



BACHELORTHESIS

Einfluss abiotischer Stressfaktoren auf das Blattwachstum
von *Panicum maximum*

Autorin:

Sophia Bothe

Betreuer:

Prof. Dr. Folkard Asch

Fakultät für Agrarwissenschaften

Institut für Pflanzenproduktion und Agrarökologie in den Tropen und Subtropen

Fg. Wasserstress-Management bei Kulturpflanzen in den Tropen und Subtropen

20. Juli 2016

INHALTSVERZEICHNIS

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS	III
ABBILDUNGSVERZEICHNIS	IV
TABELLENVERZEICHNIS	IV
1 EINLEITUNG	1
2 STAND DES WISSENS	2
2.1 <i>Panicum Maximum</i> – agronomische Bedeutung	2
2.2 Stressdefinition	3
2.3 Feldkapazität	5
2.4 Trockenstress	5
2.5 Überstauungsstress	7
2.6 Salzstress	8
2.7 Blattwachstum	9
3 MATERIAL UND METHODEN	11
3.1 Pflanzenanzucht	11
3.2 Versuchsaufbau	11
3.3 Abiotische Stressfaktoren	12
3.4 Messungen	14
3.4.1 Blattlängenwachstum	14
3.4.2 Blattfläche und Trockenmasse	15
3.5 Datenanalyse	15
3.6 Klimawerte	15
4 ERGEBNISSE	18
4.1 Blattlänge	18
4.2 Blattentwicklung	19
4.3 Wachstumsrate	20
4.4 Blattfläche und Trockengewicht	23
4.5 Blatterscheinung	25

5	DISKUSSION	27
5.1	Wachstumsdynamik	27
5.2	Überstauungsstress	27
5.3	Trockenstress	28
5.4	Salzstress	29
5.5	Versuchsaufbau	30
5.6	Schlussfolgerung	31
6	ANHANG	33
6.1	Literaturverzeichnis	33
6.2	Eidesstaatliche Erklärung	36

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

μmol	Mikromol
Fe^{2+}	Eisen(II)-oxid
H_2S	Schwefelwasserstoff
LER	Blattwachstumsrate (<i>engl.</i> leaf elongation rate)
mmol	Millimol
Mn^{2+}	Mangan
Nm	Nummer metrisch
PAR	Photosynthetisch aktive Strahlung

ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abbildung 1: Modell einer Stresseinwirkung in drei Phasen	4
Abbildung 2: Klima Versuchsgewächshaus, 1. Zeitliche Wiederholung	16
Abbildung 3: Klima Versuchsgewächshaus, 2. Zeitliche Wiederholung	16
Abbildung 4: Klima Versuchsgewächshaus, 3. Zeitliche Wiederholung	17
Abbildung 5: Versuchsaufbau zur Messung des Blattlängenwachstums	17
Abbildung 6: Längenwachstum von Blatt 7 einer Pflanze unter Salzstress	19
Abbildung 7: Längenwachstum während der linearen Wachstumsphase	20
Abbildung 8: Abweichungen von der durchschnittlichen Wachstumsrate	23
Abbildung 9: Durchschnittliche Blattfläche der Blätter 5, 6 und 7	24
Abbildung 10: Durchschnittliches Trockengewichte der Blätter 5, 6 und 7	25
Abbildung 11: Durchschnittliche Blatterscheinung der Blätter 5, 6 und 7	26
Abbildung 12: Gesamtes Wachstum zweier Pflanzen der 2. Wiederholungen	26

TABELLENVERZEICHNIS

Tabelle 1: Gewicht der Komposterde	14
Tabelle 2: Durchschnittliche Blattlänge des 5. Blattes	18
Tabelle 3: Durchschnittliche Blattlänge des 6. Blattes	18
Tabelle 4: Durchschnittliche Blattlänge des 7. Blattes	18
Tabelle 5: Durchschnittliche Wachstumsrate von Blatt 5	21
Tabelle 6: Durchschnittliche Wachstumsrate von Blatt 6	21
Tabelle 7: Durchschnittliche Wachstumsrate von Blatt 7	21
Tabelle 8: Durchschnittliche Blattfläche aller Blätter	24
Tabelle 9: Durchschnittliches Trockengewicht der gesamten Pflanze	24

1 EINLEITUNG

Pflanzen sind fast überall auf der Erde Stresssituationen ausgesetzt. Durch den Wandel des Klimas und damit auch des Wetters, werden diese Situationen zunehmend verschärft. Die Konzentration von Treibhausgasen wie Kohlenstoffdioxid, Methan oder Stickoxiden in der Atmosphäre, steigt seit der Mitte des 20. Jahrhunderts rapide an, teilweise auf die höchsten Werte der letzten 10 000 Jahre. Die steigenden Konzentrationen führen zu einer Erhöhung der mittleren globalen Durchschnittstemperatur. Von 1970 bis 2004 gab es in den meisten Teilen der Erde eine signifikante Temperaturerhöhung von 0,2 bis 2,0 °C (IPCC, 2016). Die Steigerung der globalen Durchschnittstemperatur führt zu lokalen Veränderungen im Wettergeschehen. Vor allem Extremwetterereignisse werden häufiger und stärker. Das bedeutet auch, dass Dürre- und Niederschlagsperioden zunehmend stärker werden und länger anhalten, wodurch häufiger Überflutungen entstehen (DMG, 2007). Da sowohl Wild-, als auch Nutzpflanzen diesen Umständen ausgesetzt sind, ist es von großer Wichtigkeit zu verstehen, wie Pflanzen unter erhöhten Stresseinwirkungen wachsen und ob und wie sie ihre Produktivität aufrecht erhalten. Denn im Hinblick einer steigenden Weltbevölkerung ist es von hoher Bedeutung, eine Ernährungssicherung aller Menschen anzustreben.

Der Anbau von Nutzpflanzen dient nicht vollständig direkt der menschlichen Ernährung. Auf mehr als einem Drittel der 14 Millionen Hektar, die weltweit als landwirtschaftliche Fläche genutzt werden, wachsen Futtermittel (FAO, 2010). Zudem steigt der Weltfleischkonsum seit mehreren Jahrzehnten an. Vor allem in ehemaligen Schwellenländern wie China und Indien steigt der Fleischkonsum heute mit zunehmendem Wohlstand. Prognosen besagen, dass dieser Trend sich weiter fortsetzt (OECD & FAO, 2016). In Brasilien beispielsweise, hat in den letzten 40 Jahren die Weidefläche von 30 auf 100 Millionen Hektar zugenommen und Rindfleisch ist das wertvollste Exportprodukt Brasiliens (FAOSTAT, 2011). Da die landwirtschaftlichen Flächen global begrenzt sind, ist es von großem Interesse, möglichst produktive Nutzpflanzen mit schneller Biomasseentwicklung anzubauen. Kultiviertes Grasland in Brasilien umfasst hauptsächlich monospezifische, grasdominierende Weiden mit Kultursorten von *Brachiaria* und *Panicum*, den meistgenutzten Futterpflanzen der Tropen und Subtropen (da Silva et al., 2009).

Einer der wichtigsten Wachstumsparameter für Gräser ist das Blattlängenwachstum (Maurice, 1997). Daher soll in dieser Arbeit herausgefunden werden, wie sich das Blattwachstum von *Panicum maximum* unter bestimmten Stresssituationen verändert.

2 STAND DES WISSENS

2.1 *Panicum Maximum* – agronomische Bedeutung

Panicum maximum, auch bekannt unter dem Namen Guinea Gras, ist beheimatet und weit verbreitet im tropischen Afrika und wurde im 17. Jahrhundert über Neu Guinea ins tropische Süd- und Mittelamerika eingeführt (Parsons, 1972). Heute ist es in den Tropen auf der ganzen Welt verbreitet. Vor allem in Brasilien und anderen Teilen des tropischen Südamerikas wird es heute erfolgreich für die Viehproduktion genutzt [Whyte et al., 1968], da es zu den effizientesten Futtergräsern der Tropen zählt. Nach Parsons (1972) ist Guinea Gras die meistverbreitete Futterpflanze in tropischen Gebieten. Die junge Pflanze ist sehr nährstoffreich. Der Proteingehalt ist mit zunehmender Reife recht niedrig, jedoch bleibt es weiterhin sehr schmackhaft (Whyte et al., 1968). Die Wuchsform von *Panicum maximum* ist dicht und aufrecht. Unter günstigen Bedingungen kann es bis zu drei Meter hoch werden. Es bildet weitgefächerte Büschel von ein bis zwei Meter Durchmesser. *Panicum maximum* ist ein perennierendes Gras und gehört der Familie der Süßgräser an. Zwischen den Kultursorten bestehen enorme Unterschiede, in Bezug auf das Produktionspotential und die Qualität des Pflanzenmaterials (Purseglove, 1975; Bogdan, 1977; Pieterse et al., 1997; Aganga und Tshwenyane, 2004). Am besten gedeiht Guinea Gras in warmen, frostfreien Gegenden, die eine Niederschlagsmenge von 1000 mm pro Jahr aufweisen. Das tiefe, dichte und faserige Wurzelsystem ist an eine Vielzahl von Böden angepasst. Optimal sind jedoch gut drainierte, fruchtbare Böden in Regionen hohen Niederschlags (nach McCoskern und Teitzel, 1975; Skerman und Riveros, 1990). Es reagiert empfindlich auf Salinität, ist dafür aber relativ trockentolerant (Skerman und Riveros, 1990). Guinea Gras kann einer intensiven Beweidung über eine lange Periode standhalten. Neben der Nutzung als Weidegras, kann es als Schnittfutter in Form von Heu oder Silage verwendet werden. Um den Futterwert zu erhöhen, wird es oft zusammen mit perennierenden Hülsenfrüchten angebaut. Die Angaben des Ertrages variieren in der Literatur sehr stark. Wie die meisten nahhaften Gräser wird es bei einer Höhe von 60 – 90 cm geschnitten. Die höchsten Erträge lassen sich jedoch bei einer Schnitthöhe von 1,5m verzeichnen (Purseglove, 1975; Aganga und Tshwenyane, 2004). Außerdem findet Guinea Gras Anwendung als Erosionsschutz. Aufgrund seines starken Wachstums ist es jedoch eine große Konkurrenz für lokale Pflanzen, weshalb es lange als belastendes Unkraut galt.

2.2 Stressdefinition

Der österreichische Biochemiker H. Selye prägte den Begriff Stresssyndrom erstmals 1936 mit den Worten „*Zustand unter Belastung, welcher durch Anspannung und Widerstand gegen äußere Stimuli (Stressoren) gekennzeichnet sei*“. Der Begriff Stress leitet sich von dem lateinischen Wort *stringere* ab, was so viel wie Notlage, Bedrängnis oder Anspannung bedeutet. Der Duden (2013) beschreibt uns den Ausdruck Stress mit „erhöhte Beanspruchung“ und „Belastung“. In Bezug auf Pflanzen ist Stress eine Zwangslage oder Beanspruchung des Organismus, die eine Abweichung vom Optimum darstellt, worauf die Pflanze mit einer Änderung des Funktionsmetabolismus reagiert (nach Larcher, 2001). Hiernach gibt es einen Störreiz (auch Störreaktion genannt), der die Belastung oder den Spannungszustand beschreibt und einen auslösenden Faktor, den Stressor (Ehlers, 1996).

