten lokalisiert ist: dem Embryo oder dem Muttergewebe. Entscheidend für das Ausbilden einer Dormanz ist die embryonal produzierte ABA. Wird das Hormon in dem von der Mutterpflanze stammende Gewebe, welches den Samen umgibt, produziert oder zusätzlich von außerhalb appliziert,

dann bleibt eine dauerhafte Dormanz aus (KARSSEN et al., 1983; NAMBARA und MARION-POLL, 2003).

GA₃ ist der Gegenspieler von ABA. Es hat eine entscheidende Rolle bei der Beendigung der Dormanz und der Durchführung der Keimung (KUCERA et al., 2005). So kommt es zu einer vermehrten Produktion und Anhäufung von GA3 im Samen kurz vor dem Durchstoßen der Samenschale durch die Radicula. Diese Akkumulierung findet vornehmlich an zwei Orten im Embryo statt: zum einen im provaskulären Gewebe, zum anderen im Cortex und in der Endodermis der Wurzel (YAMAGUCHI et al., 2001, KUCERA et al., 2005). Während der Keimung nimmt GA3 zwei Funktionen ein: Es sorgt für ein gesteigertes Wachstumspotential des Embryos und bewirkt durch eine Erhöhung der GA₃-Produktion ein Aufweichung des Gewebes, welches den Embryo umgibt (HILHORST, 1995; Koornneef et al., 2002; KUCERA et al., 2005). So konnten in Experimenten gezeigt werden, dass A. thaliana Mutanten, die kein GA₃ ausbilden, durch die externe Zugabe von GA₃ zum Keimen gebracht werden können (HILHORST und KARSSEN 1992). Das exakte Verhältnis von ABA zu GA3 bestimmt auf pflanzenhormoneller Ebene, ob ein Samen zu keimen beginnt, oder ob stattdessen weiterhin die Dormanz aufrechterhalten wird. Man spricht vom ABA:GA₃-Verhältnis. Das Verhältnis der beiden Pflanzenhormone zueinander ist für eine eventuelle Keimung stärker ausschlaggebend, als die absoluten Mengen an Phytohormonen im Samen (FINCH-SAVAGE und LEUBNER-METZGER, 2006).

2.3.4. Einfluss von Umweltbedingungen auf die Keimung und die Dormanz

Externe Faktoren wie Temperatur, Licht, Tageslänge, Tagestemperatur-Schwankungen, vorhandener Sauerstoff, Feuchte des Bodens und die Versorgung mit Mineralstoffen üben durch ihre Einwirkung auf das ABA:GA₃-Verhältnis Einfluss auf die beiden Prozesse Keimung und Dormanz aus. Eine Verallgemeinerung des konkreten Einflusses des jeweiligen externen Faktors ist schwer zu beziffern und variiert von Art zu Art (BLACK et al., 2006). Diese Aussage wird verständlich, da die am häufigsten auftretende Form der Dormanz, die physiologische Dormanz, bei Samenpflanzen anzufinden ist, welche global über verschiedene Klimazonen verbreitet sind, wodurch jeweils unterschiedliche externe Faktoren die Dormanz und Keimung regulieren können (FINCH-SAVAGE und LEUBNER-METZGER, 2006). Die Umweltbedingungen üben dabei nicht erst nach der Trennung des Samens von der Mutterpflanze einen Einfluss auf den Samen aus. Bereits während der Samenreife determinieren Faktoren wie die Temperatur, die Photoperiode oder die Lichtqua-

lität zu einem gewissen Grad das Keimverhalten und die Bedingungen, die zur Brechung der Dormanz notwendig sind (DONOHUE et al., 2005).

Genauso wie die Umweltbedingungen einer gewissen Fluktuation unterliegen, so variiert auch die Tiefe der Dormanz eines Samens graduell und kontinuierlich und passt sich gegebenenfalls den äußeren Einflüssen an. Dormanz ist folglich eine quantitative Eigenschaft. So führt zum Beispiel das Sinken der Temperaturen im Herbst zu einer stufenlosen Abnahme der nicht-tiefen physiologischen Dormanz bei winterannuellen Pflanzen, sodass eine Keimung vor den Wintermonaten induziert wird. Im Gegenzug dazu führt eine Temperaturzunahme, wie sie im Frühjahr auftritt, zu einer stufenlosen Abnahme der Dormanz bei sommerannuellen Pflanzen (BASKIN und BASKIN 2004; FINCH-SAVAGE und LEUBNER-METZGER, 2006). Werden die Voraussetzungen, die der Samen an die Umweltbedingungen stellt, für eine ausreichende Zeit erfüllt, so wird die Keimung vervollständigt. Das Fehlen einer erforderlichen Umweltbedingung reicht aus, um eine Brechung der Dormanz zu unterbinden (FINCH-SAVAGE und LEUBNER-METZGER, 2006).

Abhängig von der vorliegenden Art der Dormanz sind es verschiedene externe Umweltbedingungen, welche die Dormanz brechen können. Samen, welche über eine physikalische Dormanz verfügen, verlieren diese durch die erhöhte Durchlässigkeit ihrer vorher wasserundurchlässigen Samenschale, sodass Wasser zum Embryo vordringen kann. Dies kann entweder durch Skarifikation, feuchte oder trockene Hitze in der Bodensamenbank, das Durchlaufen des Verdauungstrakts von Tieren, Frost und anschließendem Auftauen oder sogar Feuer geschehen (BASKIN und BASKIN 2001; LONG et al., 2014).

Die am häufigsten vorzufindende und weltweit verbreitete physiologische Dormanz wird durch hormonelle Veränderungen innerhalb des Samens gebrochen. Diese Veränderung des internen hormonellen Gleichgewichts wird dabei durch externe Umweltbedingungen angetrieben, welche zum einen physikalischer, zum anderen chemischer Natur sein können. Physikalischer Einfluss auf den Samen kann unter anderem in Form von Feuchtigkeit, Temperatur und Licht ausgeübt werden, chemischer in Form von exogenen Stoffen in der terrestrischen Umgebung des Samens (Long et al., 2014).

Unter natürlichen Bedingungen vermögen Feuchtigkeit und Temperatur eine Brechung der physiologischen Dormanz durch trockenes Nachreifen unter langanhaltenden trockenen Bedingungen, durch kalte und warme Stratifikation, durch wechseln zwischen nassen und trockenen Bedingungen und durch alternierende Temperaturen herbeizuführen (IGLESIAS-FERNÁNDEZ et al., 2011; LONG et al., 2014). Licht erzielt denselben Effekt in dem Model-

organismus *A. thaliana* durch Eingreifen in komplexe Signaltransduktion-Prozesse in denen der Photorezeptor Phytochrom auf das Licht reagiert und einen Repressor des GA₃-Synthese-Weges neutralisiert. Eine erhöhte GA₃ Produktion einhergehend mit einer Aufhebung der Dormanz ist die Folge (OH et al., 2006).

Chemische Komponenten, welche auf natürlichem Wege Samen dazu bewegen in den Keimprozess einzutreten, sind vor allem solche Stoffe, die sich in unmittelbarer Nähe des Samens im Boden befinden. Zu diesen zählen Karrikine und Glyceronitrile, Stoffe welche man in verbranntem Pflanzenmaterial findet, Nitrat, welches unter anderem aufgrund von Düngemittelrückständen vorkommt, sowie Stickstoffmonoxid und Ethen (Long et al., 2014).

2.3.5. Labormethoden zur Brechung der Dormanz

Wie bereits angeführt, kann eine externe Zugabe von GA₃ das Brechen der Dormanz eines Samens herbeiführen. Diese Methode ist vor allem bei Samen erfolgreich, die eine nicht tiefe physiologische Dormanz aufweisen (BASKIN und BASKIN 2004). Verschiedene weitere Methoden sind beschrieben worden, welche unter Laborbedingungen durchgeführt werden, um die Dormanz zu beenden. So kann eine mehrtägige Lagerung des Samens bei erhöhter oder erniedrigter Temperatur, oder eine Fluktuation zwischen zwei Temperaturbereichen, die Dormanz ausschalten. Auch das Quellen der Samen in 0,2 % Kaliumnitrat-Lösung (KNO₃) erzielt den gewünschten Effekt. Eine weitere Methode der Dormanzbrechung ist die Skarifikation, bei der die schützende Testa, welche das Eindringen von Wasser zum Embryo verhindert, beschädigt wird, sodass sie durchlässig für Flüssigkeiten wird. Diese Vorbehandlung kann entweder rein mechanisch erfolgen, oder aber durch die Zuhilfenahme von ätzenden Substanzen wie z.B. Schwefelsäure (BLACK et al., 2006).

3. Material und Methoden

3.1. Material

3.1.1. Versuchsstandort

Das Versuchsfeld befand sich in Hirschstetten (Wien) auf dem Gelände des AGES Hauptsitzes (Spargelfeldstraße 91, 1220 Wien, siehe Abb. 9)



Abb. 9: Satellitenaufnahme des Versuchsstandort Hirschstetten (Wien). Der Feldversuch wurde innerhalb des rot markierten Bereiches durchgeführt (Bildquelle: Google Maps)

Die Versuchsfläche liegt im pannonischen Klimagebiet und befindet sich auf einer Seehöhe von 168 m bei einer durchschnittlichen Jahrestemperatur von 10,6 °C und einem durchschnittlichen Jahresniederschlag von 536 mm. Der Boden besteht aus geschüttetem Material.

3.1.2. Versuchsaufbau und Faktoren

Der Aussaatversuch wurde im Split Plot Design angelegt. Fünf Aussaattermine wurden vor Versuchsbeginn festgelegt, beginnend am 24.04.2014. Im Abstand von zwei Wochen wurden darauffolgend die anderen Aussaaten durchgeführt, sodass sich chronologisch als weitere Aussaattermine der 08.05.2014, der 22.05.2014, der 05.06.2014 und der 18.06.2014 ergaben.

Innerhalb eines jeden Aussaattermins wurden neun Saatgutvarianten in vierfacher Wiederholung getestet, sodass sich pro Aussaattermin eine Parzellenzahl von 36, bezogen auf das gesamte Versuchsfeld von 180, ergab. Innerhalb einer Wiederholung wurden die Parzellen der neun Saatgutvarianten randomisiert, um eventuell auftretende Randeffekte zu verringern. Lediglich die Parzellen der ersten Wiederholung wurden jeweils von eins bis neun aufsteigend angeordnet.

Jede Parzelle wurde auf eine Breite von einem Meter und einer Länge von vier Meter hin angelegt, sodass sich für das gesamte Versuchsfeld eine Länge von 45 m und eine Breite von 16 m ergaben. Der genaue Aufbau des Versuchsfelds inklusiver der Anordnung aller 180 Parzellen ist aus Abb. 9 ersichtlich.

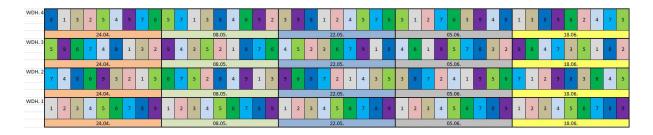


Abb. 9: Der Versuchsplan des Feldversuches. Zu sehen sind die fünf Aussaattermine mit jeweils neun Saatgutvarianten in vierfacher Wiederholung.

Als Saatgut wurden einheitlich aufbereitete Samen vom Standort Hirschstetten (Wien) gewählt, welche 2012 geerntet worden waren.

Das aufbereitete Saatgut wurde unterschiedlich vorbehandelt, sodass neun Saatgutvarianten ausgesät wurden:

- 1) **Unbehandelt:** Es fand keinerlei zusätzliche Saatgutvorbehandlung des aufbereiteten Saatguts statt. Die Lagerung erfolgte bei 10 °C.
- 2) **Vorquellen 24h 0,2 % KNO₃:** Die Samen wurden vor der Aussaat für 24 h in 0,2 % KNO₃-Lösung bei 7 °C vorgequellt.
- 3) **Vorquellen 24h 0,05 % GA₃:** Die Samen wurden vor der Aussaat für 24 h in 0,5 % GA₃-Lösung bei 7 °C vorgequellt.
- 4) **Gebeizt mit TMTD:** Die Samen wurden einmalig für alle Aussaattermine mit dem Breitband-Fungizid TMTD gebeizt und anschließend bis zur Aussaat bei 10 °C gelagert
- 5) Pillierung Pilliermasse mit GA₃ und direkter Trocknung: Die Samen wurden mit einer Pilliermasse, in welche zusätzlich das Pflanzenhormon GA₃ eingearbeitet war, pilliert. Nach dem Aufbringen der Pilliermasse auf den Samen wurden diese sofort rückgetrocknet. Die Lagerung des Saatguts erfolgte bei 10 °C.
- 6) Pillierung Pilliermasse mit GA₃ und Trocknung nach 14 h: Die Samen wurden mit einer Pilliermasse, in welche zusätzlich das Pflanzenhormon GA₃ eingearbeitet war, pilliert. Nach dem Aufbringen der Pilliermasse folgte eine Ruhephase

von 14 h, bevor die Samen rückgetrocknet wurden. Die Lagerung des Saatguts erfolgte bei 10 °C.

- 7) Pillierung Pilliermasse mit GA₃, TMTD und direkter Trocknung: Die Samen wurden mit einer Pilliermasse, in welche zusätzlich das Pflanzenhormon GA₃ und das Breitband-Fungizid TMTD eingearbeitet war, pilliert. Nach dem Aufbringen der Pilliermasse auf den Samen wurden diese sofort rückgetrocknet. Die Lagerung des Saatguts erfolgte bei 10 °C.
- 8) Pillierung Pilliermasse mit GA₃, TMTD und Trocknung nach 14 h: Die Samen wurden mit einer Pilliermasse, in welche zusätzlich das Pflanzenhormon GA₃ und das Breitband-Fungizid TMTD eingearbeitet war, pilliert. Nach dem Aufbringen der Pilliermasse folgte eine Ruhephase von 14 h, bevor die Samen rückgetrocknet wurden. Die Lagerung des Saatguts erfolgte bei 10 °C.
- 9) **Stratifikation, 7 °C/7 Tage:** Die Samen wurden vor der Aussaat für sieben Tage in 100 ml Wasser bei 7 °C vorgequellt.

Die Pillierung des Saatguts wurde von der Firma Kwizda Agro Saatguttechnik, Marchtrenk, Oberösterreich, durchgeführt. Das gesamte Saatgut wurde durchgängig bei 10 °C gelagert.