Verschiedene Pflanzentypen reagieren unterschiedlich empfindlich auf einen Stressor (Ehlers, 1996). Nach Asch (2005) lassen sich diese Unterschiede grob in empfindlich und widerstandsfähig unterteilen. Die Pflanzen haben Strategien und Maßnahmen entwickelt, um auf einem Belastungszustand entsprechend zu reagieren. Eine Stresssituation muss somit nicht zwingend lebensbedrohlich sein. Pflanzen können die Stresseinwirkung tolerieren oder vermeiden. Für beide Strategien besteht die Möglichkeit, sich der Stresssituation anzupassen, etwa durch morphologische oder physiologische Prozesse. In jedem Fall ist der Grad der Schädigung von zwei Komponenten abhängig: Der Dauer, über die der Stressor anhält und die Intensität, mit der die Belastung die Pflanze trifft und das Lebensoptimum stört. Larcher (2001) hat diese beiden Komponenten in einem dynamischen Stresskonzept als eine Abfolge von Zustandsphasen (Abbildung 1) dargestellt. Hier folgt auf eine Alarmphase, in der ein Stress als solcher erkannt und darauf reagiert wird, eine Resistenzphase. Ist die Stressintensität in der Alarmphase zu hoch, kann dies zu einer akuten Schädigung führen. In der Resistenzphase kann eine Härtung erfolgen, die als sogenannter Eustress positiv auf den Organismus wirken kann und die Widerstandsfähigkeit erhöht. Passt die Pflanze sich an, kann sie ihr Wachstum trotz anhaltender Belastung normalisieren. Zuletzt tritt die Erschöpfungsphase ein, in der die Pflanze bei Ende des Stresses normal weiterwächst oder, bei anhaltender Stresseinwirkung, also bei Überschreitung der Anpassungsamplitude, eine chronische Schädigung erleidet, welche zu Funktionsausfällen oder auch zum Tod der Pflanze führen kann. Die Anfälligkeit gegenüber anderer Stressoren steigt im Falle einer Schädigung, da der gesamte Organismus der Pflanze geschwächt ist. Durch das Aufrechterhalten der Widerstandsfähigkeit, die Einstellung neuer, angepasster Zustände und wiederherrichtender Reaktionen ist zusätzliche

Energie erforderlich. Die Widerstandskraft entsteht oft durch eine Veränderung der Struktur von Proteinen und Biomembranen. Larchers Stresskonzept zeigt, dass ein kurzer intensiver Stress ebenso schädigend auf die Pflanze wirken kann, wie ein milder, lang anhaltender Stress. Die Veränderungen und Reaktionen einer Pflanze unter Stressbedingungen, die sich auf allen Funktionsebenen widerspiegeln, sind abhängig von der Lebensleistung und der Anpassungsfähigkeit. Die Anpassungsfähigkeit wiederum ist neben der Reaktionsmöglichkeit der Pflanze und der Intensität und Dauer des Stresses auch abhängig von Pflanzenart und Alter, Aktivitätszustand, Jahres- und Tageszeit, sowie dem Standort. Des Weiteren lässt sich Stress in verschiedene Stressfaktoren einteilen. Zunächst wird zwischen biotischen und abiotischen Stressen, also Faktoren der lebenden Umwelt und der nicht lebenden Umwelt unterschieden. In der natürlichen Umwelt der Pflanze wirkt selten nur ein einzelner Stressor auf den pflanzlichen Organismus. Sondern viele Stressoren wirken gleichzeitig und machen einen stressexponierten Standort aus. An einem solchen Standort bildet die Pflanze einen Kompromiss zwischen Ertragsbildung und Überlebenseicherheit. Die maximale Produktivität kann somit unter Stressbedingungen vermindert sein (Larcher, 2001; Ehlers, 1996). Im Laufe der Evolution entwickelten Pflanzen verschiedene Anpassungsstrategien gegen Stress. In dieser Arbeit sollen die Auswirkungen einiger abiotischer Stressfaktoren, die im Folgenden beschrieben werden auf das Blattwachstum von *Panicum maximum* untersucht werden.

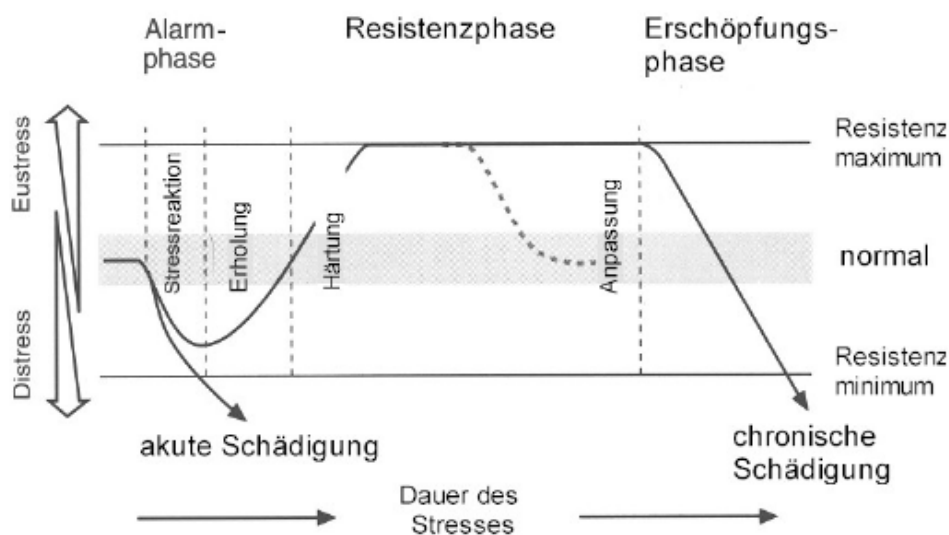


Abbildung 1: Modell einer Stresseinwirkung in drei Phasen (nach Larcher 2001). In der Alarmphase wirkt ein Stressfaktor und löst Funktionsstörungen und/oder strukturelle Schädigungen aus. Die Pflanze reagiert durch Restabilisierung oder Kompensierung (Alarmphase). Es kann zu einer Anpassung auf Normalniveau kommen, wenn der Stress gleichbleibend andauert (Resistenzphase). Durch langandauernde oder übermäßige Störung kann die Pflanze irreversibel geschädigt werden (Erschöpfungsphase).

2.3 Feldkapazität

Die Wasserversorgung von Kulturpflanzen erfolgt hauptsächlich durch Niederschlag über den Boden, wenn kein Bewässerungssystem vorliegt. Hier wird zwischen Haft- und Senkwasser unterschieden, deren Anteile sich in Abhängigkeit der Bodenart und der Porengrößenverteilung ergeben. Haftwasser trägt zur Bodenfeuchte bei. Es ist der Anteil des Wassers, der durch Kapillarkräfte in den Bodenporen festgehalten wird. Im Gegensatz dazu steht das Senkwasser, das durch die Gravitationskraft in tiefere Ebenen sickert. Feldkapazität bedeutet wie viel Wasser ein Boden bei maximaler Sättigung halten kann, nachdem das Senkwasser versickert ist. Das Wasserspeichervermögen ist abhängig von der jeweiligen Bodenart. Je feinkörniger der Boden ist und je mehr organische Substanz er enthält, desto größer ist der maximale Sättigungswassergehalt. Pflanzen können niederschlagsarme Zeitspannen auf Böden eines großen Wasserspeicherpotentials besser überstehen. Die Wasserhaltekapazität nimmt bei Bodenaustrocknung enorm zu, wenn nur noch die Feinporen unter $0,2\mu\text{m}$ Wasser enthalten (Larcher, 2001).

2.4 Trockenstress

Wassermangel in Pflanzen wird in der Literatur häufig als Wasserstress oder Dürrestress bezeichnet. Die Blätter erschlaffen, wenn das wasseraufnehmende Wurzelsystem nicht genügend Wasser aufnehmen kann um die großen Transpirationsmengen des Blätterdaches zu kompensieren. Erniedrigt sich nun der Bodenwasservorrat, kommt es von einem kurzfristigen zu einem länger anhaltenden Wasserstress, der physiologische Veränderungen in der Pflanze bewirkt (Ehlers, 1996). Durch Transpiration geben Landpflanzen ständig Wasser ab, das aus dem Boden in die Blätter transportiert wird. Diese Vorgänge, Wasseraufnahme aus dem Boden durch die Wurzeln, Wasserleitung durch die Leitbündel im Spross und Wasserabgabe über die Blätter stellen die Grundprozesse des Wasserhaushalts dar. Die treibende Kraft, die das Bodenwasser in die Pflanze bringt, ist die Differenz zwischen den Wasserpotentialen der Atmosphäre und des Bodens. Durch Niederschlagsmangel erniedrigt sich der Wassergehalt des Bodens, was häufig mit einer niedrigen Luftfeuchtigkeit und hoher Einstrahlung einhergeht. Daraus resultieren hohe Verdunstungsraten, die zu Trockenheit führen, wenn die jährliche Verdunstung die Jahressumme der Niederschläge übersteigt. Wasserstress kann ebenfalls eintreten, wenn das Wasser zu stark im Boden gebunden ist, etwa durch Bodenfrosts oder osmotische Wasserbindung in versalzten Böden oder auf flachgründigen Standorten, die wenig Platz für Wurzelmasse lassen. Trockenstress tritt nicht plötzlich auf. Vielmehr ist es eine Komponente, die im Laufe der Zeit zunimmt (Larcher, 2001). Wenn Pflanzen Wasser über

die Zellwände abgeben, fließt Wasser aus dem Interzellularraum nach und die Zelle beginnt zu welken, das Zellvolumen sinkt. Welken bedeutet, dass die Zellen sich zusammen ziehen, schrumpfen und sich verformen. Je mehr das Protoplasma dadurch irreversibel geschädigt wird, desto empfindlicher reagiert die Pflanze auf Wassermangel. Wie in Kapitel 2.2 erwähnt, kann die Pflanze kurzfristige Schutzmaßnahmen im Falle einer Trockenperiode über physiologische Veränderungen einleiten. Über die Kontrolle der Spaltöffnungen kann die Pflanze einem Wassermangel zunächst entgegenwirken. Hierbei entfällt der Kühlungseffekt, der durch die Verdunstung an den Blättern entsteht. Durch diese Temperaturerhöhung steigt die Atmung in der Pflanze, bei anhaltendem Wassermangel sinkt sie jedoch wieder. Die Photosynthese wird gehemmt, da kein Kohlenstoffdioxid mehr über die Spaltöffnungen aufgenommen werden kann. Die Pflanze reagiert auf eine Trockenperiode durch Wachstumshemmung, die durch die Minderung des Zellinnendrucks (Turgor) geschieht. Um diese kurzfristigen Vorgänge zu signalisieren und Schutzmechanismen einzuleiten, produziert die Pflanze Phytohormone, die in entsprechende Pflanzenteile geleitet werden und als Signalstoffe fungieren. Die Assimilatverteilung und das Verhältnis von Wurzel zu Spross verändern sich, da die Pflanze ihre Wurzeln in tiefere Bodenschichten ausdehnt, um die Wasseraufnahme zu verbessern (Larcher, 2001). Durch Blattrollen oder Blattabwurf kann die Verdunstungsfläche ebenfalls verkleinert werden. Osmotika können aktiv eingelagert werden, damit ein stärkerer Wassersog in die Pflanze entsteht. Austrocknungsempfindliche Pflanzen können dem Trockenstress nur ausweichen, indem sie einen schnellen Ablauf des Lebenszyklus oder eine verkürzte Reproduktionsperiode einleiten. Indirekt können Pflanzen sich durch austrocknungsresistente Samen oder andere Überdauerungsorgane vor Dürre schützen. Austrocknungstoleranz ist die Anlage des Protoplasmas die Entwässerung hinzunehmen. Langfristig hat die Pflanze die Möglichkeit morphologische Änderungen vorzunehmen. Hier gibt es eine große Anzahl an Anpassungsmechanismen, von denen nur einige erwähnt werden sollen. Ein besseres Wasserleitungsvermögen wird über eine Vergrößerung der Leitfläche (Xylem) und eine Verkürzung des Transportweges erreicht. Numanov entdeckte schon 1927, dass Pflanzen die unter Wassermangel wachsen, kleinere Spaltöffnungen in größerer Anzahl entwickeln. Hierüber kann die Öffnungsweite und damit die Transpiration präzise reguliert werden. Manche Pflanzen haben eine epidermale Wachsschicht, eine dickere Cuticula oder Korkauflagen entwickelt, um die Transpirationsverluste zu minimieren. Andere haben einen Metabolismus entwickelt, in dem die Kohlenstoffdioxid-Assimilation und der Aufbau von Kohlenhydraten räumlich voneinander getrennt sind, was den Pflanzen unter Wassermangel einen Vorteil bringt (C4-Metabolismus). Oder die Spaltöffnungen öffnen sich nur nachts, wenn die Gefahr hoher

der Transpirationsverluste gering ist (CAM-Metabolismus). Wiederum andere legen große Wasserspeicher an, um langen Dürreperioden standzuhalten (Taiz und Zeiger, 2007).

Dürreperioden sind in den letzten Jahren weltweit vermehrt aufgetreten. Dies hat direkte negative Auswirkungen auf die Landwirtschaft. Der sinkende Grundwasserspiegel verringert die Produktivität der Pflanzen und durch Winderosion geht, bei anhaltender Dürre wertvoller Boden verloren. Der ökonomische Ertrag ist abhängig von der Intensität und Dauer der Wassermangelsituation, sowie vom Zeitpunkt des Auftretens während der Entwicklungsphase (FAO, 2008). Es wurde prognostiziert, dass sich dieses Problem in einigen Regionen der Erde in Zukunft verstärken wird (IPCC, 2012).

2.5 Überstauungsstress

Wenn bei starken Niederschlägen Flüsse über das Ufer treten und Hochwasser entsteht, kommt es für Pflanzen dieser Gebiete zu Stauwasser im Wurzelraum. Auch in Mooren und Sumpflandschaften, sowie in Niederungen während der Schneeschmelze wachsen Pflanzen häufig in stark gewässerten Böden. Durch landwirtschaftliche Maschinen verdichtete Böden oder durch Baumaßnahmen versiegelte Böden sind ebenfalls dem erhöhten Risiko der Stau- nässe ausgesetzt. Feinkörnige Standorte, wie Ton- oder Lehmböden sind für gewöhnlich stärker gefährdet als sandige Böden oder Schotterböden. Der im Boden enthaltene Sauerstoff wird durch die Atmung von Bodentieren, Mikroorganismen und Pflanzenwurzeln niedrig gehalten. In wasserübersättigte Böden dringt der Luftsauerstoff so langsam ein, dass er in der Rhizosphäre in kurzer Zeit aufgebraucht ist. Der so entstandene Sauerstoffmangel im Wurzelraum zieht weitere Folgen nach sich. Anaerobe Mikroorganismen breiten sich schnell aus und es entsteht ein stark reduzierendes Umfeld in dem Fe^{2+} , Mn^{2+} , H_2S , Sulfide, Milchsäure, Buttersäure und andere Substanzen sich in hoher, für die meisten Pflanzen toxischer Konzentration vorkommen. Das Wurzelwachstum wird gehemmt und die Stickstoffmineralisation wird gestört. Durch den Mangel an Sauerstoff kann die Pflanze ihren Metabolismus auf anaerobe Atmung umstellen. Hierbei reichern sich die pflanzengiftigen Stoffe Lactat, Acetaldehyd oder Ethanol an (Larcher, 2001). Somit ist das Wachstum gestört und die Wurzelspitze stirbt ab. Als Anpassungsmechanismus kann die Pflanze Atemwurzeln als oberflächliches Wurzelsystem bilden, die oberhalb des Wasserstandes am Spross wachsen. Durch sogenannte Lentizellen können manche Pflanzen atmosphärischen Sauerstoff im Spross einschließen und die im Wasser befindlichen Organe damit versorgen (Jackson und Armstrong, 1999). Durch die vermehrte Bildung der Pflanzenhormone Abszisionsäure und Ethylen werden Signale gesendet, die zu Blattabwurf und Krümmungswachstum führen können (Larcher, 2001).

2.6 Salzstress

Salinität bezeichnet eine hohe Konzentration von leichtlöslichen Salzen in der Bodenlösung; ein Zustand, der limitierend auf das Pflanzenwachstum wirken kann. Die Hauptquelle aller Salze sind Minerale aus offenen Schichten der Erdkruste. Nach Larcher (2001) sind circa 6% der globalen Landoberfläche durch Salz belastet. Um den Salzgehalt zu bestimmen wird die Elektrolytleitfähigkeit des wässrig gesättigten Bodenbodenextrakts (EC) in Siemens (S) pro Meter (m) gemessen. Ab 4 mS/cm erfahren salzempfindliche Pflanzen Wachstumsstörungen. In ariden Klimazonen, in denen die Verdunstung die jährliche Niederschlagssumme übersteigt entstehen versalzene Böden. In Gebieten mit intensiver Bewässerung, kommt es in hohem Maße zu Versalzung, wenn nicht ausreichend entwässert wird. Dem Boden werden so große Mengen leicht löslicher Salze zugeführt, die bei hoher Verdunstung an der Bodenoberfläche zurückbleiben. In humiden Gebieten überwiegt Natriumchlorid im Boden. Salzböden in Steppen und Wüsten sind durch alkalische Sulfate und Carbonate des Natriums, Magnesiums und Calciums geprägt. Die alkalische Versalzung von Böden wird auch Verbrackung genannt. Küstennahe Böden sind aufgrund des Meersalzes natürlicherweise versalzen. Über die Luft kann Meersalz mehrere Kilometer weit ins Land transportiert werden (Larcher, 2001; FAO, 2011). Das osmotische Potential der Bodenlösung steigt mit zunehmender Salzkonzentration. Durch ein hohes osmotisches Potential des Bodenwassers ist der Konzentrationsgradient zwischen Boden und Pflanze zu groß. Das Wasser ist osmotisch stark im Boden gebunden und die Wasseraufnahme der Pflanze damit gehemmt. Mit zunehmender Salzkonzentration, ist das Wasser immer schlechter für die Pflanze verfügbar. Landpflanzen können bis zu einer bestimmten Grenze Salz im Zellsaft akkumulieren, um ein Wasserpotentialgefälle zur Wurzel entstehen zu lassen und osmotisch gebundenes Bodenwasser aufnehmen. Als Abwehrmechanismus hat die Pflanze zahlreiche Mechanismen entwickelt. Zum Beispiel können einige Pflanzen den Transportweg für Salzionen unterbrechen. Diese werden so in Stamm und Wurzeln festgehalten und nicht in die Blätter transportiert. Anderen Pflanzen gelingt es, nach Anreicherung von Salzen in bestimmten Pflanzenteilen diese abzuwerfen oder über Absalzdrüsen und Absalzhaare überschüssiges Salz loszuwerden. Der Salzstress kann auch vermindert werden, wenn die Pflanze Salzionen in der Vakuole einschließt. Bei erhöhten Salzgehalten kommt es zu Funktionsstörungen und Schädigungen der Pflanze. Das Wachstum wird beeinträchtigt, indem Wachstumsgeschwindigkeit, besonders in der Streckungsphase, und die Biomasseproduktion sinken (Bernstein et al., 1993). Die Spaltöffnungen schließen sich und die Photosyntheseintensität sinkt. Eine starke Salzbelastung führt zu Kleinwuchs, Hemmung des Wurzelwachstums und verspätetes und kümmerliches Austreiben bei Keimlingen. Blätter

salzbelasteter Pflanzen weisen niedrigere Wachstumsraten auf, woraus eine geringere Blattlänge resultiert (Bernstein et al., 1993). Blätter und Sprosssteile vertrocknen, wenn die Pflanze nicht ausreichend Wasser aufnehmen kann. Somit sterben ganze Zellbereiche ab. Jungpflanzen sind häufig empfindlicher gegenüber Salzböden, auch, weil die obersten Bodenschichten, die sie bewurzeln am stärksten versalzen.

2.7 Blattwachstum

Während der Blattentwicklung verändert sich das Wachstum des Blattes. Blattwachstum in Grasblättern beruht auf zwei Stadien. Im ersten Stadium ist das jüngere Blatt umhüllt vom Schaft des Älteren und abhängig von der Versorgung durch Assimilate von den älteren, reiferen Blättern. Das zweite Stadium tritt ein, nachdem das Blatt aus dem schützenden Schaft wächst (Bernstein et al., 1993). Die Blattwachstumsrate (LER - *engl.*: leaf elongation rate) erstreckt sich in Grasblättern deutlich stärker in die Länge, als in die Breite und variiert während der Entwicklung und Bildung der Blattsegmente (Maurice, 1997). Sie folgt einer sigmoiden Kurve, mit niedrigeren Wachstumsraten am Anfang und am Ende der Blattstreckung (Bultynck, 2004). Basierend auf dem Entwicklungsstadium der Epidermiszellen, können drei Phasen und drei Bereiche der Wachstumszone eines Blattes von Monokotylen unterschieden werden. In der ersten Phase steigt die LER durch die Zellteilung exponentiell an, bis das Blatt sichtbar wird. Dies ist die erste Zone des Blattes, die Meristemzone. Sie birgt die Zellteilung und Gewebeentfaltung der Epidermiszellen. In der zweiten Phase stabilisiert sich die Wachstumsrate und bleibt, abhängig von der Pflanzenart und -sorte, einige Zeit konstant. Die zunehmende Entfernung von der Blattscheide geschieht ausschließlich durch die Gewebestreckung. Während der letzten Phase erreicht das Blatt, nach einer Abnahme der Wachstumsrate, ihre Maximallänge. Die Zellteilungsaktivität des Meristems ist beendet. Zellen, die in der meristematischen Zone entstanden sind bewegen sich nur durch die Streckungszone bis zur Reifezone, in der sie am Ende ihre endgültige Größe erreichen. (Boffey et al., 1980; Fournier et al., 2005; Egle, 2015) In vielen Getreidearten deckt sich die letzte Wachstumsphase mit dem Anstieg der Blattstreckungsrate des jüngeren Blattes (Parent et al., 2009). Diese Synchronizität deutet an, dass Entstehungsprozesse die Veränderung einer Phase im Meristem einleiten (Egle et al., 2015) und unterstützt die Theorie, dass das Blattwachstum von anderen sich streckenden Blättern abhängt (Durand et al., 1999; Fournier et al., 2005). Häufig wird das Blattwachstum für wissenschaftliche Arbeiten mit einem gewöhnlichen Lineal, von einem fixen Referenzpunkt bis zur Blattspitze, gemessen und daraufhin die Wachstumsrate berechnet (Parent et al., 2009). Welcker et al. (2007) nutzen in ihrer Arbeit einen Flaschenzug, der auf der

einen Seite am Blatt und auf der anderen Seite an einem Gewicht befestigt ist. Über einen Sensor werden die Umdrehungen einer Spule und damit die Blattlängenentwicklung gemessen.

Pflanzenwachstumsraten sind abhängig von jahreszeitlichen Klimaschwankungen, vor allem von der Temperatur (Durand, 1999). Bei Weizen zum Beispiel ist das Blattlängenwachstum in der Streckungsphase bei niedrigeren Temperaturen geringer und bei höheren Temperaturen größer (Reymond et al., 2003). Der Effekt der Temperatur auf das Blattwachstum kann mit Hilfe einer sigmoiden Funktion simuliert werden (Tonkinson et al., 1997). Die endgültige Blattlänge hängt eher von der Temperatur während des frühen Entwicklungsstadiums ab, als von der Temperatur während späterer Entwicklungsstadien.

Blattstreckung ist maßgeblich für die Erhaltung der Produktivität von Grasland (Durand, 1999). Das Blattstreckungswachstum bei Monokotylen ist ein wichtiger Faktor für die Biomassezunahme. Besonders bei der Futterpflanzenproduktion ist es maßgeblich, hohe Biomasseerträge zu erzielen. Ein hohes Blattstreckungswachstum kann somit als Indikator für die Ertragsentwicklung gelten, da bei Monokotylen das Blattwachstum hauptsächlich in die Länge und weniger in die Breite erfolgt. Die Blattstreckungsrate ist eine Hauptgröße der finalen Blattfläche von Monokotylen. Somit spielt es eine zentrale Rolle für die Biomasseakkumulation und den Ertrag (Parent et al., 2009; Bultynck et al., 2004; Reymond, Muller und Tardieu, 2004; Chenu et al., 2008).

3 MATERIAL UND METHODEN

In diesem Versuch soll die Dynamik des Blattlängenwachstums von *Panicum maximum* unter verschiedenen abiotischen Stressfaktoren untersucht werden. Hierfür wurde ein an der Universität Hohenheim entwickelter Versuchsaufbau verwendet. Es wurden die Effekte von drei abiotischen Stresssituationen getestet. Dazu wurden drei zeitliche Wiederholungen durchgeführt. Pro zeitliche Wiederholung wurde bei acht Pflanzen das Blattwachstum gemessen, von denen jeweils zwei dieselbe Behandlung erhielten. Der Versuch fand im Dezember 2015 und im Februar und März 2016 in einem Gewächshaus des Instituts für Pflanzenproduktion und Agrarökologie in den Tropen und Subtropen der Universität Hohenheim statt.

3.1 Pflanzenanzucht

Für die Anzucht der Pflanzen wurden circa 200 Samen der Sorten Tanzania und Mombaza in eine Keimchale mit Komposterde vom Heidfeldhof der Universität Hohenheim ausgesät und befeuchtet. Die durchschnittliche Tages- bzw. Nachttemperatur betragen circa 29 und 27 °C. Da sowohl Keimrate, als auch Wüchsigkeit der Sorte Mombaza höher war, wurde diese Sorte für den Versuch ausgewählt. Als die Pflanzen ein Alter von zehn Tagen erreicht hatten wurde die Keimchale, bei circa einem Meter Abstand unter eine Natriumdampflampe (400 Watt, SON-K-400; Professional Lightning) gestellt. Die Photonenflussdichte auf Höhe der Keimlinge lag bei circa 250 $\mu\text{mol}/\text{m}^2/\text{s}$. Die Beleuchtungszeit wurde von 8:00 bis 20:00 Uhr eingestellt. Nach zwei weiteren Tagen wurden acht homogene Pflanzen mit einer Größe von 10 cm ausgewählt und in Kunststofftöpfe mit einem Fassungsvermögen von 1 L umgesetzt. Der Topfboden war mit Löchern versehen, damit überschüssiges Wasser abfließen konnte. Die Töpfe wurden mit 1100 g Erde gefüllt. Hierfür wurde das gleiche Substrat wie für die Keimung verwendet. Während der Anzuchtphase wurden die Pflanzen täglich mit der gleichen Menge destilliertem Wasser gewässert. Bei Erreichen des Dreiblattstadiums, nach insgesamt 21 Tagen, wurden die Pflanzen einmalig mit circa 100 ml Düngelösung gegossen (Wuxal Universaldünger, Firma Manna, 20 ml Düngelösung/10 L Wasser). 23 Tage nach der Aussaat wurden die Pflanzen als mechanisch stabil genug für die Versuchsdurchführung erachtet.