3.2. Methoden

3.2.1. Keimfähigkeitsprüfung

Die ISTA hat für *S. perfoliatum* L. keine Methode der Keimfähigkeitsprüfung definiert. Zur Bestimmung der Keimfähigkeit wurde auf vorhergehende Versuchsergebnisse der AGES mit *S. perfoliatum* L. Saatgut zurückgegriffen (GANSBERGER et al., 2014). Zeitgleich zu den fünf vollzogenen Aussaatterminen wurden alle neun Saatgutvarianten hinsichtlich ihrer Keimfähigkeit unter Laborbedingungen untersucht. Diese Untersuchungen erfolgten nach der PP Methode (pleated paper – Faltenfilter), bei der je Saatgutvariation zweimal 50 Samen (abweichend von der ISTA Standardmethode, bei der 100 Samen verwendet werden) in ein 50-faltgiges Filterpapier ausgebracht werden. Um eine durchgängige Verpilzung zu verhindern, wurden die Samen in den Falten versetzt angeordnet. Zur Bereitstellung von Wasser für die Keimung wurden die Faltenfilter mit den unpillierten Samen mit 60 ml, und die Faltenfilter mit den pillierten Samen mit 80 ml Wasser getränkt.

Die Lagerung erfolgte im Keimschrank bei Wechseltemperaturen von 20/30 °C und 12 h Licht. Die Auszählung des gekeimten Saatguts erfolgte 7, 14 und 21 Tage nach dem Ansetzten des Keimversuches. Kategorisiert wurden die Samen dabei nach ISTA Richtlinien (ISTA, 2015) je nach Zustand in gekeimt, abnorm und tot:

- Gekeimt: Der Keimling zeigt das Potential bei einer Anzucht in gutem Boden unter günstigen Licht-, Feuchtigkeits- und Temperaturbedingungen eine durchgängige Entwicklung hin zu einer gesunden Pflanze zu vollziehen.
- Abnorm: Der Keimling zeigt nicht das Potential bei einer Anzucht in gutem Boden unter günstigen Licht-, Feuchtigkeits- und Temperaturbedingungen eine durchgängige Entwicklung hin zu einer gesunden Pflanze zu vollziehen.
- Tot: Der Samen absorbiert Wasser, ist unter Umständen weich, verfärbt oder häufig auch mit Schimmelbewuchs. Der Samen zeigt keine Anzeichen von Keimlingsentwicklung.

3.2.2. Aussaat von Silphium perfoliatum L.

Die Aussaat von *S. perfoliatum* L. erfolgte zum einen Teil händisch, zum anderen Teil mit Hilfe einer Sämaschine. Ausschlaggebend für die jeweilige Methode war, ob das verwendete Saatgut pilliert oder unpilliert war. Unpilliertes Saatgut wurde per Hand ausgesät, da die Inhomogenität der einzelnen Samen zu einer zu ungenauen maschinellen Ablage führte. Innerhalb der Reihe wurde auf einen Abstand von 12 cm zwischen den Samen geachtet. Als Ablagetiefe wurde 1 cm festgelegt.

Die maschinelle Aussaat erwies sich mit dem homogeneren pillierten Saatgut als praktikabel, sodass für diese Parzellen eine Sämaschine der Firma Wintersteiger verwendet wurde. Eine Sonnenblumen-Säscheibe (18er Lochscheibe, 2,1 mm) wurde eingesetzt. Der Ansaugdruck wurde auf 110 mbar eingestellt, die Ablage erfolgte ebenfalls innerhalb der Reihe alle 12 cm mit einer Ablagetiefe von 1 cm. Nach jeder mit der Maschine ausgesäten Parzelle wurden die in der Maschine verbliebenen Samen in eine Auffangschale abgesaugt, und diese anschließend kontrolliert. Unversehrtes Saatgut wurde direkt per Hand in die Parzelle nachgesät. Saatgut, bei dem die Pillierung nach dem Durchlaufen der Sämaschine abgebrochen oder unvollständig war, wurde notiert und anschließend durch neues per Hand ersetzt, um die exakte Samenzahl von 50 Samen je Parzelle zu erhalten.

3.2.5. Temperaturmessung

Zur Messung der Bodentemperatur wurde eine Temperatursonde an einen Temperaturdatenlogger des Typs 175-T3 der Firma Testo angeschlossen und auf die Samenablagetiefe von 1 cm in das Versuchsfeld eingegraben. Vom 30.04.2014 00:00:00 bis zum 30.07.2014 00:00:00 wurde die Temperatur halbstündig aufgezeichnet. Am Ende der Messperiode wurden die Daten mit dem Programm Testo Comfort Software Basic Version 5.0 ausgelesen und eine Grafik zum Temperaturverlauf erstellt.

3.2.6. Bewässerung

Ende Mai wurde eine Bewässerungsanlage zwischen der zweiten und der dritten Wiederholung auf dem Versuchsfeld ausgebracht, um auch bei Trockenheit eine ausreichende Wasserversorgung für die Versuchspflanzen zu gewährleisten. Dabei wurde die gesamte Versuchsfläche mit drei Sprinklern abgedeckt. Die Inbetriebnahme der Anlage erfolgte nach Bedarf manuell. Die durchschnittliche Niederschlagsmenge betrug 10 mm/h, wobei meistens morgens oder abends bewässert wurde. Die Betriebszeiten der Bewässerungsanlage wurden notiert und die Bewässerungsmenge berechnet (Tab. 1).

Tab. 1: Datum, Dauer und Bewässerungsmenge der durchgeführten Bewässerung des Freilandversuches.

Datum	Dauer (in h)	Bewässerungsmenge (in
		l/m^2)
05.06.	1	10
07.06.	2	20
09.06.	2	20
10.06.	1,5	15
12.06.	1,5	15
13.06.	2	20
18.06.	2	20
24.06.	1	10
26.06.	2	20
05.07.	2	20
17.07.	1,5	15
Gesamt	18,5	185

3.2.7. Feldhygiene

Wie in Abschnitt 2.2.2 angeführt, ist *S. perfoliatum* L. im ersten Vegetationsjahr sehr anfällig gegenüber Unkräutern und Ungräsern. Diese konkurrieren mit der Pflanze um Licht, Wasser und Nährstoffe, was zu einem verringerten Pflanzenwachstum führt. Folglich ist eine permanente Feldhygiene einzuhalten. Vor der ersten Aussaat wurde das gesamte Versuchsfeld mit einer Fräse bearbeitet, um gekeimte und wachsende Pflanzen zu bekämpfen. Dieser Arbeitsvorgang wurde vor der dritten und vor der fünften Aussaat noch einmal für die hinzukommenden Versuchsflächen wiederholt. Zudem wurde eine Radhacke für die Fläche zwischen den Reihen und eine normale Handhacke für die Bekämpfung innerhalb der Reihe verwendet. Die manuelle Unkrautbekämpfung erfolgte an insgesamt sieben Terminen: 28.05.2014, 10.06.2014, 25.06.2014, 17.07.2014, 25.07.2014, 13.08.2014, 27.08.2014. Dabei wurden insgesamt 44,5 Arbeitsstunden für die Beseitigung von Unkraut aufgebracht. Als häufige Ackerunkräuter traten dabei unter anderem Löwenzahn (Taraxacum), der Weiße Gänsefuß (*Chenopodium album*), verschiedene Amaranth Arten (Amaranthus), das Ackerveilchen (*Viola arvensis*), der Vogelknöterich (*Polygonum aviculare*) und die Ackerwinde (*Convolvulus arvensis*) auf.

3.2.3. Messung des Leaf Area Index

Der Leaf Area Index (Blattflächenindex) wurde mit einem Sensor zur Messung der photosynthetisch aktiven Strahlung (PAR), dem AccuPAR Ceptometer LP-80 von der Firma Decagon Devices, USA, bestimmt. Das Messgerät bestimmt anhand von 80 unabhängigen Sensoren die PAR in dem elektromagnetischen Spektrum von 400-700 nm. Dieser Bereich korreliert mit dem Spektrum des Lichts, welches Pflanzen für die Photosynthese verwenden. Die Daten werden dabei von dem AccuPAR Ceptometer LP-80 in der Einheit Micromols pro Quadratmeter pro Sekunde (µmol m⁻²s⁻¹) wiedergegeben.

Am 28.07.2014 wurde bei bedecktem Himmel die Messungen für alle Parzellen aller fünf Aussaattermine durchgeführt. Pro Parzelle wurde die PAR sechsmal gemessen, wobei die Messung paarweise dreimal oberhalb, und dreimal unterhalb des Bestandes erfolgte um Referenzwerte zu erhalten. Die Messpaare wurden in den Parzellen jeweils nach einem Meter, zwei Meter und drei Meter ermittelt. Die Berechnung des durchschnittlichen PAR und die Ermittlung des Leaf Area Index (LAI) pro Parzelle erfolgte direkt im Messgerät und konnte gespeichert und später wieder ausgelesen werden.

Bei einer ergänzenden Messung am 24.09.2014 wurde der Leaf Area Index lediglich für die Parzellen der pillierten Saatgutvariante 8 gemessen. Die Saatgutvariante 8 wurde als repräsentative Variante des pillierten Saatguts ausgewählt, da dieses die höchste Praxisrelevanz aufweist.

3.2.4. Messung des Bodenbedeckungsgrades

Die Messung des Bodenbedeckungsgrades erfolgte mit Hilfe des Bildanalyseprogramms Sigma Scan pro 5.0, welches von der ehemaligen US-amerikanischen Softwarefirma SPSS Inc. entwickelt wurde. Zur objektiven Bestimmung des prozentualen Anteils der grünen Bedeckung auf einem Quadratmeter Bodenoberfläche wurde mittig innerhalb der zu untersuchenden Parzelle mit Hilfe von zwei Messlatten eine ein Meter mal ein Meter große Fläche festgelegt, welche die gesamte Breite und ein Viertel der Länge der Parzelle abdeckte. Mit einer Digitalkamera wurde der relevante Bereich der Parzelle fotografiert und anschließend mit einem Bildbearbeitungsprogramm anhand der ausgelegten Messlatten auf die erforderte Größe von einem Quadratmeter zugeschnitten. Großflächig auftretendes Unkraut wurde dabei zur Nichtberücksichtigung rot eingefärbt. Anschließend erfolgte das Erkennen der grünen Pixel mit dem bereits erwähnten Programm Sigma Scan pro 5.0. Als Farbschwellenwerte (im Programm color treshold) für den Farbton (hue) wurden die Grenzen 30 bis 130 und für die Sättigung (saturation) die Grenzen 13 bis 100 definiert. Das Programm überzieht alle sich innerhalb dieses Farbschwellenwertes befindenden Pixel mit einem vorher definierten Overlay (vergleiche Abb. 10) Über die Funktion Measure Objects wurde die Gesamtzahl der mit dem Overlay eingefärbten Pixel berechnet. Den prozentualen Anteil des durch S. perfoliatum L. bedeckten Bodens wurde schlussendlich durch folgende Formel berechnet:

%-Bodenbedeckung = [(Gesamtzahl der mit dem *Overlay* eingefärbten Pixel)/(Gesamtpixel des verwendeten Bildausschnittes)]*100



Abb. 10: Vorgehensweise zur Bestimmung des Bodenbedeckungsgrades mit Hilfe des Bildanalyseprogramms Sigma Scan pro 5.0. a: das unbearbeitete Foto, b: das auf einen Quadratmeter zugeschnittene Foto, c: die mit dem Overlay gelb eingefärbten grünen Pixel.

3.2.7. Statistische Auswertung der Ergebnisse

Zur statistischen Auswertung der ermittelten Ergebnisse in dieser Arbeit wurden verschiedene Statistikprogramme verwendet.

Die in dem Abschnitt 4.3.1. dargestellten Liniendiagramme sowie die in den Abschnitten 4.1. und 4.3.2. abgebildeten Balkendiagramme wurden mit Microsoft Office Excel 2007 erstellt.

Die in den Abschnitten 4.1, 4.3.1. und 4.5. verwendeten Boxplot-Diagramme sowie die in den Abschnitten 4.4. und 4.5. angeführten Streudiagramme wurden mit der freien Programmiersprache R Version 3.1.1. erstellt.

Die in Abschnitt 4.1. durchgeführte einfaktorielle Varianzanalyse und die im Abschnitt 4.3.2. durchgeführte zweifaktorielle Varianzanalyse sowie die Tukey-Tests als post-hoc Tests wurden mit dem Programm SPSS Version 21.0 von der Softwarefirma IBM berechnet.

Mit Hilfe der einfaktoriellen Varianzanalyse in Abschnitt 4.1 soll folgende Nullhypothese überprüft werden:

1. H₀: Es gibt keinen Zusammenhang zwischen der Saatgutvorbehandlung und der Keimfähigkeit der *Silphium perfoliatum* L. Samen unter Laborbedingungen.

Mit Hilfe der zweifaktoriellen Varianzanalyse in Abschnitt 4.3.2. sollen folgende Nullhypothesen überprüft werden:

- 1. H_0 : Es gibt keinen Zusammenhang zwischen der Wechselwirkung von Aussaattermin und Saatgutvariante und dem Feldaufgang bei Silphium perfoliatum L.
- 2. H_0 : Es gibt keinen Zusammenhang zwischen dem Aussaattermin und dem Feldaufgang bei Silphium perfoliatum L.
- 3. H_0 : Es gibt keinen Zusammenhang zwischen der Saatgutvariante und dem Feldaufgang bei Silphium perfoliatum L.

4. Ergebnisse

4.1. Keimfähigkeitsversuche unter Laborbedingungen

Um die Keimfähigkeit der neun eingesetzten Saatgutvarianten zu bestimmen wurden zeitgleich zu jedem Aussaattermin Keimfähigkeitsversuche unter Laborbedingungen, orientiert an den Ergebnissen zur Keimfähigkeit von GANSBERGER (2014), durchgeführt. Die dabei erhobenen Daten für alle fünf Aussaattermine zusammengenommen sind der besseren Übersichtlichkeit halber in einem Boxplot Diagramm wiedergegeben (Abb. 11).

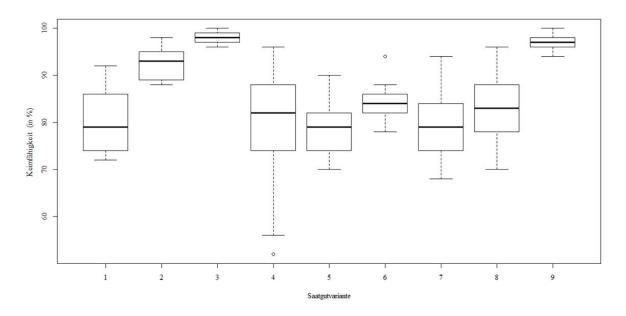


Abb. 11: Boxplot-Diagramm der Keimfähigkeit (in %) aller neun Saatgutvarianten unter Laborbedingungen. Die ermittelten Keimfähigkeiten pro Saatgutvariante von allen fünf Aussaatterminen wurden zusammen genommen und sind in diesem Boxplot wiedergegeben.