3.2 Versuchsaufbau

Für die Messung des Blattwachstums wurde folgende Apparatur konstruiert (Abbildung 5): Am Pfeiler eines Laborstatives mit Grundplatte wurde eine Messskala von 30 cm aus Papier angebracht. Mittels einer oberhalb der Messskala befestigten Labormuffe, wurde ein 10 x 1 x 1 cm langer Holzkanten horizontal befestigt. In diesen wurde jeweils an beiden En-

den eine Öse vertikal eingedreht. Durch die Öse wurde eine Baumwollschnur (Stärke 120 Nm) gezogen. An einem Ende der Baumwollschnur wurde eine 2 cm große Klammer angebracht, die an das zu messende Blatt geklemmt wurde und die zu messenden Pflanzen wurden möglichst nah an das Stativ gestellt. Am anderen Ende der Baumwollschnur wurde eine Schraube (DIN 933 A2) als Gewicht montiert. Auf die Schraube wurde eine Mutter (DIN 934 A2) gedreht, mit der ein Stahl Nagel von 3 cm Länge zwischen Schraube und Mutter geklemmt wurde. Der Stahl Nagel diente als Zeiger an der zuvor angebrachten Messskala. Die Schraube mit einer Mutter und dem Stahl Nagel ergaben ein Gewicht von 4,9 g. Die Baumwollschnur mit der Klammer wurde damit unter Spannung gehalten, ohne, dass das zu messende Blatt beschädigt wurde. (Abbildung 5) Durch zwei vertikal, nahe der Messskala gespannte Fäden, konnte verhindert werden, dass der Zeiger sich von dieser seitlich fortbewegte. Um die Bewegung des Zeigers abzulesen, wurde eine Kamera mit 50 cm Abstand auf die Messapparatur gerichtet. Diese war an einen Computer angeschlossen und wurde durch die Software Webcam 7 Pro (Moonware Studios, USA) bedient. Unterhalb der Skala wurde eine weitere Labormuffe angebracht, in welche ein Nachtlicht geklemmt wurde. Durch eine Zeitschaltuhr wurden die Nachtlichter während der Dunkelphase von 20:00 bis 8:00 Uhr eingeschaltet, um die Messskala zu beleuchten. Die Beleuchtungsstärke der Nachtlichter betrug bei einem Abstand von 10 cm $5 \mu\text{mol PAR m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. Hinter dem Stativ wurde ein heller Pappkarton angebracht, der durch den Kontrast zur Messskala das Ablesen der Werte vereinfachte. An einem Stativ konnten gleichzeitig zwei Pflanzen gemessen werden. Sobald das zu messende Blatt sichtbar war, wurde die Länge mit einem Lineal gemessen und die Klemme mit der Baumwollschnur an dem Blatt befestigt. Mit der auf die Messskala gerichteten Kamera wurde nun automatisch alle 30 Minuten ein Bild des Zeigers an der Messskala gemacht und auf dem Computer gespeichert. Nach circa 24 Stunden wurde die Klammer am Blatt in Richtung Blattscheide versetzt, um zu verhindern, dass die Klammer die Öse berührt. Hierbei wurde der Zeiger wieder an den Anfang der Messskala gesetzt und das Blattlängenwachstum wurde weiter gemessen. Wenn nun das Gewicht der Schraube aufgrund der steigenden Blattmasse zu gering wurde, wurden bis zu vier Muttern zusätzlich auf die Schraube geschraubt. Ob das Gewicht zu gering war, wurde händisch an der Spannung der Baumwollschnur überprüft.

3.3 Abiotische Stressfaktoren

Ab Tag 24 nach der Aussaat wurden die Pflanzen den jeweiligen Behandlungen ausgesetzt. Es wurden drei verschiedene Stressursachen untersucht. Zusätzlich existierten Kontrollpflanzen.

Trockenstress

Für den Trockenstress wurde ein Bodenwasserdefizit mit einer Wassermenge von 50 % der Feldkapazität simuliert. Hierfür wurden die Pflanzen zu Beginn der Messungen zunächst zwei bis drei Tage nicht gewässert, bis der gewünschte Wassergehalt des Bodens erreicht oder unterschritten war. Der Bodenwassergehalt wurde täglich durch Wägung bestimmt. Die Feldkapazität der Komposterde war hierfür in einem Vorversuch ermittelt worden. Unterschritt der Bodenwassergehalt 50 % wurde entsprechend aufgewässert, ohne dass Wasser durch den Lochboden verloren ging. Um Evaporationsverluste zu verhindern, wurde der Boden mit 200 g Kieselsteinen bedeckt.

Überstauungsstress

Für den Überstauungsstress wurden die Pflanzen in einen mit Wasser gefüllten Eimer gestellt. Die Topfoberfläche war während des gesamten Versuchs vollständig mit Wasser bedeckt.

Salzstress

Zwei Pflanzen pro Wiederholung wurden ab dem Tag der Stressinduktion mit einer Salzlösung (80 mmol Natriumchlorid pro Liter Wasser) gewässert. Durch Wägung wurde täglich das Gewicht bestimmt. Wenn der Bodenwassergehalt 85 % unterschritt, wurde hinreichend aufgewässert. Auch hier wurde der Boden mit 200 g Kieselsteinen bedeckt.

Kontrolle

Kontrollpflanzen wurden bei einer Bodenfeuchte von 85 % der Feldkapazität konstant gehalten und wie in der Anzuchtphase mit destilliertem Wasser gegossen. Hier wurde ebenfalls bei Unterschreitung eines Bodenwassergehalts von 85 % entsprechend aufgewässert und Evaporationsverluste durch 200 g Kieselsteine auf der Bodenoberfläche unterbunden.

Feldkapazität

Um den optimalen Wassergehalt für die entsprechende Behandlung zu bestimmen, musste zunächst die Feldkapazität berechnet werden. Hierfür wurde ein Topf mit einem Liter Fassungsvermögen mit Komposterde gefüllt, gewogen und das Gewicht notiert. Die Erde wurde mit Wasser gesättigt und erneut gewogen. Überschüssiges Wasser, das nicht von der Erde gehalten werden konnte, ist abgetropft. Außerdem wurde ein Topf mit der gleichen Menge desselben Substrats im Trockenschrank bei 105 °C für 24 Stunden bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Nun war das Gewicht der Erde bei 100 % Wassergehalt und bei 0 % Wassergehalt

bekannt. Durch die Differenz der Gewichte konnte so der Wassergehalt der unbehandelten Erde bestimmt werden.

Berechnung der Feldkapazität

Mit Hilfe der Gewichtsangaben aus Tabelle 1 wurde der Wasseranteil der Komposterde berechnet:

$$1261 \text{ g} - 575 \text{ g} = 686 \text{ g}$$

$$686 \text{ g} : 1261 = 0,54$$

Der Wassergehalt von 1000 g Komposterde liegt somit bei 54 %. Für die Versuchstöpfe wurden ebenfalls 1000 g der Komposterde verwendet. Damit wurde das Gewicht der Erde für den Wassergehalt der jeweiligen Behandlung berechnet:

$$\text{Für 50 \% Wassergehalt der Feldkapazität: } 575 \text{ g} + (0,5 * 686) = 918 \text{ g}$$

$$\text{Für 85 \% Wassergehalt der Feldkapazität: } 575 \text{ g} + (0,85 * 686) = 1158 \text{ g}$$

Tabelle 1: Gewicht der Komposterde in [g], in trockenem, vollgewässertem und unbehandeltem Zustand.

Komposterde	Gewicht in [g]
Trocken	575
Aufgewässert	1261
Unbehandelt	1000

3.4 Messungen

Für die Messungen des Blattwachstums wurden die 5., 6. und 7. Blätter des Hauptssprosses ausgewählt. Die Messungen begannen, als das fünfte Blatt des Hauptssprosses sichtbar wurde. Zu diesem Zeitpunkt waren die Pflanzen seit 24 Stunden dem jeweiligen Stressfaktor ausgesetzt. Acht bis neun Tage wurde innerhalb einer zeitlichen Wiederholung gemessen, bis bei allen Pflanzen das 7. Blatt des Hauptssprosses mindestens 24 Stunden gewachsen war.

3.4.1 Blattlängenwachstum

Als das 5. Blatt sichtbar war, wurde die Klemme angebracht und das Blatt gemessen. Sobald das sechste bzw. das siebte Blatt erschien, begann die Messung an diesem. In drei Wiederholungen wurden somit über 8500 Daten gewonnen. Für die maximale Blattlänge wurde am Ende des Versuchs der Zuwachs der ersten 46 Stunden (24 Stunden bei Blatt 7) des jeweili-

gen Blattes summiert und die ersten Zentimeter, die mit dem Lineal gemessen wurden, addiert.

3.4.2 Blattfläche und Trockenmasse

Nachdem die Messungen der Blattlänge beendet wurden, wurde die Blattfläche bestimmt. Die Blätter wurden vom Spross entfernt und die Blattfläche mit einem Blattflächenmessgerät (LI-3000C Portable Area Meter, Licor, USA) bestimmt. Hierfür wurden die Blätter einzeln zwischen zwei Rollwalzen eingespannt, die die Blätter bei gleichmäßiger Geschwindigkeit über einen Sensor führten, der die Blattfläche gescannt hat. Die gemessenen Blätter 5, 6 und 7 des Hauptsprosses wurden einzeln abgetragen, die Blattfläche der restlichen Blätter wurde summiert und notiert. Die Blätter und der Spross wurden in Papiertüten verpackt und entsprechend beschriftet. Um die Trockenmasse zu bestimmen wurden diese bei 70 °C für vier Tage im Trockenschrank getrocknet. Bevor die einzelnen Pflanzenteile gewogen wurden, wurden sie für circa 15 Minuten in einem mit Silicagel gefüllten Exsikkator aufbewahrt, um eine Wiederaufnahme von Wasser zu verhindern. Daraufhin wurde das Gewicht der gemessenen Blätter, der restlichen Blattmasse und des Sprosses mit einer Feinwaage ermittelt.

3.5 Datenanalyse

Mit einem einfachen Bildbearbeitungsprogramm (Picasa 3, Google, USA) wurden die aufgezeichneten Bilder aufgerufen. Die Werte wurden von der Messskala abgelesen und in eine Microsoft Office Excel-Tabelle übertragen. Auch die Werte der Blattflächen und der Trockengewichte wurden so tabellarisch erfasst. Die Mittelwerte und Standardabweichungen wurden mit Microsoft Office Excel berechnet. Bevor die Daten mit einem t-Test auf Signifikanzen geprüft wurden, wurde mit einem F-Test die Varianzhomogenität festgestellt. Beide Tests wurden ebenfalls mit Microsoft Office Excel durchgeführt. Für die grafischen Darstellungen wurde Sigma Plot 12.5 (Systat Software GmbH, Deutschland), sowie das Kurvenanpassungsprogramm Table Curve 2D verwendet. Für die Ergebnisse wurde der Durchschnitt aller phänologisch gleichaltrigen Blätter, über alle zeitlichen Wiederholungen berechnet.

3.6 Klimawerte

Die Temperatur im Gewächshaus während des Versuchs betrug sowohl tagsüber, als auch nachts durchschnittlich circa 28 °C. Die relative Luftfeuchte unterlag starken Schwankungen, innerhalb einer Wiederholung und im Vergleich zwischen den Wiederholungen (Abbildung 2,

Abbildung 3, Abbildung 4). Die Durchschnittswerte liegen bei 31 % (Wiederholung 1), 25 % (Wiederholung 2) und 20 % (Wiederholung 3) relativer Luftfeuchte.