Als keimstärkste Saatgutvarianten stellten sich die Variante 3 (24 h vorquellen der Samen in 0,05 % GA₃-Lösung) und die Variante 9 (7 Tage Stratifikation bei 7 °C in 100 ml Wasser) heraus. Bei der Variante 3 lagen der Mittelwert (ersichtlich aus dem Datensatz) und der Median beide bei 98 %, was dem höchsten Wert für alle 9 Varianten entspricht. Das Minimum lag bei 96 %, das Maximum bei 100 % gekeimten Samen. Die Saatgutvariante 9 lag mit einem Mittelwert und Median von 97 % und den Minimal- und Maximalwerten von 94 respektive 100 % nur marginal unter diesen Werten. Beide Saatgutvarianten weisen eine hohe Keimfähigkeit bei einer geringen Spannweite der Daten auf.

Etwas geringere Werte ließen sich bei der Saatgutvariante 2 feststellen (24 h vorquellen der Samen in 0,2 % KNO₃-Lösung). Dort wurde ein Mittelwert von 92,5 % und ein Median von 93 % gekeimten Samen ermittelt, bei einer Spannweite von 10 Prozentpunkten

(Minimum: 88 %, Maximum: 98 %). Die Saatgutvariante 6 (Pilliermasse mit GA₃ und Trocknung nach 14 h) weist mit einer Keimfähigkeit von 84,2 % den vierthöchsten Mittelwert sowie mit 84 % ebenfalls den vierthöchsten Median auf. Zudem ist der Minimalwert mit 78 % noch vergleichsweise hoch. Als Maximum wurde 94 % erreicht.

Die Mittelwerte und der Median der fünf anderen Saatgutvarianten liegen dicht beieinander und bewegen sich alle um die 80 % gekeimte Samen (Variante 1, unbehandelt: Mittelwert von 80,6 %, Median von 79 %; Variante 4, gebeizt mit TMTD: Mittelwert von 79 %, Median von 82 %; Variante 5, pilliert mit GA₃ und direkter Trocknung: Mittelwert von 78,8 %, Median von 79 %, Variante 7, pilliert mit GA₃ und TMTD und direkter Trocknung: Mittelwert von 79,4 %, Median von 79 %; Variante 8, pilliert mit GA₃ und TMTD und Trocknung nach 14 h: Mittelwert von 83,6 %, Median von 83 %).

Auffällig ist zudem noch die sehr breite Streuung der ermittelten Keimfähigkeit bei der Saatgutvariante 4. Ein Minimalwert von 52 % gekeimten Samen wurde ermittelt, der Maximalwert belief sich auf 96 %. Die restlichen Saatgutvarianten weisen eine ungefähr gleich breite Streuung von 20 Prozentpunkten (Variante 1 und Variante 5) bis hin zu 26 Prozentpunkten (Variante 7 und Variante 8) auf.

Um zu testen ob die unterschiedliche Saatgutvorbehandlung Einfluss auf die Keimfähigkeit der *S. perfoliatum* L. Samen unter Laborbedingungen hat, wurde eine einfaktorielle Varianzanalyse durchgeführt. Das Ergebnis dieses strukturprüfenden statistischen Verfahrens ist in Tab. 2 wiedergegeben.

Tab. 2: Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse bezüglich des Einflusses eines Faktors auf die Varianz der Keimfähigkeit von *S. perfoliatum* L. Samen.

Quelle	Quadratsumme	df	Mittel der	F-Wert	p-Wert
	vom Typ III		Quadrate		
Korrigiertes Modell	4500,995	8	562,624	10,685	0,000
Konstanter Term	629140,642	1	629140,642	11948,458	0,000
Variante	4500,995	8	562,624	10,685	0,000
Fehler	4054,400	77	52,655		
Gesamt	636724,000	86			
Korrigierte Gesamtvaria-	8555,395	85			
tion					

Anhand dieser einfaktoriellen Varianzanalyse wurde folgende Nullhypothese bei einem Signifikanzwert von 0,05 überprüft:

H₀: Es gibt keinen Zusammenhang zwischen der Saatgutvorbehandlung und der Keimfähigkeit der *Silphium perfoliatum* L. Samen unter Laborbedingungen.

Aufgrund des Ergebnisses der einfaktoriellen Varianzanalyse wird die Nullhypothese verworfen. Es gibt einen hoch signifikanten Zusammenhang zwischen der Saatgutvorbehandlung und der Keimfähigkeit von *S. perfoliatum* L. Samen unter Laborbedingungen (F_{8,77}=10,685, p=0,000).

Mit Hilfe der einfaktoriellen Varianzanalyse konnte festgestellt werden, dass es zwischen den Mittelwerten der getesteten Gruppen der unabhängigen Variable zum Mittelwert der abhängigen Variablen einen signifikanten Unterschied gibt. Um herauszufinden wo eventuell vorhandene Unterschiede zwischen den Faktorstufen liegen, wurde ein Tukey-Test als Post-hoc Test durchgeführt.

Die Ergebnisse des Tukey-Tests für die Saatgutvarianten sind Tab. 3 zu entnehmen. Es bildeten sich drei Untergruppen (A, B, C), wobei Saatgutvarianten 5, 4, 7, 1, 8 und 6 die Untergruppe A mit der geringsten durchschnittlichen Keimfähigkeit bildeten. In die homogene Untergruppe B wurden die Saatgutvarianten 8, 6 und 2 gruppiert. Die Untergruppe mit der höchsten durchschnittlichen Keimfähigkeit bildete die Untergruppe C mit den Saatgutvarianten 2, 9 und 3.

Tab. 3: Tukey-Test ermittelte homogene Untergruppen der durchschnittlichen Keimfähigkeit der neun Saatgutvarianten unter Laborbedingungen.

Variante	N		Untergruppe	
		A	В	C
5	10	79,00		
4	10	79,00		
7	10	79,00		
1	10	81,00		
8	10	84,00	84,00	
6	10	84,00	84,00	
2	8		93,00	93,00
9	10			97,00
3	8			98,00
Signifikanz		0,791	0,176	0,774

Graphisch werden diese Untergruppen in einem Balkendiagramm in Abb. 12 wiedergegeben.

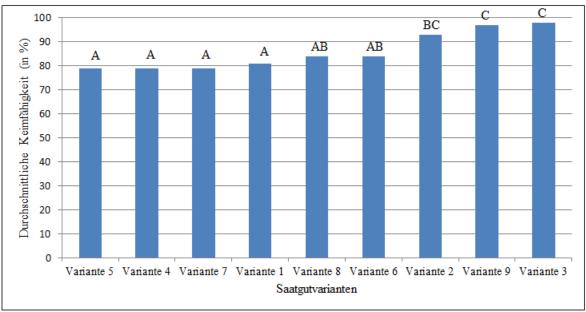


Abb. 12: Tukey-Test ermittelte drei homogene Untergruppen (A, B, C) der durchschnittlichen Keimfähigkeit der neun Saatgutvarianten unter Laborbedingungen.

4.2. Gemessene Bodentemperatur während des Feldversuches

Die Umgebungstemperatur hat einen wesentlichen Einfluss bei der Brechung der Dormanz und somit auch auf das Keimverhalten von Pflanzensamen. Das hormonelle Gleichgewicht im Samen wird durch alternierende Temperaturen nachweislich beeinflusst (Long et al., 2014). Laborversuche zeigen, dass die Dormanz durch Fluktuation zwischen Temperaturbereichen ausgeschaltet werden kann. Auch bei *S. perfoliatum* L. erwiesen sich hohe Temperaturamplituden als positiv für die Keimfähigkeit (Trölenberg et al., 2012; Gansberger et al., 2014). Ein genaues Ermitteln der Bodentemperatur während des Untersuchungszeitraumes war erforderlich. Die gesamte Messperiode erstreckte sich vom 30.04.2014 um 00:00:00 bis zum 31.07.2014 um 00:00:00. Der Kurvenverlauf in Abb. 13 zeigt die gesamte Messperiode. Auffällig ist die starke Fluktuation von Tag- und Nachttemperaturen, welche sich bis auf wenige Tage (z.B. 15.05.2014 und 16.05.2014) über den gesamten Messzeitraum erstreckt. Weiterhin ist hervorzuheben, dass zu Beginn der Messungen während der Nacht noch Bodentemperaturen unter 10 °C erreicht wurden. Diese

niedrigen Werte wurden aber ab dem Sommermonat Juni nicht mehr erreicht. Über den Verlauf der drei Monate ist zudem eine Zunahme der Bodentemperaturen in der Nacht ersichtlich. Lagen die Messwerte Anfang Mai oftmals um die 10 °C oder kurzzeitig darunter, so bewegten sich diese im Juli, dem letzten gemessenen Monat, im Bereich zwischen 15 °C und 20 °C. In manchen Nächten wurden auch höhere Temperaturen erzielt. Mit fortschreitender Messperiode wurde eine verringerte Fluktuation der Temperatur beobachtet. Anhand des Kurvenverlaufes ist eine deutliche Abnahme der Differenz zwischen Maximaltemperatur und Minimaltemperatur innerhalb eines 24 h Zeitraums zu verzeichnen. Beispielsweise belief sich die gemessene Tagesmaximaltemperatur am exemplarisch ausgewählten 09.06.2014 auf 36,9 °C und die gemessene Tagesminimaltemperatur auf 17,1 °C, was einer Differenz von 19,8 °C entspricht. Gegen Ende der Messperiode, dem 27.07.2014, wurde als Tagesminimaltemperatur 19,9 °C gemessen, die Tagesmaximaltemperatur lag bei 30,3 °C, was einer Differenz von nur noch 10,4 °C entspricht.

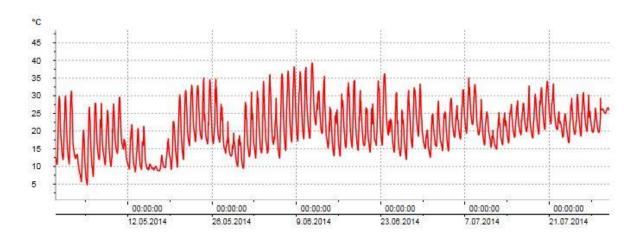


Abb. 13: Temperatur in °C über den gesamten Messzeitraum vom 30.04.2014, 00:00:00 bis zum 31.07.2014, 00:00:00.

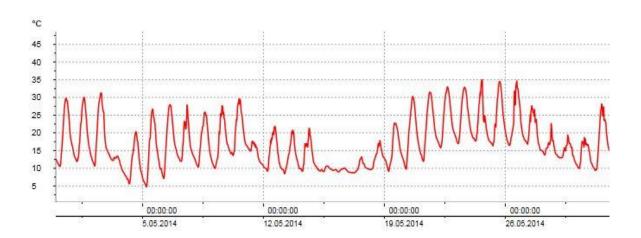


Abb. 14: Temperatur in °C für den Monat Mai vom 30.04.2014, 00:00:00 bis zum 01.06.2014, 00:00:00.

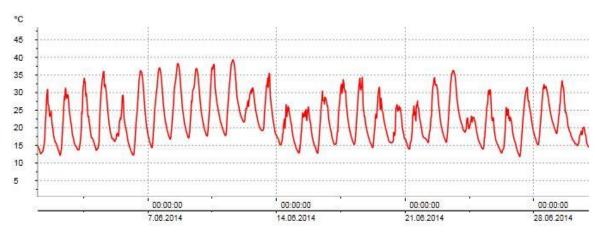


Abb. 15: Temperatur in °C für den Monat Juni vom 01.06.2014, 00:00:00 bis zum 01.07.2014, 00:00:00.

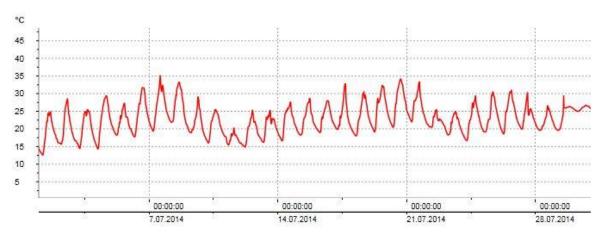


Abb. 16: Temperatur in °C für den Monat Juli vom 01.07.2014, 00:00:00 bis zum 31. 07.2014, 00:00:00.

4.3. Feldaufgang von Silphium perfoliatum L.

4.3.1. Graphische Darstellung des Feldaufgangs von Silphium perfoliatum L.

Der Feldaufgang, also die Anzahl der gekeimten Samen, welche durch die Ackerkrume gestoßen waren, wurde beginnend ab zwei Wochen nach der Aussaat einmal wöchentlich an fünf aufeinander folgenden Wochen erfasst. Bei den hier angeführten Prozentzahlen des Feldaufgangs handelt es sich um den Mittelwert aller vier Wiederholungen einer Saatgutvariante innerhalb eines Aussaattermins.

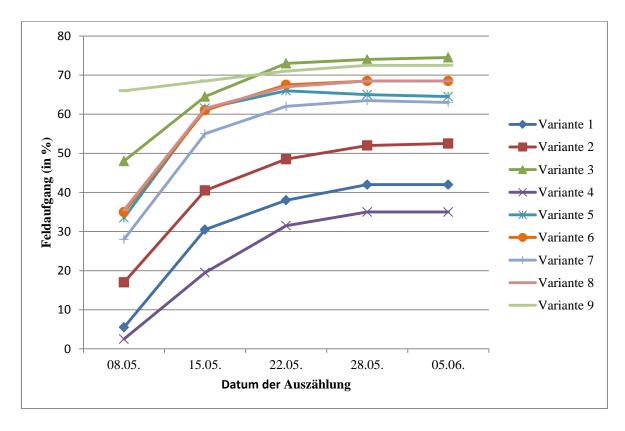


Abb. 17: Zeitlicher Verlauf des beobachteten Feldaufgangs (in %) des ersten Aussaattermins (24.04.2014).

Der erste Aussaattermin (Abb. 17) weist einen vom Entwicklungsverlauf recht einheitlichen Feldaufgang der neun unterschiedlichen Saatgutvarianten auf. Anzuführen ist, dass die Variante 9 (Stratifikation bei 7 °C für 7 Tage) den schnellsten Feldaufgang erzielte. Die unbehandelten bzw. lediglich mit TMTD gebeizten Samen (Varianten 1 und 4) wiesen die geringste Keimfähigkeit auf, wogegen alle Varianten bestehend aus pilliertem Saatgut (Varianten 5 bis 8) recht einheitliche Werte beim Feldaufgang erreichten. Bei der letzten Auszählung, sechs Wochen nach der Aussaat, erreichten die in 0,05 % GA₃-Lösung vorgequellten Samen (Variante 3) den höchsten Feldaufgang. 74,5 % der auf dem Feld ausgebrachten Samen durchstießen mit ihren Primärblättern die Ackerkrume.