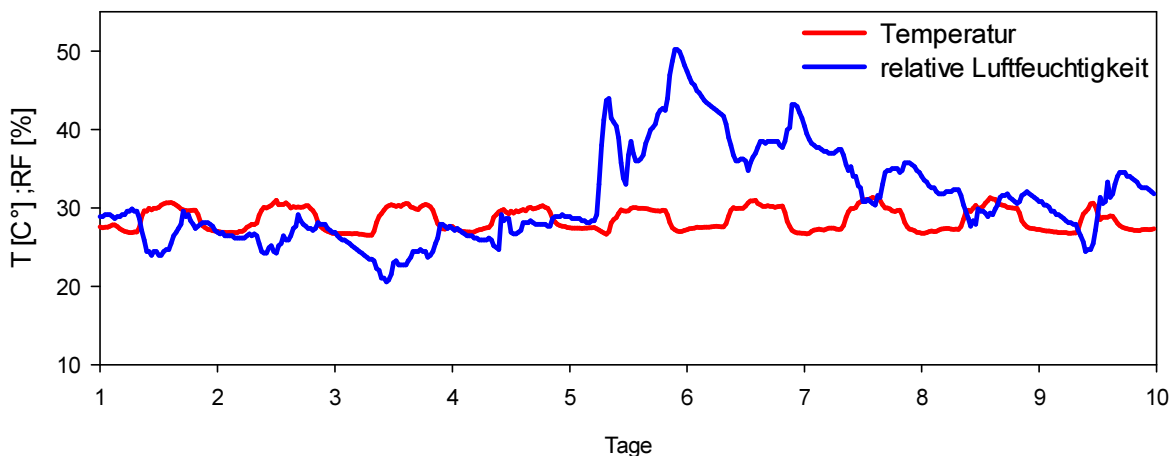


Abbildung 2: Lufttemperatur (rot) in [°C] und relative Luftfeuchtigkeit (blau) in [%] des Versuchsgewächshauses, während der Messungen der ersten zeitlichen Wiederholung im Dezember 2015.

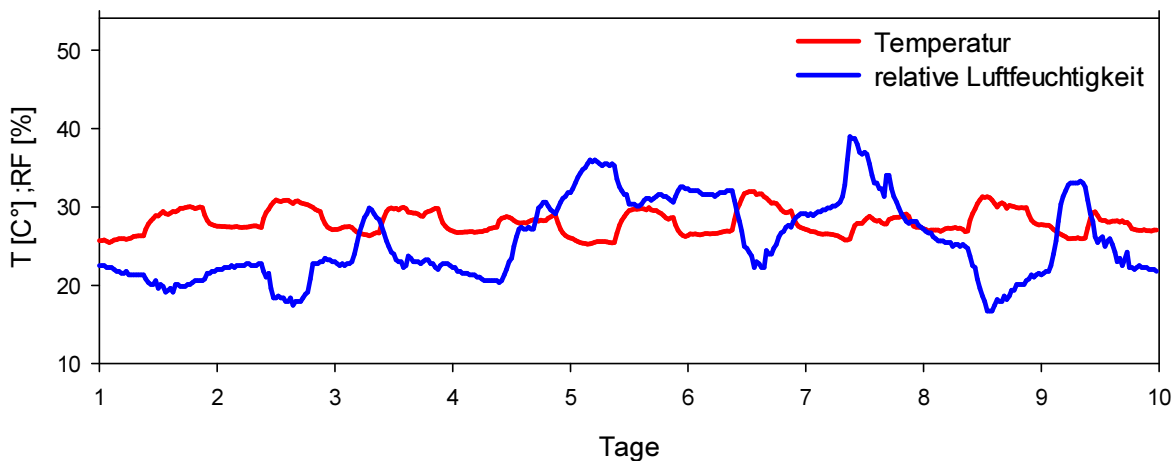


Abbildung 3: Lufttemperatur (rot) in [°C] und relative Luftfeuchtigkeit (blau) in [%] des Versuchsgewächshauses, während der Messungen der zweiten zeitlichen Wiederholung im Februar 2016.

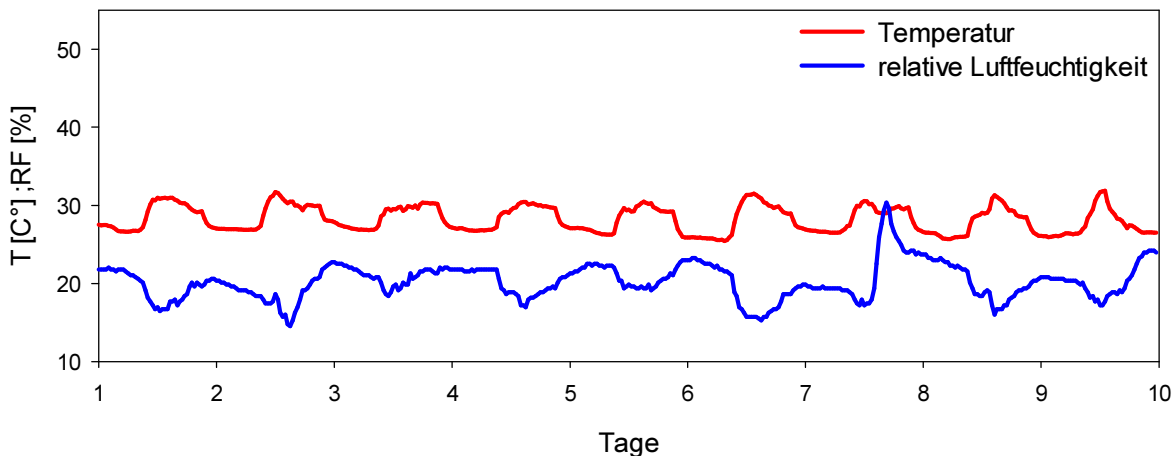


Abbildung 4: Lufttemperatur (rot) in [°C] und relative Luftfeuchtigkeit (blau) in [%] des Versuchsgewächshauses, während der Messungen der dritten zeitlichen Wiederholung im März 2016.

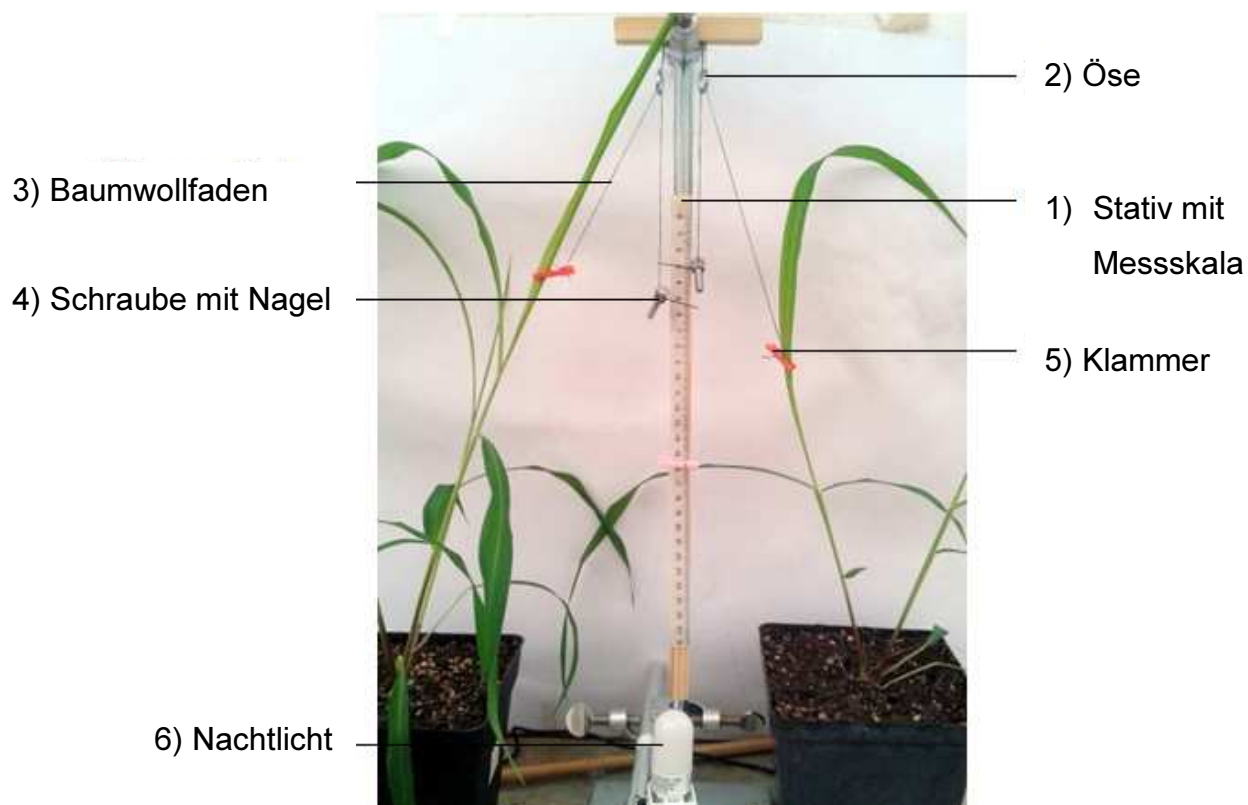


Abbildung 5: Versuchsaufbau zur Messung des Blattlängenwachstums von *Panicum maximum*: 1) Stativ mit Messskala 2) Öse 3) Baumwollfaden 4) Schraube mit Mutter und Stahl Nagel 5) Klammer 6) Nachtlicht. Das Bild wurde aus der Perspektive der Versuchskamera aufgenommen.

4 ERGEBNISSE

4.1 Blattlänge

Bei der durchschnittlichen Blattlänge konnte lediglich für die 5. Blätter der Pflanzen unter Überstauung ein signifikanter Unterschied im Vergleich zu den Kontrollpflanzen nachgewiesen werden. Die Blätter der Pflanzen unter Überstauungsstress erreichen bei allen drei gemessenen Blättern die niedrigste Blattlänge (

Tabelle 2, Tabelle 3, Tabelle 4). Nach 46 Stunden (bzw. 24 Stunden bei Blatt 7) sind die Unterschiede der durchschnittlichen Blattlänge nicht signifikant von der Kontrolle verschieden.

Tabelle 2: Durchschnittliche Blattlänge des 5. Blattes in [cm] nach 46 Stunden im Vergleich zur Kontrolle. Statistische Signifikanz im Vergleich zur Kontrolle wird durch * angezeigt (t-Test, alpha=0,05).

Behandlung	[cm]	Standartabweichung
Trockenstress	33,55	1,95
Überstauungsstress	22,89*	3,69
Salzstress	27,33	6,69
Kontrolle	32,31	3,45

Tabelle 3: Durchschnittliche Blattlänge des 6. Blattes in [cm] nach 46 Stunden im Vergleich zur Kontrolle.

Behandlung	[cm]	Standartabweichung
Trockenstress	31,93	6,91
Überstauungsstress	28,73	6,38
Salzstress	32,58	9,25
Kontrolle	37,23	7,16

Tabelle 4 Durchschnittliche Blattlänge des 7. Blattes in [cm] nach 24 Stunden im Vergleich zur Kontrolle.

Behandlung	[cm]	Standartabweichung
Trockenstress	27,25	4,17
Überstauungsstress	22,18	7,11
Salzstress	23,58	8,91
Kontrolle	25,76	3,95

4.2 Blattentwicklung

In Abbildung 7 ist zu erkennen, dass jedes Blatt jeder Behandlung ein lineares Wachstum zeigt. Der Teil, in der die Kurve abflacht, also die Wachstumsrate sinkt, wurde hier abgeschnitten, damit Vergleiche gemacht werden können. Um diese Hauptwachstumsphase (lineare Wachstumsphase) des durchschnittlichen Längenwachstums der unterschiedlichen Behandlungen zu vergleichen, wurde die Steigung ermittelt. Ein signifikanter Unterschied im Vergleich zur Kontrolle konnte hier nur für den Überstauungsstress für die 5. Blätter festgestellt werden (Abbildung 7). Die Abbildung 6 zeigt eine Pflanze des Salzstresses der 2. Wiederholung. Das Wachstum ist zu Beginn (circa bis Stunde 12) und am Ende der Messung (circa ab Stunde 45) niedriger als während der Zeit dazwischen.