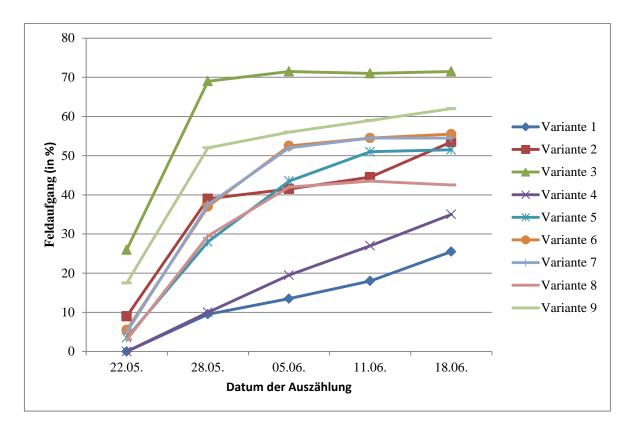


Abb. 18: Zeitlicher Verlauf des beobachteten Feldaufgangs (in %) des zweiten Aussaattermins (08.05.2014).

Eine ähnliche Tendenz ergab sich auch am zweiten Aussaattermin (Abb. 18). Auch hier erzielten die Variante 1 und die Variante 4 die schlechtesten Feldaufgänge (jeweilig 25,5 % und 35 %), während die Variante 3 erneut die höchste Keimfähigkeit erreichte (71,5 %). Das pillierte Saatgut lag wieder relativ dicht beieinander, insgesamt jedoch mit niedrigeren Werten als beim ersten Aussaattermin zwei Wochen zuvor. Fast unverändert blieb der Feldaufgang bei der mit KNO₃ vorbehandelten Saatgutvariante (Variante 2). Der Wert erhöhte sich um einen Prozentpunkt auf 53,5 %.

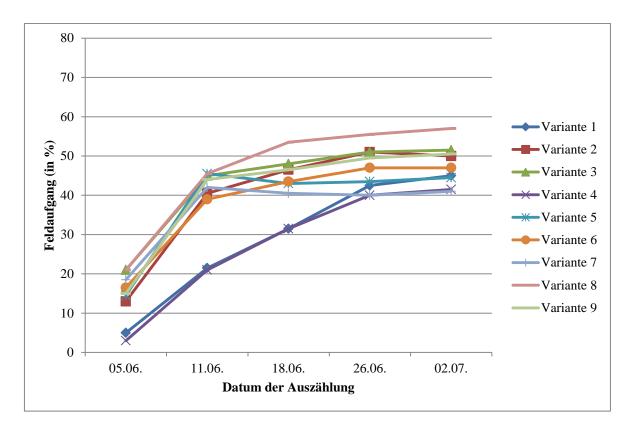


Abb. 19: Zeitlicher Verlauf des beobachteten Feldaufgangs (in %) des dritten Aussaattermins (22.05.2014).

Auch beim dritten Aussaattermin (Abb. 19) erreichten Variante 1 und Variante 4 die langsamste und niedrigste Keimfähigkeit. Bis zum Ende der dokumentierten Auszählungen nach 6 Wochen verminderte sich jedoch der Abstand zu den anderen Varianten. Variante 3 und Variante 9 zählten auch diesmal wieder zu den Varianten mit dem höchsten Feldaufgang (51,5 % und 50,5 %), wenn auch bei diesem Aussaattermin Variante 8 (mit GA₃ und TMTD pillierte Samen, welche nicht direkt, sondern erst 14 Stunden nach der Pillierung getrocknet wurden) mit 57 % den höchsten Wert aufweist. Im Vergleich mit den ersten beiden Aussaatterminen ergaben sich noch zwei weitere Auffälligkeiten: Zum einen lagen die Höchstwerte des Feldaufgangs am dritten Aussaattermin deutlich unter den früheren Aussaatterminen, zum anderen lag der Umfang des Wertebereiches deutlich näher beisammen. Rangiert der Feldaufgang am ersten Aussaattermin noch zwischen 35 % Minimum (Variante 4) und 74,5 % Maximum (Variante 3), respektive 25,5 % Minimum (Variante 1) und 71,5 % Maximum (Variante 3) am zweiten Aussaattermin, so wurden am dritten Aussaattermin nur noch Werte im Bereich von 41 % Minimum (Variante 7) und 57 % Maximum (Variante 8) erreicht, was einer Differenz von 16 Prozentpunkten entspricht. Beim ersten Aussaattermin betrug diese Differenz noch 39,5 Prozentpunkte und beim zweiten Aussaattermin sogar 46 Prozentpunkte.

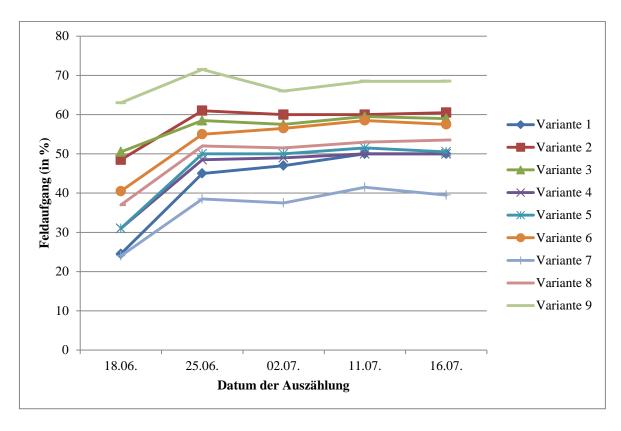


Abb. 20: Zeitlicher Verlauf des beobachteten Feldaufgangs (in %) des vierten Aussaattermins (05.06.2014).

Der vierte Aussaattermin (Abb. 20) ergab einige Besonderheiten. Bei allen Varianten gab es bereits bei der ersten Auszählung, zwei Wochen nach der Aussaat, einen im Vergleich hohen Feldaufgang. Im Gegensatz zu den anderen vier Aussaatterminen erreichten hier alle Saatgutvarianten einen Wert von über 20 % Feldaufgang, wobei die Variante 7 mit 24 % gekeimten Samen, zwei Wochen nach der Aussaat, die Variante mit der niedrigsten Keimfähigkeit war. Beim vierten Aussaattermin konnte ein verhältnismäßig schneller Feldaufgang festgestellt werden. Auch veränderten sich die Werte kaum noch ab der zweiten Auszählung, drei Wochen nach der Aussaat. Auffällig war weiterhin, dass erstmals die Varianten 1 und 4 gleich mit dem unteren Mittelfeld lagen, hingegen nun Variante 7 deutlich das Schlusslicht mit einem Feldaufgang von 39,5 % ergab. Den höchsten Feldaufgang erreichte Variante 9 (68,5 %), welche bereits bei der ersten Auszählung mit 63 % gekeimten Samen den höchsten Wert erzielte. Der Umfang des Wertebereichs stieg mit einem Minimum von 39,5 % (Variante 7) und einem Maximum von 63 % (Variante 9) im Vergleich zum dritten Aussaattermin um 13 Prozentpunkte auf 29 Prozentpunkte an.

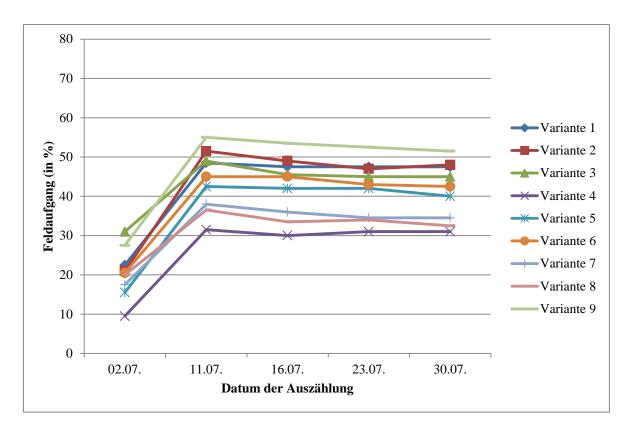


Abb. 21: Zeitlicher Verlauf des beobachteten Feldaufgangs (in %) des fünften Aussaattermins (18.06.2014).

Der fünfte und letzte Aussaattermin (Abb. 21) zeigte im Vergleich zu den früheren vier Aussaatterminen einen niedrigeren Feldaufgang. Das bei der Variante 9 erzielte Maximum (51,5 %) aller Saatgutvarianten des fünften Aussaattermins ergab das niedrigste Maximum über alle fünf Aussaattermine hinweg. Zudem war auffällig, dass alle Varianten bei der zweiten Auszählung, also drei Wochen nach der Aussaat, ihren maximalen Feldaufgang erreichten. Danach verringerte sich bei allen der Wert durch das Absterben von Jungpflanzen um wenige Prozent. Der niedrigste Feldaufgang mit 31 % wurde, wie schon bei dem ersten Aussaattermin, bei der Saatgutvariante 4 verzeichnet. Alle Werte befanden sich in einem Bereich von 20,5 Prozentpunkten, was ebenfalls im Vergleich mit den anderen Aussaatterminen eine geringe Differenz darstellt. Die beiden pillierten Saatgutvarianten 7 und 8 wiesen einen ähnlich niedrigen Feldaufgang (34,5 % respektive 32,5 %) auf wie Variante 4, die unbehandelten Samen der Variante 1 erzielten bei diesem Aussaattermin den dritthöchsten Feldaufgang.

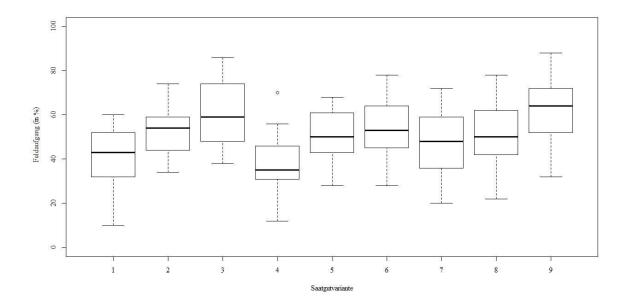


Abb. 22: Boxplot-Diagramm des gemittelten Feldaufgangs (in %) aller neun Saatgutvarianten für alle fünf Aussaattermine.

Ein Vergleich des Feldaufgangs der neun Saatgutvarianten über alle fünf Aussaattermine des Feldversuches hinweg zeigt, dass sich Tendenzen, welche sich bereits bei den einzelnen Aussaatterminen ergaben, auch im Boxplot-Diagramm (Abb. 22) wiederfinden. Auffällig sind die Saatgutvarianten 1 (Median von 43 %) und 4 (Median von 35 %). Sie stellen die Saatgutvarianten mit dem niedrigsten Feldaufgang dar, eine Tendenz die sich bereits in den Graphen des zeitlichen Verlaufs des Feldaufgangs bei allen fünf Aussaatterminen ergab. Bei diesen beiden Varianten befinden sich die niedrigsten ermittelten Werte, wie die unteren Whisker zeigen. Auch die Höchstwerte, repräsentiert durch die oberen Whisker, liegen deutlich unter denen der anderen Varianten, mit Ausnahme eines statistischen Ausreißers bei der Behandlung des Samens mit TMTD.

Den höchsten gemittelten Feldaufgang ergab die Saatgutvariante 9 mit einem Median von 64 %, Maximum von 88 % und Minimum von 32 %, gefolgt von der Saatgutvariante 3 mit einem Median von 59 %, Maximum von 86 % und Minimum von 38 %. Auch diese Tendenz war bereits im zeitlichen Verlauf an den einzelnen Aussaatterminen feststellbar.

Ebenfalls zu den Varianten mit einem hohen gemittelten Feldaufgang können die Samen gezählt werden welche mit KNO₃ vorbehandelt wurden (Saatgutvariante 2). Am Ende der Auszählungsperiode, sechs Wochen nach der Aussaat, lag der Median bei 54 % Feldaufgang. Die Messwerte waren dabei nicht so weit gestreut wie die der vorher genannten Varianten 3 und 9. Das Maximum lag bei 74 % Feldaufgang, und das Minimum bei 34 %.

Die pillierten Samen wiesen einen durchschnittlich hohen gemittelten Feldaufgang auf.

Der Median von Variante 5 betrug am letzten Auszähltermin 50 % (mit einem Maximum von 68 % und einem Minimum von 28 %) und der von Variante 6 belief sich auf 53 % (mit einem Maximum von 78 % und einem Minimum von ebenfalls 28 %). Variante 7 kam auf einen Median des Feldaufgangs von 48 % (mit einem Maximum von 72 % und einem Minimum von 20 %) und Variante 8 erzielte einen Wert von 50 % (mit einem Maximum von 78 % und einem Minimum von 22 %). Auffällig war, dass bei dem pillierten Saatgut die beiden Varianten bei denen die Pilliermasse erst nach 14 Stunden getrocknet wurde (Variante 6 und Variante 8) sowohl einen höheren Median, als auch einen höheren maximalen gemittelten Feldaufgang aufwiesen.

4.3.2. Statistische Auswertung des Feldaufgangs bei Silphium perfoliatum L.

Bei der Durchführung der Freilandversuche war der Einfluss von verschiedenen Faktoren auf den Feldaufgang von Relevanz. Diese wurden mit Hilfe einer zweifaktoriellen Varianzanalyse ermittelt (Tab. 4). Dabei war der erste Faktor der Aussaattermin, der zweite Faktor die Saatgutvariante und der Feldaufgang sechs Wochen nach der Aussaat die abhängige Variable.

Tab. 4: Ergebnisse der zweifaktoriellen Varianzanalyse zur Überprüfung des Einflusses zweier Faktoren auf die Varianz des Feldaufgangs.

Quelle	Quadratsumme	df	Mittel der	F-Wert	p-Wert
	vom Typ III		Quadrate		
Korrigiertes Modell	23346,978	44	530,613	4,233	0,000
Konstanter Term	462891,022	1	462891,022	3692,843	0,000
Aussaattermin	7150,978	4	1787,744	14,262	0,000
Variante	8710,178	8	1088,772	8,686	0,000
Aussaattermin * Variante	7485,822	32	233,932	1,866	0,008
Fehler	16922,000	135	125,348		
Gesamt	503160,000	180			
Korrigierte Gesamtvaria-	40268,978	179			
tion					

Anhand der Ergebnisse der zweifaktoriellen Varianzanalyse wurden folgende Nullhypothesen bei einem Signifikanzwert von 0,05 überprüft:

1. H₀: Es gibt keinen Zusammenhang zwischen der Wechselwirkung von Aussaattermin und Saatgutvariante und dem Feldaufgang bei Silphium perfoliatum L.

Aufgrund des Ergebnisses der zweifaktoriellen Varianzanalyse wird die Nullhypothese verworfen. Es gibt einen hoch signifikanten Zusammenhang zwischen der Wechselwirkung von Aussaattermin und Saatgutvariante und dem Feldaufgang bei *Silphium perfoliatum* L (**F**_{32, 135}=**1,866, p=0.008**). Die Interaktion zwischen Aussaattermin und Saatgutvariante resultiert in einen höheren Feldaufgang bei *S. perfoliatum* L. Samen als alleine aufgrund des Aussaattermins und der Saatgutvariante zu erwarten wären.

2. H₀: Es gibt keinen Zusammenhang zwischen dem Aussaattermin und dem Feldaufgang bei Silphium perfoliatum L.

Aufgrund des Ergebnisses der zweifaktoriellen Varianzanalyse wird die Nullhypothese verworfen. Es gibt einen hoch signifikanten Zusammenhang zwischen dem Aussaattermin und dem Feldaufgang bei S. perfoliatum L. ($\mathbf{F_{4,\,135}}$ =14,262, \mathbf{p} =0,000).

3. H_0 : Es gibt keinen Zusammenhang zwischen der Saatgutvariante und dem Feldaufgang bei Silphium perfoliatum L.

Aufgrund des Ergebnisses der zweifaktoriellen Varianzanalyse wird die Nullhypothese verworfen. Es gibt einen hoch signifikanten Zusammenhang zwischen der Saatgutvariante und dem Feldaufgang bei S. perfoliatum L. ($\mathbf{F_{8,135}}$ =8,686, \mathbf{p} =0,000).

Mit Hilfe der zweifaktoriellen Varianzanalyse wurde festgestellt, dass es zwischen dem Mittelwert der getesteten Gruppen der drei unabhängigen Variablen zum Mittelwert der abhängigen Variablen einen signifikanten Unterschied gibt. Um herauszufinden wo eventuell vorhandene Unterschiede zwischen den Faktorstufen liegen, wurden Tukey-Tests als Post-hoc Tests durchgeführt.

Die Ergebnisse des Tukey-Tests für die Saatgutvarianten sind der Tab. 5 zu entnehmen. Dabei bildeten sich vier Untergruppen, wobei Saatgutvarianten 4, 1 und 7 die homogene Untergruppe A mit dem geringsten Feldaufgang bildete. In die homogene Untergruppe B wurden die Saatgutvarianten 1, 7, 5 und 8 gruppiert. Darauf folgt die homogene Untergruppe C mit den Saatgutvarianten 7, 5, 8, 6 und 2. Interessant ist, dass sich in dieser Gruppe alle Saatgutvarianten mit pilliertem Saatgut befinden. Die letzte homogene Unter-

gruppe und die mit dem höchsten durchschnittlichen Feldaufgang besteht aus den Saatgutvarianten 5, 8, 6, 2, 3, 9. Diese Gruppe ist jene, welche die meisten Faktorstufen enthält.

Tab. 5: Tukey-Test ermittelte homogene Untergruppen des durchschnittlichen Feldaufgangs der neun ausgesäten Saatgutvarianten.

Variante	N	Untergruppe			
		A	В	C	D
4	20	38,50			
1	20	42,00	42,00		
7	20	46,50	46,50	46,50	
5	20		50,20	50,20	50,20
8	20		50,80	50,80	50,80
6	20			54,20	54,20
2	20			55,00	55,00
3	20				58,20
9	20				61,00
Signifikanz		0,374	0,248	0,292	0,066

Graphisch werden diese Untergruppen in einem Balkendiagramm in der Abb. 23 wiedergegeben. Zu beachten ist, dass es nur drei Saatgutvarianten gibt (Variante 4, Variante 3 und Variante 9) welche jeweils nur einer homogenen Untergruppe zugeordnet sind. Die pillierten Saatgutvarianten, welche die Möglichkeit der maschinellen Aussaat und somit die höchste Praxisrelevanz aufweisen, wurden gesondert herausgestellt. Sie sind in der Graphik rot umrandet.

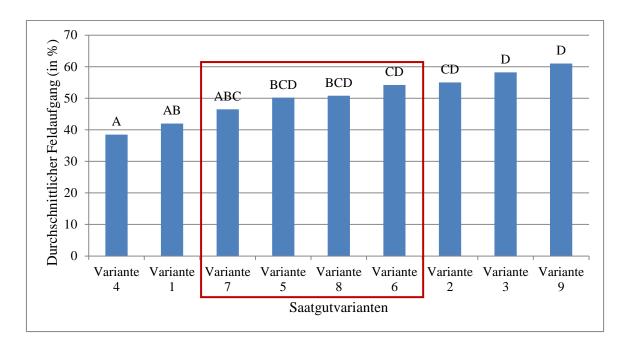


Abb. 23: Tukey-Test ermittelte vier homogenen Untergruppen (A, B, C, D) des durchschnittlichen Feldaufgangs (in %) der neun ausgesäten Saatgutvarianten. Die praxisrelevanten, maschinell ausgesäten, pillierten Saatgutvarianten sind rot umrandet.

Für die fünf Aussaattermine wurde ein Tukey-Test als Post-hoc Test durchgeführt, um eventuell vorhandene Unterschiede zwischen den Faktorstufen aufzuzeigen. Die Ergebnisse dieses Tests sind der Tab. 6 zu entnehmen. Den mit 41,39 % geringsten durchschnittlichen Feldaufgang wies der letzte Aussaattermin auf (18.06.2014), welcher zusammen mit dem dritten Aussaattermin (22.05.2014) die erste (A) von drei homogenen Untergruppen bildet. In der zweiten homogenen Untergruppe (B) befinden sich der dritte (22.05.2014), der zweite (08.05.2014) und der vierte (05.06.2014) Aussaattermin. Die homogene Untergruppe mit dem durchschnittlichen höchsten Feldaufgang (C) wird gebildet von dem vierten Aussaattermin (05.06.2014) und dem ersten Aussaattermin (24.04.2014).

Tab. 6: Tukey-Test ermittelte homogene Untergruppen des durchschnittlichen Feldaufgangs der fünf Aussaattermine.

Aussaattermin	N	Untergruppe		
		A	В	C
18.06.2014	36	41,39		
22.05.2014	36	47,56	47,56	
08.05.2014	36		50,17	
05.06.2014	36		54,33	54,33
24.04.2014	36			60,11
Signifikanz	36	0,140	0,082	0,190

Graphisch werden diese Untergruppen noch einmal in einem Balkendiagramm in der Abb. 24 wiedergegeben. Auffällig ist, dass lediglich der erste (24.04.2014) und der letzte (18.06.2014) Aussaattermin nur einer homogenen Untergruppe zugeordnet sind.

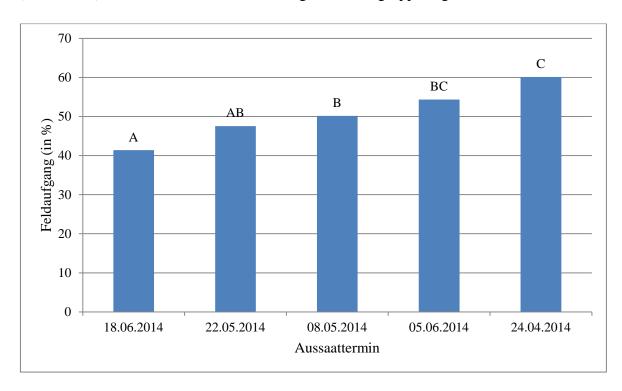


Abb. 24: Tukey-Test ermittelte vier homogenen Untergruppen (A, B, C, D) des durchschnittlichen Feldaufgangs (in %) der fünf Aussaattermine.

4.4. Bodenbedeckungsgrad

Ziel der Aussaat ist die Bestandesetablierung. Ein hoher Grad der Bodenbedeckung ist ein Indikator für eine erfolgreiche Etablierung der Kultur. Zwecks Reduzierung der Komplexität der Messungen wurde der Bodenbedeckungsrad für jeden der fünf Aussaattermine lediglich bei den Parzellen der Saatgutvariante 8 (Pilliermasse mit GA₃ und TMTD & Trocknung nach 14 h) ermittelt. Diese Variante der Samenvorbehandlung wurde gewählt, da sie aufgrund der durchgeführten maschinellen Aussaat einen hohen Praxisbezug aufweist. Der Bodenbedeckungsgrad wurde drei Monate nach der Aussaat ermittelt. Die Ergebnisse der Messungen sind in Tab. 7 enthalten.

Tab. 7: Messergebnisse des durchschnittlichen Bodenbedeckungsgrads (in %) der Saatgutvariante 8 mit dem durchschnittlichen Feldaufgang (in %) für alle fünf Aussaattermine.

Aussaattermin	Saatgutvariante	Ø Bodenbedeckungs-	Ø Feldaufgang (in
		grad (in %)	%)
24.04.2014	8 (n=4)	64,95	68,5
08.05.2014	8 (n=4)	58,85	42,5
22.05.2014	8 (n=4)	66,05	57,0
05.06.2014	8 (n=4)	81,17	53,5
18.06.2014	8 (n=4)	39,17	32,5

Den Zusammenhang von ermitteltem Feldaufgang und gemessenem Bodenbedeckungsgrad zeigt das Streudiagramm (Abb. 25). Ein linearer Zusammenhang ist erkennbar. Dieser kann anhand der Produkt-Moment-Korrelation von Pearson berechnet werden. Der Korrelationskoeffizient ergab $\mathbf{r}(18)=0.59$, $\mathbf{p}=0.0059$. Der Bodenbedeckungsgrad korreliert folglich mit dem Feldaufgang.

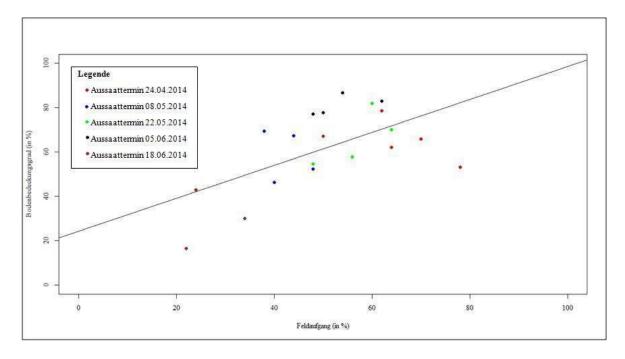


Abb. 25: Zusammenhang zwischen Feldaufgang (in %) und dem Bodenbedeckungsgrad (in %) der Saatgutvariante 8 (Pilliermasse mit GA_3 & TMTD und Trocknung nach 14 h) gemessen drei Monate nach der Aussaat für alle fünf Aussaattermine (rot=24.04.2014, blau=08.05.2014, grün=22.05.2014, schwarz=05.06.2014, braun=18.06.2014).

4.5. Leaf Area Index

Als Vergleichswert und Indikator für eine optimale Bestandesetablierung im ersten Anbaujahr wurde der Leaf Area Index ermittelt. Die erste Messung erfolgte am 28.07.2014. Der Leaf Area Index für die ersten vier Aussaattermine wurde bestimmt. Der Leaf Area Index der Parzellen des letzten Aussaattermins wurde nicht erhoben, da diese zum Messzeitpunkt (28.07.2014) noch nicht die fünfte Auszählung des Feldaufgangs (30.07.2014) durchlaufen hatten. Es wurden folglich von 144 Parzellen Messdaten erhoben. Die Ergebnisse sind zur besseren Übersichtlichkeit im Boxplot der Abb. 26 wiedergegeben.

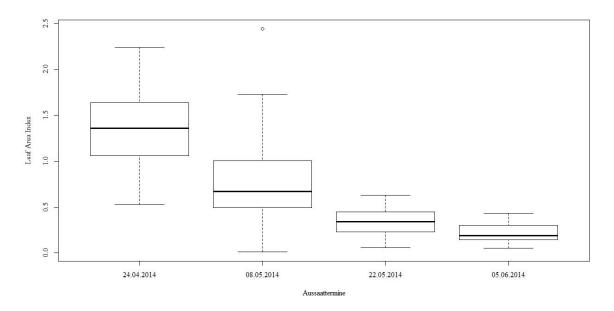


Abb. 26: Boxplot des gemessenen Leaf Area Index der ersten vier Aussaattermine am 28.07.2014.

Die Parzellen des ersten Aussaattermins (24.04.2014) erzielten 95 Tage nach der Aussaat einen durchschnittlichen Leaf Area Index von 1,361 bei einem Median von 1,36. Das Minimum lag bei 0,53, das Maximum bei 2,24. Am zweiten Aussaattermin (08.05.2014) wurde über alle 36 Parzellen hinweg 81 Tage nach der Aussaat ein Mittelwert von 0,75 erzielt, wobei der Wert des Medians 0,67 ergab. Als höchster Wert wurde 2,44 und als niedrigster 0,01 gemessen, was dem höchsten Umfang aller vier Termine entspricht. Am dritten Aussaattermin erreichte der Mittelwert 67 Tage nach der Aussaat 0,346 und der Median 0,34. Als Maximalwert wurde 0,63 und als Minimalwert 0,06 gemessen. Die Parzellen des vierten Aussaattermin, 53 Tage nach der Aussaat, wiesen einen durchschnittlichen Leaf Area Index von 0,214 bei einem Median von 0,19 auf. Das Minimum belief sich auf 0,05 und das Maximum auf 0,43.

Werden die gemessenen Daten des Leaf Area Index und des ermittelten Feldaufgangs am letzten Auszähltermin sechs Wochen nach der Aussaat in einem Streudiagramm (Abb. 27) wiedergegeben, lässt sich optisch ein linearer Zusammenhang erkennen.

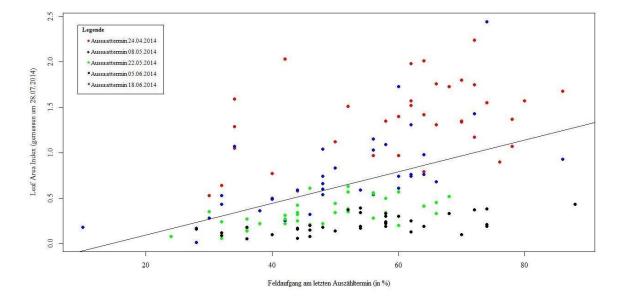


Abb. 27: Streudiagramm-Vergleich von ermitteltem Feldaufgang am letzten Auszähltermin (in %) und dem am 28.07.2014 gemessenen Leaf Area Index aller 144 Parzellen der ersten vier Aussaattermine (rot=24.04.2014, blau=08.05.2014, grün=22.05.2014, schwarz=05.06.2014).

Um den linearen Zusammenhang zwischen den gepaarten Messwerten des Feldaufgangs am letzten Auszähltermin und des Leaf Area Index bei der Messung am 28.07.2014 zu bestimmen, wurde die Produkt-Moment-Korrelation von Pearson angewendet. Der Korrelationskoeffizient aller Messwerte belief sich dabei auf $\mathbf{r}(142)=0.46$, $\mathbf{p}=6,857e-9$. Der am 28.07.2014 gemessene Leaf Area Index korreliert folglich mit dem Feldaufgang.