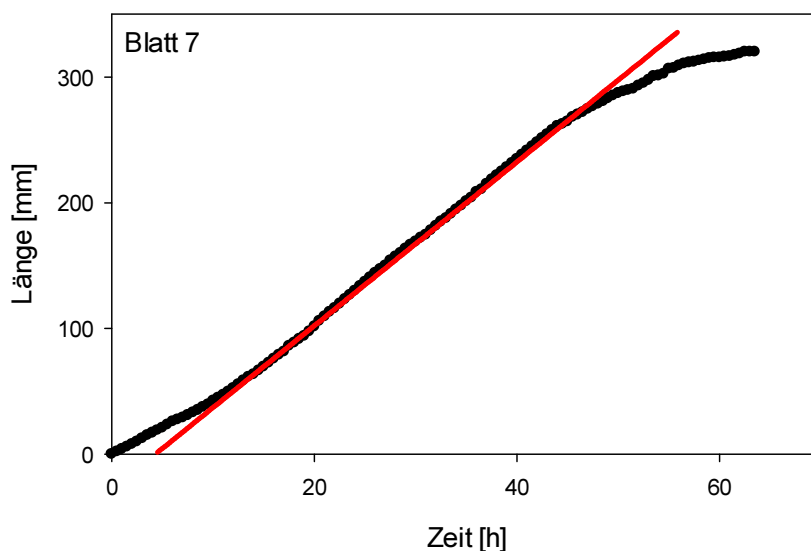


Abbildung 6: Längenwachstum in [mm] von Blatt 7 einer Pflanze unter Salzstress der 2. Wiederholung. Durch die verlängerte Regressionsgerade (rot) der linearen Wachstumsphase, ist das niedrigere Wachstum zu Beginn der Messung zu erkennen. Circa ab Stunde 12 beginnt das lineare Wachstum.

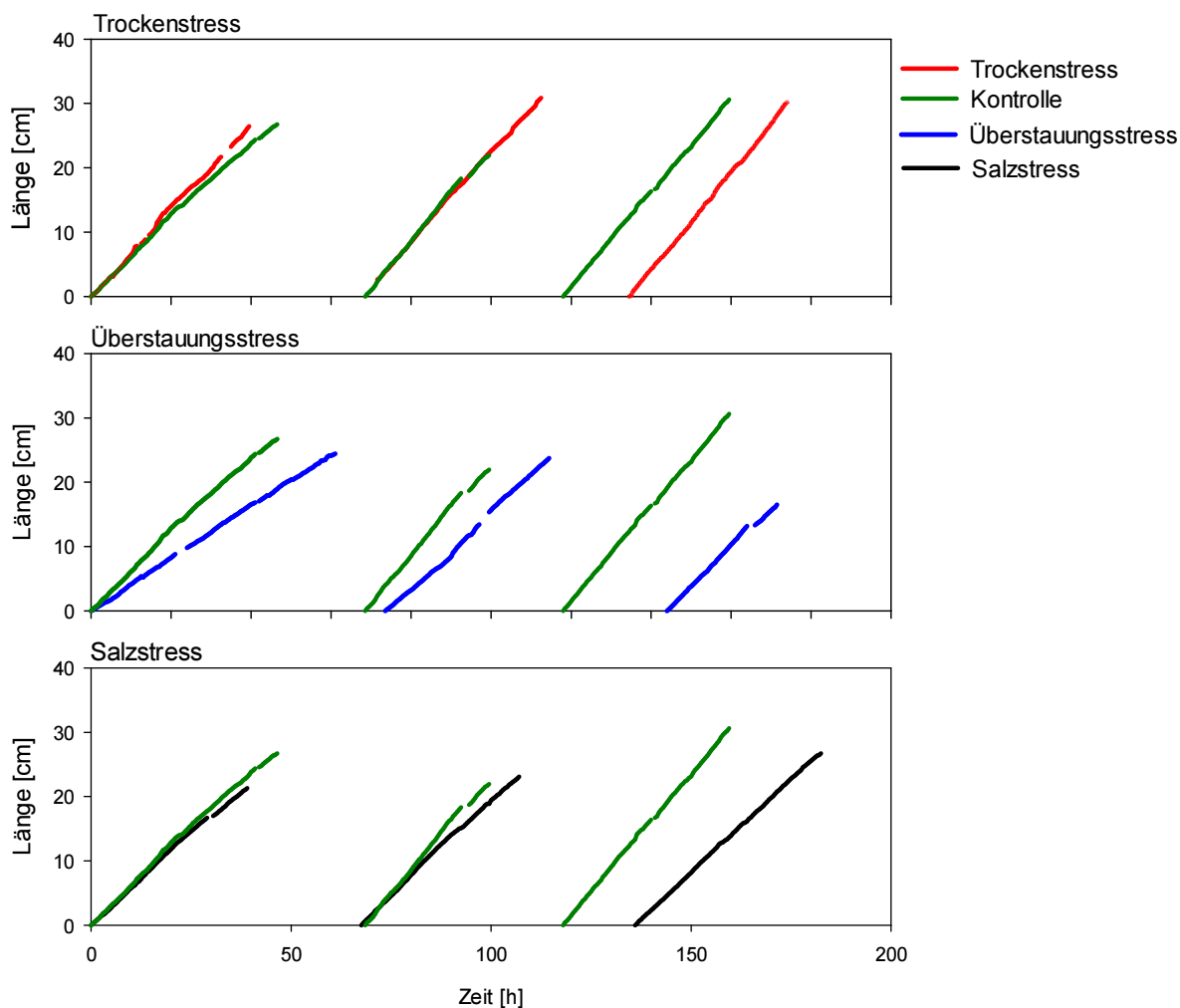


Abbildung 7: Durchschnittliches Längenwachstum in [cm/h], während der linearen Wachstumsphase der Blätter 5, 6 und 7, der jeweiligen Behandlung, im Vergleich zur Kontrolle. (Blatt 7 hat eventuell die lineare Wachstumsphase nicht abgeschlossen, als die Messungen beendet wurden.)

4.3 Wachstumsrate

Die durchschnittliche Wachstumsrate in der Hauptwachstumsphase ergab bei den Pflanzen unter Überstauungsstress bei den Blättern 5, 6 und 7 signifikant niedrigere Werte im Vergleich zur Kontrolle. Die 7. Blätter der Pflanzen unter Salzstress sind ebenfalls durchschnittlich signifikant langsamer gewachsen als die 7. Blätter der Kontrolle. Für die gemessenen Blätter der Pflanzen unter Trockenstress konnte im Durchschnitt kein signifikanter Unterschied zur Kontrolle festgestellt werden. Ebenso wenig wie bei den 5. und 6. Blättern der Pflanzen, die einem Salzstress ausgesetzt waren (Tabelle 5, Tabelle 6, Tabelle 7). Betrachtet man hier die absoluten Zahlen, ist zu erkennen, dass die durchschnittlichen Wachstumsraten der Pflanzen unter Trockenstress von älteren zu jüngeren Blättern sinken, bei den Kontrollpflanzen und den überstauten Pflanzen steigen. Die durchschnittlichen Wachstumsraten von

Blättern der salzgestressten Pflanzen schwanken von Blatt 5 zu Blatt 7. Die maximale Wachstumsrate von 1,45 cm/h wurde bei Blatt 5 der Pflanzen unter Trockenstress festgestellt. Die Abweichungen von der durchschnittlichen Wachstumsrate eines Blattes sind sehr unterschiedlich zwischen den Behandlungen ausgefallen (Abbildung 8). Es ist zu sehen, dass das Wachstum der Pflanzen in der linearen Wachstumsphase nicht konstant ist. Es konnte keine Regelmäßigkeit festgestellt werden. Die größte Amplitude zwischen maximaler und minimaler Abweichung der durchschnittlichen Wachstumsphase, während des linearen Wachstums, liegt bei den Pflanzen unter Trockenstress (circa 0,5); die kleinste bei den Pflanzen des Salzstress (circa 0,3). Sowohl während der Licht-, als auch während der Dunkelphase der linearen Wachstumsphase bestehen Abweichungen von der durchschnittlichen Wachstumsrate (Abbildung 8).

Tabelle 5: Durchschnittliche Wachstumsrate von Blatt 5 in [cm/h] der jeweiligen Behandlung in der Hauptwachstumsphase. Statistische Signifikanz im Vergleich zur Kontrolle wird durch * angezeigt (t-Test, alpha=0,05).

Behandlung	[cm/h]	Standartabweichung
Trockenstress	0,65	0,06
Überstauungsstress	0,41*	0,07
Salzstress	0,55	0,10
Kontrolle	0,56	0,09

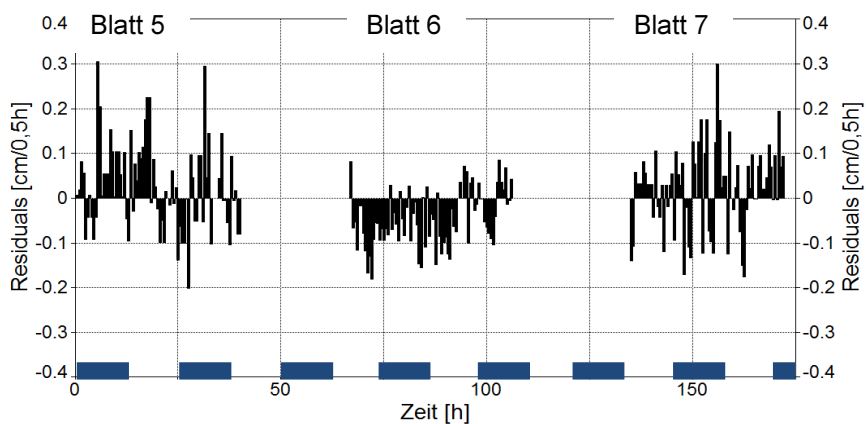
Tabelle 6: Durchschnittliche Wachstumsrate von Blatt 6 in [cm/h] der jeweiligen Behandlung in der Hauptwachstumsphase. Statistische Signifikanz im Vergleich zur Kontrolle wird durch * angezeigt (t-Test, alpha=0,05).

Behandlung	[cm/h]	Standartabweichung
Trockenstress	0,55	0,18
Überstauungsstress	0,48*	0,12
Salzstress	0,60	0,11
Kontrolle	0,66	0,11

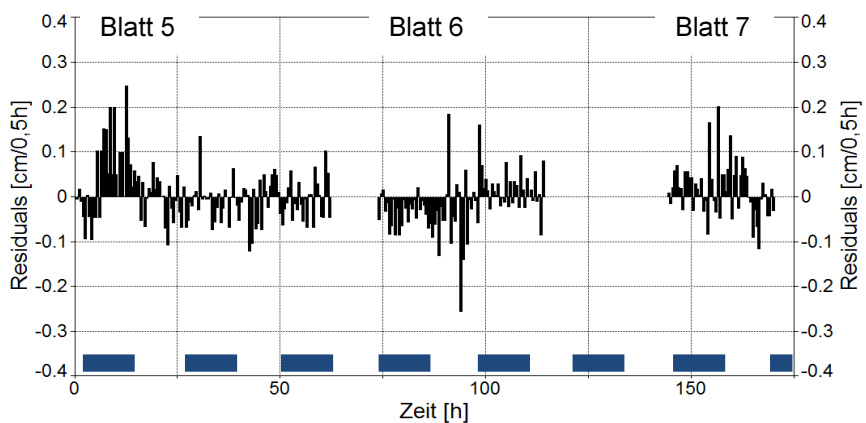
Tabelle 7: Durchschnittliche Wachstumsrate von Blatt 7 in [cm/h] der jeweiligen Behandlung in der Hauptwachstumsphase. Statistische Signifikanz im Vergleich zur Kontrolle wird durch * angezeigt (t-Test, alpha=0,05).

Behandlung	[cm/h]	Standartabweichung
Trockenstress	0,50	0,29
Überstauungsstress	0,61*	0,01
Salzstress	0,56*	0,10
Kontrolle	0,74	0,05

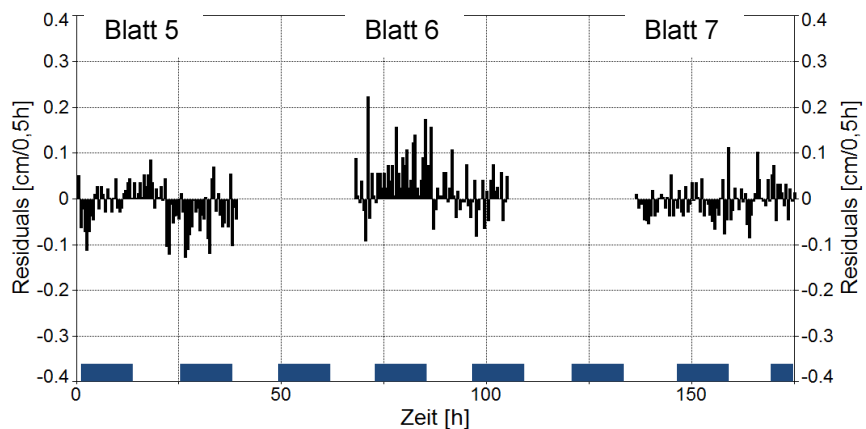
Trockenstress



Überstauungsstress



Salzstress



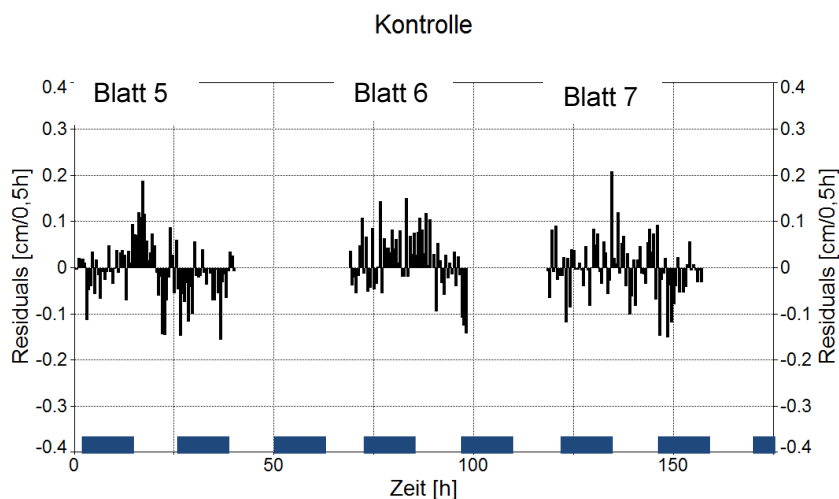


Abbildung 8: Abweichungen der momentanen Wachstumsrate von der durchschnittlichen Wachstumsrate, während der Hauptwachstumsphase der Blätter 5, 6 und 7 der jeweiligen Behandlung in vier Abschnitten. Die Dunkelphasen von 20:00 bis 8:00 Uhr sind durch einen blauen Balken dargestellt.