Eine weitere Messung des Leaf Area Index wurde am 24.09.2014 durchgeführt, wobei die Messungen sich auf die Parzellen mit der Saatgutvariante 8 (Pilliermasse mit GA₃ und TMTD & Trocknung nach 14 h) beschränkten. Der dabei ermittelte durchschnittliche Leaf Area Index der vier Parzellen von jedem der fünf Aussaattermine lässt sich der Tab. 8 entnehmen.

Tab. 8: Mittelwerte des Leaf Area Index der Saatgutvariante 8 (Pilliermasse mit GA₃ und TMTD & Trocknung nach 14 h)

Aussaattermin	Saatgutvariante	Ø Leaf Area Index	Ø Leaf Area Index
		(28.07.2014)	(24.09.2014)
24.04.2014	8 (n=4)	1,30	4,38
08.05.2014	8 (n=4)	0,62	2,92
22.05.2014	8 (n=4)	0,44	3,11
05.06.2014	8 (n=4)	0,21	1,70
18.06.2014	8 (n=4)	nicht gemessen	0,59

Zum Vergleich mit der ersten Messung des Leaf Area Index am 28.07.2014 wurden die am 24.09.2014 erhobenen Daten in Abb. 28 ebenfalls in einem Streudiagramm graphisch dargestellt. Auch aus dieser Graphik ist optisch ein linearer Zusammenhang erkennbar.

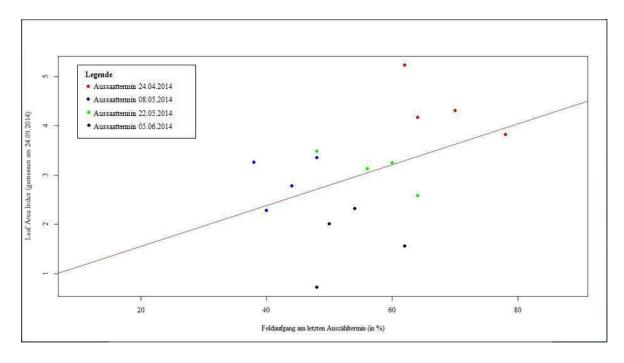


Abb. 28: Streudiagramm des Vergleichs von ermitteltem Feldaufgang am letzten Aussaattermin (in %) und dem am 24.09.2014 gemessenen Leaf Area Index der Saatgutvariante 8 (Pilliermasse mit GA₃ & TMTD und Trocknung nach 14 h) der ersten vier Aussaattermine (rot=24.04.2014, blau=08.05.2014, grün=22.05.2014, schwarz=05.06.2014).

Um den linearen Zusammenhang zwischen den gepaarten Messwerten des Feldaufgangs am letzten Auszähltermin und des Leaf Area Index bei der Messung am 28.07.2014 zu bestimmen, wurde die Produkt-Moment-Korrelation von Pearson angewendet. Der Korrelationskoeffizient aller Messwerte belief sich dabei auf $\mathbf{r}(14)=0.41$, $\mathbf{p}=0.1125$. Der am 24.09.2014 gemessene Leaf Area Index korreliert mit dem Feldaufgang.

5. Diskussion

Die Bestandesetablierung von *S. perfoliatum* L. mit aufbereitetem Saatgut ist zukünftig für die landwirtschaftliche Praxis zwecks Kostensenkung von großer Bedeutung. Die Ergebnisse dieser Arbeit zeigen, dass externe Faktoren die Keimfähigkeit von *S. perfoliatum* L. beeinflussen und sich direkt auf den Feldaufgang auswirken. Bei Einsatz optimaler Aussaatstrategien, optimierter Saatgutvorbehandlung und einem Aussaattermin von Ende April bis Anfang Mai, erhöht sich der Feldaufgang signifikant, sodass ein ausreichender Bestandesschluss erzielt werden kann.

In den **Keimversuchen unter Laborbedingungen** konnte der positive Effekt der Saatgutvorbehandlungen auf die Keimfähigkeit gezeigt werden. Es zeigte sich aber auch, dass verschiedene Vorbehandlungen keinen signifikanten Unterschied zu unbehandelten Samen aufwiesen. Dazu zählen die Varianten 4 (TMTD), 5 (Pillierung – Pilliermasse mit GA₃ und direkter Trocknung), 7 (Pillierung – Pilliermasse mit GA₃, TMTD und direkter Trocknung), 8 (Pillierung – Pilliermasse mit GA₃, TMTD und Trocknung nach 14 h) und 6 (Pillierung – Pilliermasse mit GA₃ und direkter Trocknung). Die Saatgutvariante 4, bei der die Samen nur mit TMTD gebeizt wurden, zeigt, dass eine Verpilzung des Saatguts nicht die Ursache der niedrigen Keimfähigkeit ist.

Eine ausreichende Versorgung des Samens mit Wasser ist unabdingbar für eine erfolgreiche Keimung. So beginnt der eigentliche Keimprozess mit der Wiederaufnahme von Wasser in den trockenen Samen (BEWLEY, 1997). Die beiden pillierten Varianten 5 und 7 wiesen unter Laborbedingungen ebenfalls nicht eine signifikant höhere Keimfähigkeit als das unbehandelte Saatgut auf. Ursache könnte die aufgetragene Pilliermasse sein, welche die Wasserzufuhr zum Samen begrenzte.

Eine geringfügig höhere Keimfähigkeit des pillierten Saatguts, bei welchem die Trocknung erst nach 14 h erfolgte (Saatgutvariante 6 und 8), konnte im Vergleich zu dem pillierten Saatgut bei dem die Trocknung unmittelbar erfolgte, erreicht werden. Möglicherweise wurden die Samen durch die spätere Trocknung einer Art von Priming unterzogen. Priming ist eine Saatgutbehandlung, bei der die Samen einer osmotischen Lösung ausgesetzt werden, wodurch Wasser aufgenommen wird. Es werden die ersten Etappen der Keimung durchlaufen, allerdings ohne dass die Radicula die Samenschale durchstößt. Priming hat sich auch in der Arbeit von HEYDECKER (1973) als vorteilhaft für eine schnellere und effi-

zientere Keimung herausgestellt.

Eine signifikant höhere Keimfähigkeit durch eine Zugabe von KNO₃ (Saatgutvariante 2) war zu erwarten. Diese Behandlung ist vielfach für verschiedene Kulturarten als keimungsfördernd beschrieben worden (BLACK et al., 2006).

Die Stratifikation (Saatgutvariante 9) als auch die Behandlung der Samen mit GA₃ (Saatgutvariante 3) werden ebenfalls in der Literatur als keimungsfördernd beschrieben (BASKIN und BASKIN, 2004). Die signifikant höhere Keimfähigkeit war auf die physiologische Dormanz von *S. perfoliatum* L. Samen zurückzuführen, welche mit diesen Methoden gebrochen wird. GRAEBER et al. (2012) beschreiben die Methode der Stratifikation als den schnellen Verlust der Dormanz eines imbibierten Samens unter artspezifischen Temperaturen. Ebenso beschreiben Long et al. (2014), dass physiologische Dormanz durch kalte oder warme Stratifikation gebrochen wird.

Die Zugabe des Phytohormon GA₃ bricht die Dormanz (Kucera et al., 2005). Durch die externe Zugabe von GA₃ verschiebt sich das ABA:GA₃-Verhältnis auf Seiten des Pflanzenhormons (Hilhorst und Karsten, 1992; Finch-Savage und Leubner Metzger, 2006). Dieses wirkt dann auf zwei Wegen: Zum einen steigert es das Wachstumspotential des Embryos, zum anderen bewirkt es eine Aufweichung des Gewebes, welches den Embryo umgibt, sodass es zur Keimung kommt (Hilhorst, 1995; Koornneef et al., 2002; Kucera et al., 2005).

Das hormonelle Gleichgewicht im Pflanzensamen, welches eine Dormanz aufrechterhält, wird maßgeblich durch alternierende Temperaturen beeinflusst (Long et al., 2014). Der Vergleich der Bodentemperatur während des Feldversuches mit dem durchschnittlichen Feldaufgang der fünf Aussaattermine (Abb. 24) deutet auf Ende April als optimalen Aussaattermin hin. Der Wechsel zwischen tiefen Temperaturen in der Nacht und höheren Temperaturen während des Tages führt zu einem Ausschalten der Dormanz. Die späteren Aussaattermine wiesen eine geringere Tag/Nacht-Temperaturdifferenz auf. Mit dem späteren Aussaattermin wurde ein signifikant verminderter Feldaufgang erzielt. Auszunehmen ist der vierte Aussaattermin (05.06.2014), welcher den zweithöchsten durchschnittlichen Feldaufgang erzielte. Bei diesem Termin erfolgte am 05.06.2014 eine Bewässerung (Tab. 1). Die angeführten Ergebnisse weisen darauf hin, dass *S. perfoliatum* L. ein Wechselkeimer ist. Die Pflanze benötigt länger anhaltende Wechseltemperaturen für die Keimung (Vetter et al., 2010; Biertümpfel und Conrad, 2013). Um in der Praxis eine

ausreichend hohe Bestandesetablierung durch Aussaat zu erreichen, empfiehlt es sich, einen Aussaattermin Ende April/Anfang Mai zu wählen. Ein früher Aussaattermin führt dazu, dass die Jungpflanzen bereits früher den Boden bedecken, bevor der Unkrautdruck zu groß wird (VETTER et al., 2010).

Die durchgeführten **Aussaatversuche bei** *S. perfoliatum* **L.** zeigen eine ähnliche Tendenz wie die in den **Keimversuchen unter Laborbedingungen** gemessene Keimfähigkeit der verschiedenen Saatgutvarianten. Der erzielte Feldaufgang war bei keiner Saatgutvariante ähnlich hoch wie die im Labor ermittelte Keimfähigkeit. Die Vorbehandlung des Saatguts durch Stratifikation, GA₃ oder KNO₃ bricht die physiologische Dormanz des Samens. Dadurch kommt es zu einem schnelleren und höheren Feldaufgang (BASKIN und BASKIN, 2004; KUCERA et al., 2005, LONG et al., 2014). Auch im angeführten Feldversuch wurde dies bestätigt, die Saatgutvarianten 2, 3 und 9 waren die Varianten mit dem höchsten Feldaufgang.

Es ergab sich eine Differenz im Vergleich zu den Keimversuchen unter Laborbedingungen, bei welchen die Saatgutvarianten 2, 3 und 9 die höchste durchschnittliche Keimfähigkeit erzielten. Bei den Feldversuchen wiesen zusätzlich die pillierten Saatgutvarianten 5, 6 und 8 den höchsten durchschnittlichen Feldaufgang auf. Unter den speziellen Freilandbedingungen stand möglicherweise eine höhere Wassermenge (Regen- und Bodenwasser) für das Brechen der Pillierung zur Verfügung. Daraus könnte eine vermehrte Aufnahme von Wasser in den Samen resultieren, was für die Einleitung des Keimprozesses bedeutend ist (BEWLEY, 1997).

Erneut zeigt sich an dem niedrigen Feldaufgang der Variante 4, dass ein eventueller Pilzbefall nicht ein relevantes Problem für die Samen von *S. perfoliatum* L. darstellt und auch nicht für die niedrige Keimfähigkeit respektive den niedrigen Feldaufgang verantwortlich ist.

Hervorzuheben ist, dass die pillierten Saatgutvarianten 6 und 8, bei denen die Trocknung der Pilliermasse erst nach 14 Stunden erfolgte, einen geringfügig höheren Feldaufgang gegenüber den pillierten Saatgutvarianten mit direkter Trocknung aufwiesen. Eine leicht erhöhte Keimfähigkeit konnte bereits in den Keimversuchen unter Laborbedingungen festgestellt werden.

Die statistische Auswertung der Aussaatversuche zeigt, dass sowohl eine Vorbehandlung der Samen, als auch der Aussaattermin sowie die Wechselwirkungen zwischen Aussaattermin und Saatgutvariante einen hoch signifikanten Einfluss auf den Feldaufgang von *S perfoliatum* L. haben. Die Wahl einer Saatgutvorbehandlung und eines frühen Aussaattermins erhöhen den Feldaufgang. Die Ergebnisse dieser Arbeit zeigen, dass für die landwirtschaftliche Praxis ein Aussaattermin Ende April am vorteilhaftesten ist. Förderlich für den Feldaufgang ist ein mit GA₃ pilliertes Saatgut, welches erst nach einer Verweildauer von 14 h einer Trocknung unterzogen wurde. Pilliertes Saatgut ließ sich als einziges maschinell aussäen, was die Praxistauglichkeit erhöht.

Eine ökologisch bedeutende Messgröße ist die **Bodenbedeckung**. Diese wurde für die Parzellen der maschinell ausgesäten Saatgutvariante 8 drei Monate nach der Aussaat ermittelt. Dabei konnte eine Korrelation (r(18)=0,59, p=0,0059) zwischen dem Bodenbedeckungsgrad und dem Feldaufgang festgestellt werden. Mit einem hohen Feldaufgang geht ein hoher Bodenbedeckungsgrad einher, was ein Indikator für eine erfolgreiche Bestandesetablierung ist. Ein hoher Bodenbedeckungsgrad von *S. perfoliatum* L. weist mehrere ökologische Vorteile auf, wodurch die Pflanze an Attraktivität als alternative Energiepflanze gewinnt. Diese sind unter anderem ein reduziertes Risiko von Bodenerosion und Nährstoffauswaschung im Vergleich mit einjährigen Energiepflanzen (AURBACHER et al., 2012; GANSBERGER et al., 2015). Die Ergebnisse zeigen, dass ein hoher Feldaufgang zu einem hohen Bodenbedeckungsgrad führt.

Als Messgröße für die angestrebte rasche und vollständige Bestandesetablierung wurde der Leaf Area Index ermittelt. Die Messungen wurden am 30.07.2014 und am 24.09.2014, zum Ende der Vegetationsperiode, durchgeführt. Sowohl bei der ersten Messreihe am 30.07.2014 (r(142)=0,46, p=6,857e-9) als auch bei der zweiten Messreihe am 24.09.2014 (r(14)=0,41, p=0,1125) konnte eine Korrelation zwischen dem Leaf Area Index und dem Feldaufgang festgestellt werden. Auch hier zeigt sich, dass ein früher Aussaattermin vorteilhaft für eine schnelle und vollständige Bestandesetablierung ist. Die Ende April maschinell ausgesäten Parzellen der Saatgutvariante 8 (Pillierung – Pilliermasse mit GA₃, TMTD und Trocknung nach 14 h) wiesen zum Ende der Vegetationsperiode (24.09.2014) einen 7,4-fach höheren Leaf Area Index auf als die Parzellen der Saatgutvariante 8 des spätesten Aussaattermins Mitte Juni.

Die Etablierung des Bestandes von *S. perfoliatum* L. durch Aussaat ist ein wichtiges Ziel. Im Rahmen der Masterarbeit konnte gezeigt werden, dass die Faktoren Aussaattermin und Saatgutvorbehandlung einen signifikanten Einfluss auf den Feldaufgang von

S. perfoliatum L. haben. Mit einem hohen Feldaufgang wird ein hoher Bodenbedeckungsgrad und ein hoher Leaf Area Index erreicht, welche Indikatoren für die Bestandesetablierung sind. Der Feldaufgang konnte durch dormanzbrechende Vorbehandlungen der Samen signifikant erhöht werden. Auch ein früher Aussaattermin hatte einen signifikanten Einfluss auf den Feldaufgang. Aufgrund der Möglichkeit der maschinellen Aussaat hat sich pilliertes Saatgut als praxistauglich herausgestellt. Für eine in der Landwirtschaft praxistaugliche Aussaat empfiehlt sich ein Aussaattermin Ende April mit pilliertem Saatgut (Saatgutvariante 6: Pilliermasse mit GA₃ und Trocknung nach 14 h). Durch Optimierung der Saatgutvorbehandlung ist eine Bestandesetablierung von S. perfoliatum L. mittels Aussaat möglich.

6. Conclusio

Erklärtes Ziel der Energiewende ist eine nachhaltige Entwicklung der Energieversorgung. Zum Erreichen dieses Zieles wird der Ausbau von erneuerbaren Energien, unter anderem die Energiegewinnung aus Biomasse, angestrebt. Folgen der staatlichen Energiepolitik sind sowohl ein Anstieg der Anzahl von Biogasanlagen im ländlichen Raum, als auch ein gesteigerter Anbau von Mais als Substrat zur Biogaserzeugung. Durch den hohen Maisanteil in der Fruchtfolge treten ökologische Probleme zu Tage, wie z.B. Erosion des Bodens, steigender Einsatz von Pestiziden, verringerte Biodiversität in der Kulturlandschaft und abnehmende Nahrungsquellen für blütenbesuchende Insekten wie z.B: Wild- und Honigbiene. Eine Alternative zum Maisanbau mit hoher Düngungsintensität stellt die Energiepflanze Silphium perfoliatum L. (Durchwachsene Silphie) dar, welche innerhalb einer Vegetationsperiode hohe Biomassezuwächse erzielt. Zu den ökologischen Vorteilen dieser Kultur zählen ihre Mehrjährigkeit, wodurch die jährliche Bodenbearbeitung entfällt, und ihre unkrautunterdrückenden Eigenschaften ab dem zweiten Vegetationsjahr, was den Einsatz von Herbiziden vermindert. Weiterhin bildet die Pflanze in den Sommermonaten auffällig gelb blühende Blütenstände aus, wodurch sie als hochwertige Nahrungsquelle für blütenbesuchende Insekten dienen kann.

7. Zusammenfassung

Ziel eines aufbereiteten Saatguts und einer optimierten Sätechnik bei *S. perfoliatum* L. ist eine schnelle und vollständige Bestandesetablierung im ersten Anbaujahr, sodass in den nachfolgenden Jahren ein geschlossener Bestand geerntet werden kann. Bisher erfolgte die Bestandesetablierung durch Auspflanzen von im Gewächshaus vorgezogenen Jungpflanzen, was jedoch arbeits- und kostenintensiv ist. Eine Aussaat erwies sich aufgrund von inhomogenem Saatgut mit dormanzbedingter geringer Keimfähigkeit als nicht praktikabel.

In der vorliegenden Arbeit wurde eine Aussaatstrategie sowie die Erhöhung der Keimfähigkeit der S. perfoliatum L. Samen für eine Aussaat unter Praxisbedingungen erarbeitet. Neun Saatgutvarianten wurden unter Laborbedingungen auf ihre Keimfähigkeit hin getestet. Durch Stratifikation, dem Einsatz von KNO3 und durch Zugabe des Pflanzenhormons GA₃ konnte die Dormanz der Samen gebrochen und die Keimfähigkeit signifikant erhöht werden. Zur Beurteilung der neun Saatgutvarianten unter Praxisbedingungen und um einen vorteilhaften Aussaattermin zu finden, wurde ein Feldversuch im Split Plot Design angelegt. An fünf Aussaatterminen wurden die neun Saatgutvarianten in vierfacher Wiederholung ausgesät. Anschließend wurde der Feldaufgang dokumentiert. Weiterhin wurden Leaf Index und Bodenbedeckungsgrad als Indikatoren für die angestreb-Area te Bestandesetablierung ermittelt.

Im Laborversuch ergaben die Varianten 2, 3 und 9 im Vergleich zum unbehandelten Saatgut eine signifikant höhere Keimfähigkeit. Im Feldversuch zur Beurteilung des aufbereiteten Saatguts hingegen erzielten die Varianten 5, 8, 6, 2, 3 und 9 einen signifikant höheren Feldaufgang als unbehandeltes Saatgut.

Die Ergebnisse dieser Arbeit zeigen, dass eine Bestandesetablierung von *S. perfoliatum* L. mittels Aussaat praktikabel ist. Durch eine dormanzbrechende Vorbehandlung der Samen (Stratifikation, Vorbehandlung mit KNO₃, Vorbehandlung mit GA₃) und einen frühen Aussaattermin (Ende April/Anfang Mai) kann der Feldaufgang signifikant erhöht werden. Ein hoher Feldaufgang korreliert zudem mit einem hohen Bodenbedeckungsgrad und einem hohen Leaf Area Index, was Indikator für eine erfolgreiche Bestandesetablierung ist. Eine Einarbeitung des Pflanzenhormons GA₃ in eine die Samen umgebende Pilliermasse weist aufgrund der Verwendbarkeit einer Sämaschine die höchste Praxisrelevanz auf, bei gleichzeitiger signifikanter Erhöhung des Feldaufgangs.

8. Abstract

The bioenergy crop *Silphium perfoliatum* L. shows great potential in regards to biomass production, minimization of erosion, decrease in pesticide use and supply of food for honeybees and other pollinators. Until now, establishing the crop in the field has been done by the cost- and labor-intensive planting of pre-grown seedlings, since sowing is impeded by seeds with low germination capacity and unfavorable seed flow characteristics.

Laboratory tests with nine different seed pretreatment variations – of which four were pelleting the seeds with gibberellic acid added in the pelleting compound – were carried out to break the dormancy in *S. perfoliatum* L. seeds. Treatment with gibberellic acid and potassium nitrate as well as stratification showed a significant effect on the germination rate of the seeds.

Accordingly, a sowing experiment was carried out. Constructed as a split plot design, all nine different seed pretreatment variations were sown in quadruple repetition at five separate dates. The dates ranged from the end of April until the middle of June with a two week interval respectively. Only the pelleted seeds could be sown mechanically. To monitor the establishment of the crop in the field, the rate of emergence, the leaf area index and the ground cover were measured.

In this sowing experiment, seeds treated with gibberellic acid and potassium nitrate as well as cold stratified seeds showed a significantly higher emergence rate in the field when compared with an untreated control group. The mean emergence rate of the five sowing dates decreased with an advanced growing season. A rapid and high emergence rate correlated with a high leaf area index as well as with a high ground cover. Additionally, the pelleted seeds were able to overcome the problem of the unfavorable seed flow characteristics when sown mechanically. Therefore, the practical relevant establishment of *S. perfoliatum* L. in the field by sowing can be feasible when using gibberellic acid implemented, pelleted seeds with a sowing date at the end of April until the beginning of May, thus offering a less cost- and labor-intensive method with a highly practical use in bioenergy crop agricultural production.

9. Literaturverzeichnis

- Aurbacher, J.; Benke, M.; Formowitz, B.; Glauert, T.; Heiermann, M.; Herrmann, C.; Idler, C.; Kornatz, P.; Nehring, A.; Rieckmann, C.; Rieckmann, G.; Reus, D.; Vetter, A.; Vollrath, B.; Wilken, F.; Willms, M. (2012): "Energiepflanzen für Biogasanlagen". (Broschüre Nr. 553) Rostock: Fachagentur Nachwachsende Rohstoffe e.V. (FNR).
- BASKIN, C. C.; BASKIN, J. M. (2001): "Seeds Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination". San Diego, London: Academic Press.
- BASKIN, J. M.; BASKIN, C. C. (2004): "A classification system for seed dormancy". In: *Seed Science Research.* 14 (01), S. 1–16, doi: 10.1079/SSR2003150.
- BEWLEY, J. D. (1997): "Seed Germination and Dormancy". In: *The Plant Cell.* 9 (7), S. 1055–1066.
- BEWLEY, J. D.; BLACK, M. (1994): "Seeds". In: Seeds: Physiology of Development and Germination. Springer US S. 1–33.
- BIERTÜMPFEL, A.; CONRAD, M. (2013): "Teilvorhaben 2: Optimierung des Anbauverfahrens und Bereitstellung von Selektionsmaterial". (Abschlussbericht Nr. FKZ-NR.: 22012809) Thüringer Landesanstalt für Landwirtschaft (TLL).
- BIERTÜMPFEL, A.; REINHOLD, G.; GÖTZ, R.; ZORN, W. (2013): "Leitlinie zur effizienten und umweltverträglichen Erzeugung von Durchwachsener Silphie". (Leitlinie Nr. 1) Jena (Leitlinien der Thüringer Landesanstalt für Landwirtschaft).
- BLACK, M. J.; BEWLEY, J. D.; HALMER, P. (2006): "The Encyclopedia of Seeds: Science, Technology and Uses". Cab Intl.
- BOLTZ, W.; GRAF, M. (2013): "Ökostrombericht 2013", Energie-Control Austria, [URL: http://www.e-control.at/de/publikationen/oeko-energie-und-energie-effizienz/berichte/oekostrombericht] (01.08.2014)
- BOND, T.; TEMPLETON, M. R. (2011): "History and future of domestic biogas plants in the developing world". In: *Energy for Sustainable Development*. 15 (4), S. 347–354, doi: 10.1016/j.esd.2011.09.003.
- BRAUN, R. (2007): "Anaerobic digestion: a multi-faceted process for energy, environmental management and rural development". In: RANALLI, P. (Hrsg.) *Improvement of Crop Plants for Industrial End Uses*. Springer Netherlands S. 335–416.
- CONRAD, M.; BIERTÜMPFEL, A.; VETTER, A. (2009): "Durchwachsene Silphie (Silphium perfoliatum L.) von der Futterpflanze zum Koferment". In: FNR (Hrsg.) Gülzow: Fachagentur Nachwachsende Rohstoffe S. 281–289.
- DEBEAUJON, I.; KOORNNEEF, M. (2000): "Gibberellin Requirement for Arabidopsis Seed Germination is determined both by Testa Characteristics and embryonic Abscisic Acid". In: *Plant Physiology*. 122 (2), S. 415–424.

- DONOHUE, K.; DORN, L.; GRIFFITH, C. (2005): "Environmental and genetic influences on the germination of Arabidopsis thaliana in the field". In: *Evolution*. 59 (4), S. 740–757, doi: 10.1554/04-419.
- FACHVERBAND FÜR BIOGAS E.V. (2014): "Development of the number of biogas plants and the total installed electric output in megawatt [MW] in Germany (as of 11/2014)". In: Biogas Segment Statistics 2014.
- FENNER, M.; THOMPSON, K. (2005): "The Ecology of Seeds". Cambridge University Press.
- FINCH-SAVAGE, W. E.; LEUBNER-METZGER, G. (2006): "Seed dormancy and the control of germination". In: *The New Phytologist*. 171 (3), S. 501–523, doi: 10.1111/j.1469-8137.2006.01787.x.
- GANSBERGER, M.; WEINHAPPEL, M.; RATZENBÖCK, A.; MAYR, J.; LIEBHARD, P. (2014): "Keimverhalten und Jungpflanzenentwicklung von *Silphium perfoliatum* L. (Durchwachsene Silphie)". In: Tagungsband 69. ALVA-Tagung, S. 60-62.
- GANSBERGER, M.; MONTGOMERY, L. F. R.; LIEBHARD, P. (2015): "Botanical characteristics, crop management and potential of *Silphium perfoliatum* L. as a renewable resource for biogas production: A review". In: Industrial Crops and Products 63, S. 362–372, doi: 10.1016/j.indcrop.2014.09.047.
- Graeber, K.; Nakabayashi, K.; Miatton, E.; Leubner-Metzger, G.; Soppe, W. J. (2012): "Molecular mechanisms of seed dormancy". In: *Plant, Cell & Environment*. 35 (10), S. 1769–1786, doi: 10.1111/j.1365-3040.2012.02542.x.
- HEYDECKER, W. (1973): "Germination of an Idea: The Priming of Seeds," In: *School of Agriculture Research*, University of Nottingham, Nottingham, S. 50-67.
- HILHORST, H. W. M. (1995): "A critical update on seed dormancy. I. Primary dormancy". In: *Seed Science Research*. 5 (02), S. 61–73, doi: 10.1017/S0960258500002634.
- HILHORST, H. W. M. (1998): "The regulation of secondary dormancy. The membrane hypothesis revisited". In: *Seed Science Research*. 8 (02), S. 77–90, doi: 10.1017/S0960258500003974.
- HILHORST, H.W.M.; KARSSEN, C.M. (1992): "Seed dormancy and germination: the role of abscisic acid and gibberellins and the importance of hormone mutants". In: *Plant Growth Regulation*. 11 (3), S. 225–238, doi: 10.1007/BF00024561.
- IGLESIAS-FERNÁNDEZ, R.; DEL CARMEN RODRÍGUEZ-GACIO, M.; MATILLA, A. J. (2011): "Progress in research on dry afterripening". In: *Seed Science Research*. 21 (02), S. 69–80, doi: 10.1017/S096025851000036X.
- INTERNATIONAL SEED TESTING AGENCY (2015): "International Rules for Seed Testing 2015". S. 5-1 bis 5-60, doi: http://doi.org/10.15258/istarules.2015.05
- JÄKEL, K.; MAU, S. (2003): "Biogaserzeugung und -verwertung: Managementunterlage". Sächsische Landesanstalt für Landwirtschaft.