4.4 Blattfläche und Trockengewicht

Die durchschnittliche Blattfläche aller Blätter (beinhaltet auch die Blattfläche derer, die nicht explizit der Messung des Längenwachstums unterzogen wurden) und jeder Behandlung ist signifikant niedriger als die Gesamtblattfläche der Kontrollpflanzen (Tabelle 8).

Das durchschnittliche Trockengewicht der gesamten Pflanze ist in jeder Behandlung signifikant niedriger als das der Kontrolle (Tabelle 9). Der Unterschied ist am größten bei den 7. Blättern (Abbildung 10). Bei den 7. Blättern besteht für das durchschnittliche Trockengewicht ein signifikanter Unterschied der jeweiligen Behandlung im Vergleich zur Kontrolle. Für die Blätter 5 und 6 konnte kein signifikanter Unterschied der Behandlungen im Vergleich zu Kontrolle ausgemacht werden.

Vor allem bei den 7. Blättern ist die durchschnittliche Blattfläche der Kontrolle deutlich höher als bei den anderen Behandlungen (Abbildung 9). Ein signifikanter Unterschied der Blattfläche für die 7. Blätter im Vergleich zur Kontrolle, zeigt sich jedoch nur für die Pflanzen unter Salz- und Überstauungsstress. Die Blätter 5 und 6 unterscheiden sich hier in keiner Behandlung signifikant von der Kontrolle.

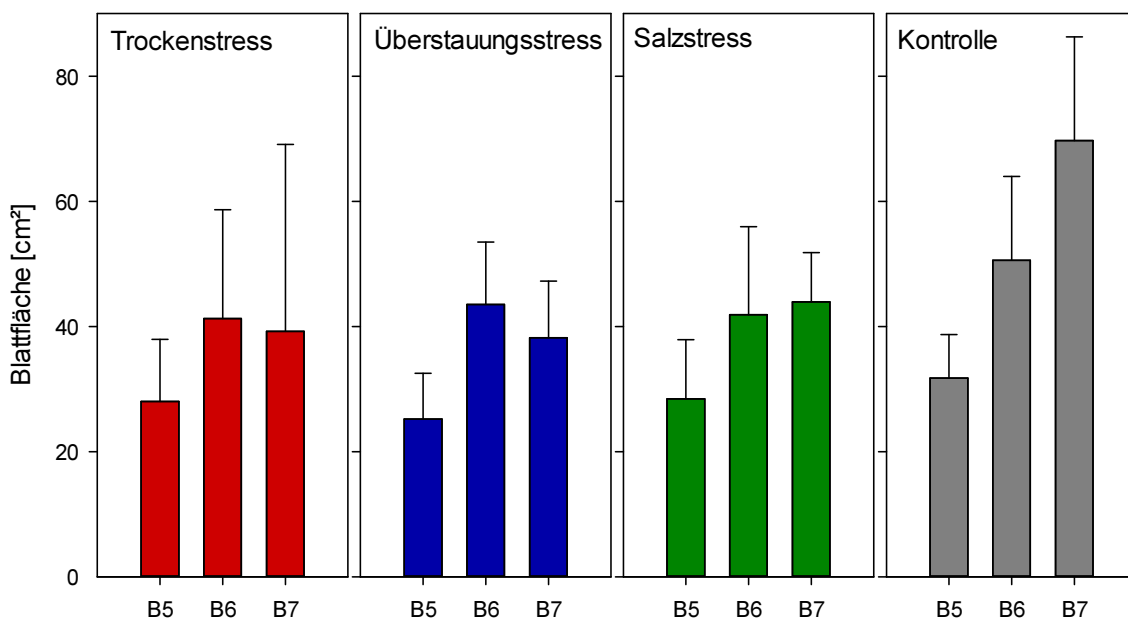


Abbildung 9: Durchschnittliche Blattfläche in [cm²] mit Standartabweichung der Blätter 5 (B5), 6 (B6) und 7 (B7) der jeweiligen Behandlung nach Beendigung der Messung.

Tabelle 8: Durchschnittliche Blattfläche aller Blätter der jeweiligen Behandlung in [cm²] im Vergleich zur Kontrolle. Statistische Signifikanz im Vergleich zur Kontrolle wird durch * angezeigt (t-Test, alpha=0,05).

Behandlung	[cm ²]	Standartabweichung
Trockenstress	182,19*	92,05
Überstauungsstress	132,59*	29,73
Salzstress	228,92*	34,42
Kontrolle	341,10	46,25

Tabelle 9: Durchschnittliches Trockengewicht in [g] der gesamten Pflanze der jeweiligen Behandlung im Vergleich zur Kontrolle. Statistische Signifikanz im Vergleich zur Kontrolle wird durch * angezeigt (t-Test, alpha=0,05).

Behandlung	[g]	Standartabweichung
Trockenstress	0,88*	0,23
Überstauungsstress	0,63*	0,15
Salzstress	0,92*	0,17
Kontrolle	1,38	0,18

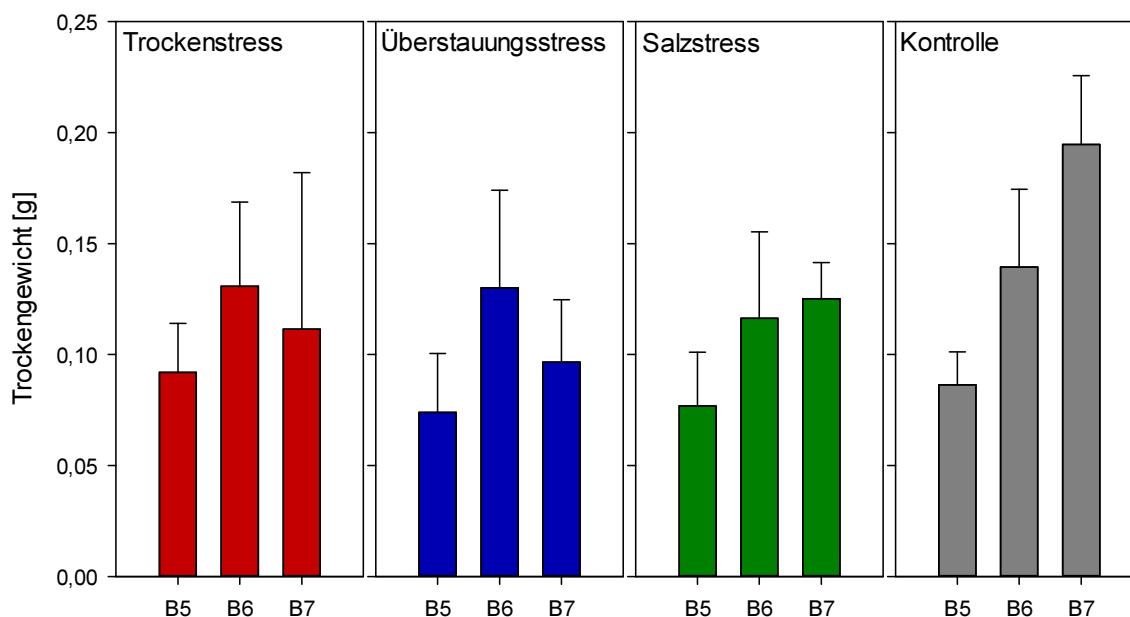


Abbildung 10: Durchschnittliches Trockengewichte in [g] mit Standardabweichung der Blätter 5 (B5), 6 (B6) und 7 (B7) der jeweiligen Behandlung nach Beendigung der Messung.

4.5 Blatterscheinung

In Abbildung 11 ist die durchschnittliche Blatterscheinung für alle Behandlungen dargestellt. Die Blätter der Pflanzen des Überstauungsstress erscheinen im Durchschnitt mehr als einen Tag später als die der Kontrolle. Die 6. Blätter werden bei Salzstress und Trockenstress gleichzeitig mit den 6. Blättern der Kontrolle sichtbar. Nach durchschnittlich 5,6 Tagen kamen bei der Kontrolle die 7. Blätter. Bei allen anderen Behandlungen dauerte es ein bis zwei Tage länger. Bei 38 von 48 gemessenen 5. und 6. Blättern ist die Wachstumsrate gesunken, bevor das folgende Blatt erschienen ist. Bei 10 von 48 gemessenen 5. und 6. Blättern war dies nicht der Fall. Hier wurden die neuen Blätter geschoben, bevor eine Senkung des Wachstums der vorherigen Blätter zu erkennen war. Dies war (bis auf zwei Ausnahmen) bei den Pflanzen unter Überstauungsstress und unter Salzstress der Fall (Abbildung 12).

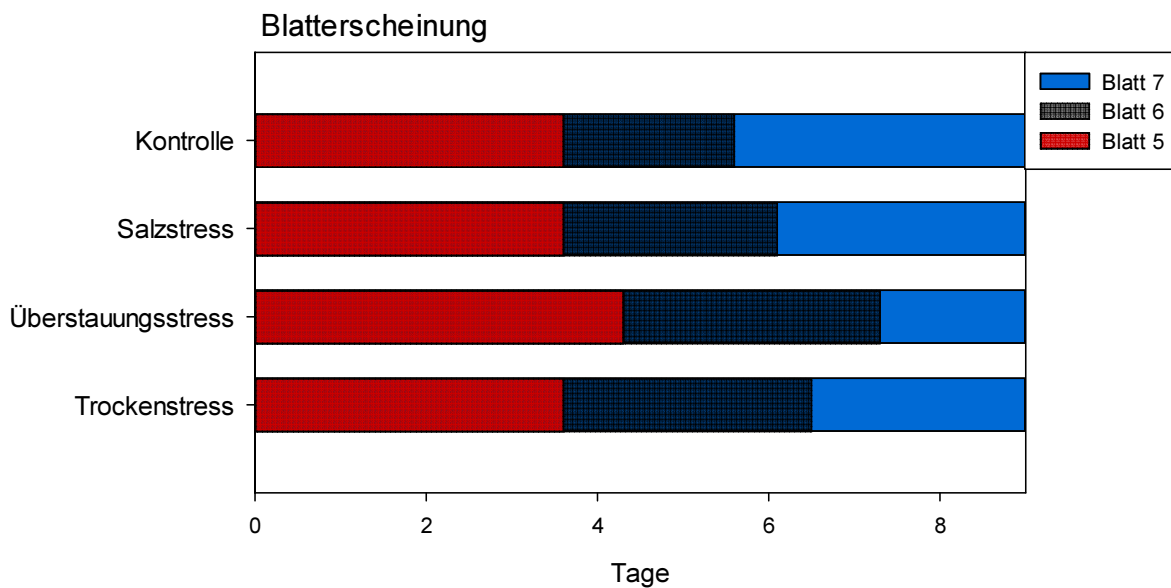


Abbildung 11: Durchschnittliche Blatterscheinung in Tagen der Blätter 5, 6 und 7 der jeweiligen Behandlung.