- KARSSEN, C. M.; BRINKHORST-VAN DER SWAN, D. L.; BREEKLAND, A. E.; KOORNEEF, M. (1983): "Induction of dormancy during seed development by endogenous abscisic acid: studies on abscisic acid deficient genotypes of Arabidopsis thaliana (L.) Heynh". In: *Planta*. 157 (2), S. 158–165, doi: 10.1007/BF00393650.
- KOORNNEEF, M.; BENTSINK, L.; HILHORST, H. W. M. (2002): "Seed Dormancy and Germination". In: *Current Opinion in Plant Biology*. 5 (1), S. 33–36, doi: 10.1199/tab.0119.
- KOWALSKI, R.; KĘDZIA, B. (2007): "Antibacterial Activity of Silphium perfoliatum. Extracts". In: *Pharmaceutical Biology*. 45 (6), S. 494–500, doi: 10.1080/13880200701389409.
- KUCERA, B.; COHN, M. A.; LEUBNER-METZGER, G. (2005): "Plant hormone interactions during seed dormancy release and germination". In: *Seed Science Research*. 15 (04), S. 281–307, doi: 10.1079/SSR2005218.
- LINDGREN, L. O.; STÅLBERG, K. G.; HÖGLUND, A.-S. (2003): "Seed-specific overexpression of an endogenous Arabidopsis phytoene synthase gene results in delayed germination and increased levels of carotenoids, chlorophyll, and abscisic acid". In: *Plant Physiology*. 132 (2), S. 779–785, doi: 10.1104/pp.102.017053.
- Long, R. L.; Gorecki, M. J.; Renton, M.; Scott J. K.; Colville, L.; Goggin, D. E.; Commander, L. E.; Westcott, D. A.; Cherry, H.; Finch-Savage, W. E. (2014): "The ecophysiology of seed persistence: a mechanistic view of the journey to germination or demise". In: *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*. doi: 10.1111/brv.12095.
- MAST, B.; LEMMER, A.; OECHSNER, H.; CLAUPEIN, W. (2014): "Methane yield potential of novel perennial biogas crops influenced by harvest date". In: *Industrial Crops and Products*. 58, S. 194–203, doi: 10.1016/j.indcrop.2014.04.017.
- NAMBARA, E.; MARION-POLL, A. (2003): "ABA action and interactions in seeds". In: *Trends in Plant Science*. 8 (5), S. 213–217, doi: 10.1016/S1360-1385(03)00060-8.
- NEUMERKEL, W.; MÄRTIN, B.; LINKE, G. (1978): "Silphium perfoliatum L. eine Nutzpflanze?". In: Wissenschaftliche Zeitschrift. 27 (3), S. 31–38.
- NEUMERKEL, W.; MÄRTIN, B. (1982): "Die Durchwachsene Silphie (Silphium perfoliatum L.)--eine neue Futterpflanze". In: *Archiv fur Acker- und Pflanzenbau und Bodenkunde*.
- NIQUEUX, M. (1981): "A new forage plant: Silphium perfoliatum L.". In: *Fourrages*. 87, S. 119–136.
- OH, E.; YAMAGUCHI, S.; KAMIYA, Y.; BAE, G.; CHUNG, W. I.; CHOI, G. (2006): "Light activates the degradation of PIL5 protein to promote seed germination through gibberellin in Arabidopsis". In: *The Plant Journal: For Cell and Molecular Biology*. 47 (1), S. 124–139, doi: 10.1111/j.1365-313X.2006.02773.x.

- PICHARD, G. (2012): "Management, production, and nutritional characteristics of cup-plant (Silphium perfoliatum) in temperate climates of southern Chile". In: *Ciencia e Investigación Agraria*. 39 (1), S. 61–77.
- SALON, C.; RAYMOND, P.; PRADET, A. (1988): "Quantification of carbon fluxes through the tricarboxylic acid cycle in early germinating lettuce embryos". In: *The Journal of Biological Chemistry*. 263 (25), S. 12278–12287.
- SOKOLOV, V. S.; GRITSAK, Z. I. (1972): "Silphium—a valuable fodder and nectariferous crop". In: *World crops*.
- STANFORD, G. (1990): "Silphium perfoliatum (cup-plant) as a new forage". In: *Proceedings of the Twelfth North American Prairie Conference*. S. 33–38.
- TRÖLENBERG, D; KRUSE, M; JONITZ, A (2012): "Verbesserung der Saatgutqualität bei der Durchwachsenen Silphie (Silphium perfoliatum L.): Universität Hohenheim". In: *Kongressband VDLUFA 2012*. VDLUFA-Verlag, Darmstadt S. 926–933.
- VACEK, V.; REPKA, R. (1992): "Concise results of the experiment with Silphium perfoliatum L.". In: *Plant Genetic Resources (Slovakia)*.
- VETTER, A.; CONRAD, M.; BIERTÜMPFEL, A. (2007): "Energiepflanzen für die Biogasproduktion Teilvorhaben 2: Optimierung der Verfahrenskette der Bereitstellung und Nutzung von Energiepflanzen zur Kofermentation im Biogasreaktor". (Abschlussbericht Nr. 42.22.430) Jena: Thüringer Landesanstalt für Landwirtschaft (TLL).
- VETTER, A.; CONRAD, M.; BIERTÜMPFEL, A. (2010): "Optimierung des Anbauverfahrens für Durchwachsene Silphie (Silphium perfoliatum L.) als Kofermentpflanze in Biogasanlagen sowie Überführung in die landwirtschaftliche Praxis". (Abschlussbericht Nr. 42.32.430) Jena: Thüringer Landesanstalt für Landwirtschaft (TLL).
- WARD, A. J.; HOBBS, P. J.; HOLLIMAN, P. J.; DAVID, L. J. (2008): "Optimisation of the anaerobic digestion of agricultural resources". In: *Bioresource Technology*. 99 (17), S. 7928–7940, doi: 10.1016/j.biortech.2008.02.044.
- WEILAND, P. (2010): "Biogas production: current state and perspectives". In: *Applied Microbiology and Biotechnology*. 85 (4), S. 849–860, doi: 10.1007/s00253-009-2246-7.
- WHITING, A.; AZAPAGIC, A. (2014): "Life cycle environmental impacts of generating electricity and heat from biogas produced by anaerobic digestion". In: *Energy*. 70, S. 181–193, doi: 10.1016/j.energy.2014.03.103.
- WROBEL, M.; FRACZEK, J.; FRANCIK, S.; SLIPEK, Z.; KRZYSTOF, M. (2013): "Influence of degree of fragmentation on chosen quality parameters of briquette made from biomass of cup plant Silphium perfoliatum L.". In: 12th International Scientific Conference: Engineering for rural development, Jelgava, Latvia, 23-24 May 2013. Latvia University of Agriculture S. 653–657.

Yamaguchi, S.; Kamiya, Y.; Sun, T. (2001): "Distinct cell-specific expression patterns of early and late gibberellin biosynthetic genes during Arabidopsis seed germination". In: *The Plant Journal: For Cell and Molecular Biology*. 28 (4), S. 443–453, doi: 10.1046/j.1365-313X.2001.01168.x.

10. Abkürzungsverzeichnis

µmol Mikromol

ABA Abscisinsäure
Abb. Abbildung

AGES Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit

BOKU Universität für Bodenkultur

cm Zentimeter dt Dezitonne

EEG Erneuerbare-Energien-Gesetz

GA₃ Gibberellinsäure

h Stunde ha Hektar

ISTA International Seed Testing Agency

 $\begin{array}{cc} kg & Kilogramm \\ KNO_3 & Kaliumnitrat \end{array}$

l Liter

LAI Leaf Area Index

m Meter
mbar Millibar
ml Milliliter
mm Millimeter
nm Nanometer

PAR photosyntethisch aktive Strahlung

t Tonne
Tab. Tabelle

TLL Thüringer Landesanstalt für Landwirtschaft

TM Trockenmasse °C Grad Celsius

11. Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Anzahl der Biogasanlagen sowie ihrer installierten elektrischen Leistung (in
Megawatt) in der Bundesrepublik Deutschland (FACHVERBAND BIOGAS E.V., 2014)5
Abb. 2: Verlauf der Zunahme von Ökostromanlagen in Megawatt in der Republik
Österreich von 2001 bis 2012 (BOLTZ und GRAF, 2013)
Abb. 3: TM-Ertrag in Dezitonnen TM/ha von S. perfoliatum L. zum optimalen Erntetermin
im Vergleich zu Silomais "Atletico" an den Versuchsstandorten Dornburg und Heßberg in
den Jahren 2005 bis 2012 (verändert nach BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013) 8
Abb. 4: Vergleich eines S. perfoliatum L. Bestandes am Standort Grabenegg im ersten
Vegetationsjahr am 19.10.2012 (links) und im zweiten Vegetationsjahr am 22.07.2013
(rechts) (Quelle: MARKUS GANSBERGER)9
Abb. 5: Körbchenförmiger Blütenstand von S. perfoliatum L. (JOSEF MAYR, 2014) 10
Abb. 6: S. perfoliatum L Samen vor (A) und nach (B) maschineller Aufbereitung 10
Abb. 7: Einfluss der Ablagetiefe auf die Feldaufgangsrate des vorbehandelten S.
perfoliatum L. Saatguts, Gewächshausversuch 2012 (BIERTÜMPFEL und CONRAD 2013). 13
Abb. 8: Triphasische Wasseraufnahme eines reifen Samens während und nach der
Keimung und die damit assoziierten Prozesse (BEWLEY, 1997)
Abb. 9: Der Versuchsplan des Feldversuches. Zu sehen sind die fünf Aussaattermine mit
jeweils neun Saatgutvarianten in vierfacher Wiederholung
Abb. 10: Vorgehensweise zur Bestimmung des Bodenbedeckungsgrades mit Hilfe des
Bildanalyseprogramms Sigma Scan pro 5.0. a: das unbearbeitete Foto, b: das auf einen
Quadratmeter zugeschnittene Foto, c: die mit dem Overlay gelb eingefärbten grünen Pixel.
30
Abb. 11: Boxplot-Diagramm der Keimfähigkeit (in %) aller neun Saatgutvarianten unter
Laborbedingungen. Die ermittelten Keimfähigkeiten pro Saatgutvariante von allen fünf
Aussaatterminen wurden zusammen genommen und sind in diesem Boxplot
wiedergegeben32
Abb. 12: Tukey-Test ermittelte drei homogene Untergruppen (A, B, C) der
durchschnittlichen Keimfähigkeit der neun Saatgutvarianten unter Laborbedingungen 35
Abb. 13: Temperatur in °C über den gesamten Messzeitraum vom 30.04.2014, 00:00:00
his zum 31 07 2014 00:00:00

Abb. 14: Temperatur in °C für den Monat Mai vom 30.04.2014, 00:00:00 bis zum
01.06.2014, 00:00:00
Abb. 15: Temperatur in °C für den Monat Juni vom 01.06.2014, 00:00:00 bis zum
01.07.2014, 00:00:00
Abb. 16: Temperatur in °C für den Monat Juli vom 01.07.2014, 00:00:00 bis zum 31.
07.2014, 00:00:00
Abb. 17: Zeitlicher Verlauf des beobachteten Feldaufgangs (in %) des ersten
Aussaattermins (24.04.2014)
Abb. 18: Zeitlicher Verlauf des beobachteten Feldaufgangs (in %) des zweiten
Aussaattermins (08.05.2014)
Abb. 19: Zeitlicher Verlauf des beobachteten Feldaufgangs (in %) des dritten
Aussaattermins (22.05.2014)
Abb. 20: Zeitlicher Verlauf des beobachteten Feldaufgangs (in %) des vierten
Aussaattermins (05.06.2014)
Abb. 21: Zeitlicher Verlauf des beobachteten Feldaufgangs (in %) des fünften
Aussaattermins (18.06.2014)
Abb. 22: Boxplot-Diagramm des gemittelten Feldaufgangs (in %) aller neun
Saatgutvarianten für alle fünf Aussaattermine
Abb. 23: Tukey-Test ermittelte vier homogenen Untergruppen (A, B, C, D) des
durchschnittlichen Feldaufgangs (in %) der neun ausgesäten Saatgutvarianten. Die
praxisrelevanten, maschinell ausgesäten, pillierten Saatgutvarianten sind rot umrandet 47
Abb. 24: Tukey-Test ermittelte vier homogenen Untergruppen (A, B, C, D) des
durchschnittlichen Feldaufgangs (in %) der fünf Aussaattermine
Abb. 25: Zusammenhang zwischen Feldaufgang (in %) und dem Bodenbedeckungsgrad (in
%) der Saatgutvariante 8 (Pilliermasse mit GA_3 & TMTD und Trocknung nach 14 h)
gemessen drei Monate nach der Aussaat für alle fünf Aussaattermine (rot=24.04.2014,
blau=08.05.2014, grün=22.05.2014, schwarz=05.06.2014, braun=18.06.2014)49
Abb. 26: Boxplot des gemessenen Leaf Area Index der ersten vier Aussaattermine am
28.07.2014
Abb. 27: Streudiagramm-Vergleich von ermitteltem Feldaufgang am letzten Auszähltermin
(in %) und dem am 28.07.2014 gemessenen Leaf Area Index aller 144 Parzellen der ersten
vier Aussaattermine (rot=24.04.2014, blau=08.05.2014, grün=22.05.2014,
schwarz-05 06 2014)

Abb. 28: Streudiagramm des Vergleichs von ermitteltem Feldaufgang am letzten Aussaattermin (in %) und dem am 24.09.2014 gemessenen Leaf Area Index der Saatgutvariante 8 (Pilliermasse mit GA₃ & TMTD und Trocknung nach 14 h) der ersten vier Aussaattermine (rot=24.04.2014, blau=08.05.2014, grün=22.05.2014, schwarz=05.06.2014).

12. Tabellen verzeichnis

Tab. 1: Datum, Dauer und Bewässerungsmenge der durchgeführten Bewässerung des
Freilandversuches. 27
Tab. 2: Ergebnis der einfaktoriellen Varianzanalyse bezüglich des Einflusses eines Faktors
auf die Varianz der Keimfähigkeit von S. perfoliatum L. Samen
Tab. 3: Tukey-Test ermittelte homogene Untergruppen der durchschnittlichen
Keimfähigkeit der neun Saatgutvarianten unter Laborbedingungen34
Tab. 4: Ergebnisse der zweifaktoriellen Varianzanalyse zur Überprüfung des Einflusses
zweier Faktoren auf die Varianz des Feldaufgangs44
Tab. 5: Tukey-Test ermittelte homogene Untergruppen des durchschnittlichen
Feldaufgangs der neun ausgesäten Saatgutvarianten
Tab. 6: Tukey-Test ermittelte homogene Untergruppen des durchschnittlichen
Feldaufgangs der fünf Aussaattermine
Tab. 7: Messergebnisse des durchschnittlichen Bodenbedeckungsgrads (in %) der
Saatgutvariante 8 mit dem durchschnittlichen Feldaufgang (in %) für alle fünf
Aussaattermine. 49
Tab. 8: Mittelwerte des Leaf Area Index der Saatgutvariante 8 (Pilliermasse mit GA ₃ und
TMTD & Trocknung nach 14 h)