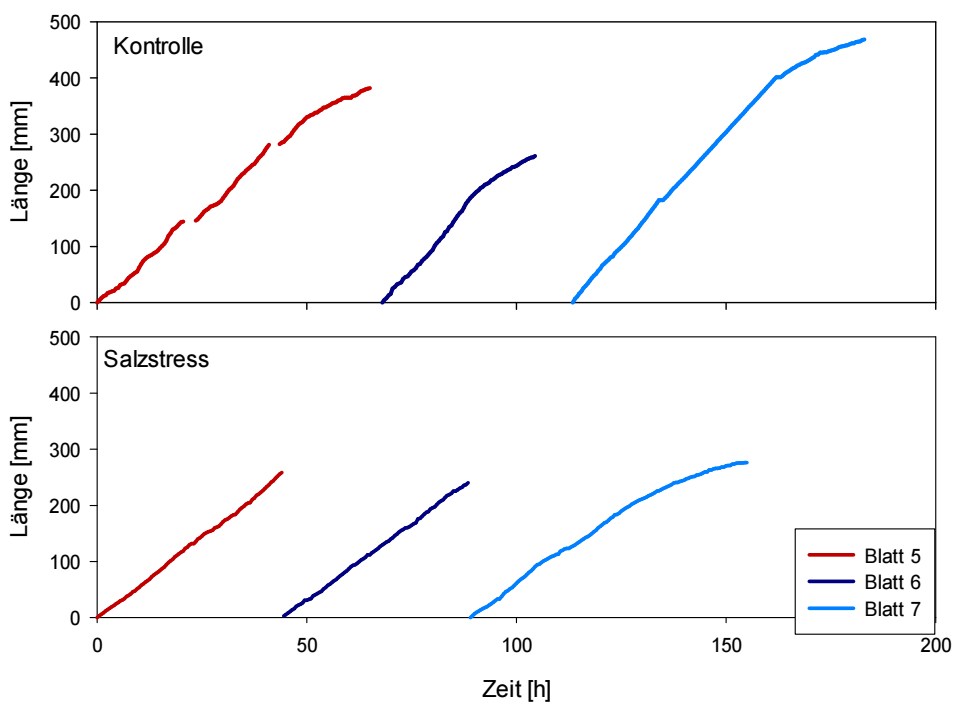


Abbildung 12: Gesamtes Wachstum zweier Pflanzen der 2. Wiederholungen. Diese Abbildung soll als Beispiel dienen, das unterschiedliche Wachstum darzustellen.

5 DISKUSSION

Das Ziel der Arbeit war es, die Auswirkungen abiotischer Stressfaktoren auf das Blattwachstum von *Panicum maximum* zu untersuchen. Der dazu verwendete Versuchsaufbau diente der Erfassung der Blattstreckungsrate, sowohl über einen längeren Zeitraum als auch für kürzere Zeiträume von wenigen Stunden.

5.1 Wachstumsdynamik

Zu Beginn dieser Arbeit wurden die drei Wachstumsphasen monokotyler Pflanzen erläutert. In der ersten Phase steigt demnach die Wachstumsrate exponentiell an, bis das Blatt sichtbar wird (Bernstein et al., 1993). Wenn bei Messbeginn das neue Blatt erst wenige Millimeter sichtbar war, konnte das Ende dieser ersten Wachstumsphase erkannt werden (Abbildung 6). Dies lässt vermuten, dass auch bei *Panicum maximum* diese Wachstumsphase in der Blattscheide stattfindet. In der zweiten Phase stabilisiert sich die Wachstumsrate und ist einige Zeit konstant. Dies ist ebenfalls in Abbildung 6, circa zwischen Stunde 15 und Stunde 40 zu erkennen. Die dritte Phase, in der das Blatt nach einer progressiven Abnahme der Wachstumsrate ihre Maximallänge erreicht, kann circa ab Stunde 40 beobachtet werden. Somit folgt auch die Blattwachstumsrate von *Panicum maximum*, einer sigmoiden Kurve, mit niedrigeren Wachstumsraten am Anfang und am Ende der Blattstreckung (Bultynck, 2004). Bei jeweils vier Pflanzen unter Salz- und Überstauungsstress ist die zweite Wachstumsphase des älteren Blattes noch nicht beendet gewesen, als das jüngere Blatt erschienen ist. (Der weitere Verlauf der Kurve dieser Pflanzen wurde daraufhin nicht mehr ermittelt. Der Grund hierfür wird im Abschnitt 5.5 erläutert.) Daher ist zu mutmaßen, dass die Stresseinwirkung eine Veränderung der Wachstumsphasen bedingt. Die Einwirkung von Stress verzögert die Blatterscheinung bei jeder Behandlung (Abbildung 11).

Durch die halbstündliche Aufzeichnung der Skala der Messmethode dieser Arbeit entsteht für *Panicum maximum* eine Kurve, die bei genauerer Betrachtung nicht linear ist. Die Abweichungen sind sehr gering, sodass dies in der Gesamtkurve nicht zu erkennen ist (Abbildung 8). Im Rahmen dieser Arbeit konnte hierfür keine Regelmäßigkeit erkannt werden.

5.2 Überstauungsstress

Die Pflanzen, die unter Überstauungsstress gewachsen sind, haben durchschnittlich niedrigere Wachstumsraten im Vergleich zu den Kontrollpflanzen. Die Wachstumsraten steigen allerdings von den 5. Blättern zu den 7. Blättern. Die Blattlänge unterscheidet sich nur für die 5. Blätter wesentlich von den Kontrollpflanzen. Die Blattfläche und das Trockengewicht der

gesamten Pflanze unterscheiden sich signifikant von der Kontrolle. Offensichtlich wirkt der Überstauungsstress sich negativ auf die Blattentwicklung von *Panicum maximum* aus. Auffällig ist, dass die Blattlänge, anders als die Wachstumsrate, sich bei den Blättern 6 und 7 nicht signifikant von der Kontrolle unterscheidet. Da die Blätter 5 und 6 beim Trockengewicht und der Blattfläche keine signifikanten Unterschiede aufzeigen, waren die nicht gemessenen Blätter deutlich kleiner als bei den Kontrollpflanzen. Nach Larcher (2001) ist die Stresseinwirkung von der Dauer und der Intensität des Stresses abhängig. Bei der Überstauung wurde das gesamte Wurzelsystem unter Wasser gestellt, ohne den Wasserpegel langsam zu erhöhen. Der Sauerstoff ist innerhalb weniger Stunden fast komplett aufgebraucht und toxische Stoffe reichern sich an. Im Vergleich zu den anderen Behandlungen, war die Intensität des Überstauungsstress zu Beginn der Messung bereits sehr stark. Die verzögerte Blatterscheinung ab Blatt 6 der Pflanzen unter Überstauungsstress deutet ebenfalls auf die Intensität von Stressbeginn an hin. Offensichtlich reagiert *Panicum maximum*, mit niedrigen Blattwachstumsparametern sehr empfindlich auf Überstauungsstress.

5.3 Trockenstress

Die durchschnittliche Blattlänge und Wachstumsrate unterscheiden sich für die trockengestressten Pflanzen nicht signifikant von den Pflanzen der Kontrolle. Trockengewicht und Blattfläche der gesamten Pflanze sind allerdings signifikant niedriger als bei der Kontrolle. Ein Grund dafür könnte sein, dass weniger Blätter und Seitentriebe gebildet wurden, aber dennoch ausreichend Ressourcen für das Wachstum des Haupttriebes zu Verfügung standen. So ist in jedem Fall zu erkennen, dass die Pflanze auf den Trockenstress reagiert hat. In den absoluten Zahlen der Wachstumsrate ist außerdem zu erkennen, dass die durchschnittliche Wachstumsrate von den 5. Blättern zu den 7. Blättern relativ stark abnahm, die Standardabweichung hingegen gestiegen ist. Die verschiedenen Pflanzen des Trockenstress sind also sehr unterschiedlich gewachsen. Bei den 5. Blättern liegen die durchschnittlichen Wachstumsraten sogar über denen der Kontrollpflanzen. Das könnte daran liegen, dass der Stress hier, im Gegensatz zum Überstauungsstress, langsam eingetreten ist. Der Wassergehalt wurde auf 50 % der Feldkapazität reduziert und war zu Beginn der Messungen noch höher. Ein leichter Wassermangelstress zu Beginn der Messungen hat womöglich eine Eustressreaktion mit hohen Wachstumsraten hervorgerufen. Dies könnte ebenfalls eine Erklärung für die sinkende Wachstumsrate von den 5. zu den 7. Blättern sein. Der Stress ist erst im Laufe der Zeit verstärkt aufgetreten. Die Blattfläche und das Trockengewicht der einzelnen gemessenen Blätter unterscheidet sich erst bei den 7. Blättern signifikant von der Kontrolle, was ebenfalls auf eine

Spätwirkung hindeutet. Auch bei der Blatterscheinung ist zu erkennen, dass diese sich bei den Pflanzen des Trockenstresses erst ab Blatt 7 verzögert. Im Abschnitt 2.1 wurde bereits erwähnt, dass *Panicum maximum* relativ trockentolerant ist. In dieser Arbeit konnten keine signifikanten Unterschiede der Wachstumsraten und Blattlängen festgestellt werden, was ebenfalls für eine gewisse Trockentoleranz spricht.

Während der dritten zeitlichen Wiederholung ist die relative Luftfeuchtigkeit deutlich niedriger gewesen. Bei niedrigerer relativer Luftfeuchtigkeit transpirieren Pflanzen mehr, sie verlieren größere Wassermengen über die Stomata (Larcher, 2001). Die Pflanzen des Trockenstresses dieser Wiederholung sind bereits nach wenigen Tagen fast gänzlich ausgetrocknet, sodass sie kein Wachstum mehr aufgezeigt haben. Daher wurde die dritte zeitliche Wiederholung für den Trockenstress nicht gewertet.

5.4 Salzstress

Sowohl die Blattfläche als auch das Trockengewicht der gesamten Pflanze sind signifikant niedriger als bei der Kontrolle. Dieses Ergebnis zeigt, dass der Salzstress in jedem Fall eine negative Wirkung auf die Pflanze hatte. Signifikante Unterschiede in der Blattwachstumsrate im Vergleich zur Kontrolle konnten nur für die 7. Blätter festgestellt werden. Auch die Blattfläche und das Trockengewicht der 7. Blätter der Salzpflanzen unterscheiden sich signifikant von den Kontrollpflanzen. Von den 5. zu den 6. Blättern steigen die durchschnittliche Wachstumsrate und Blattlänge, ähnlich wie bei den Pflanzen der Kontrolle an, doch dann sinkt die durchschnittliche Wachstumsrate bei den 7. Blättern. So wird bei den Pflanzen unter Salzstress eine Spätwirkung deutlich. Dies könnte daran liegen, dass die Pflanze eine gewisse Menge an Salz aushalten kann, bevor eine negative Wirkung eintritt. Zunächst ist die Blatterscheinung der Pflanzen unter Salzstress simultan zu denen der Kontrolle, die 7. Blätter erscheinen dann deutlich später. Bernstein et al. (1993) geben an, dass Blätter salzbelasteter Pflanzen niedrigere Wachstumsraten aufweisen, woraus eine geringere Blattlänge resultiert. Die sinkenden Wachstumsraten in der Hauptwachstumsphase konnten in diesem Versuch erst ab den 7. Blättern beobachtet werden, dies hat sich jedoch auf die Blattlänge nach 24 Stunden noch nicht signifikant, im Vergleich zu den Kontrollpflanzen, ausgewirkt. Vermutlich war der Salzeffekt zu Beginn der Messungen noch sehr niedrig und die Messung weiterer Blätter hätte eventuell deutlichere Salzeffekte gezeigt.

5.5 Versuchsaufbau

Der Vorteil dieses Versuchsaufbaus ist die simple Verwendung eines Flaschenzuges, der kostengünstig und leicht reproduzierbar ist. Außerdem kann das Wachstum eines Blattes durch die automatisierte, halbstündliche Aufzeichnung der Kamera sehr genau untersucht werden. In der Literatur gibt es viele Artikel, in denen das Wachstum täglich ein oder mehrere Male mit einem Lineal gemessen wurde. Damit lässt sich eine lineare Wachstumskurve, mit einer Abnahme der Kurve am Ende der Messung erstellen. Schwankungen innerhalb weniger Stunden bleiben jedoch unentdeckt. Der relativ hohe Materialanteil ist ein Nachteil dieser Messmethode. In diesem Versuch wurde ein neues Blatt gemessen, sobald es erschienen ist, sodass das Wachstum des älteren Blattes nicht weiter erfasst wurde. Interessant wäre es, jedes Blatt bis zum Ende des Wachstums zu untersuchen. Das würde bedeuten zwei Blätter an derselben Pflanze zu messen. Um dies übersichtlich zu gestalten, könnte pro Stativ nur eine Pflanze untersucht werden. Um zufriedenstellende Ergebnisse zu erlangen, sollte der Aufwand, das alte Blatt weiter zu messen, wenn das neue erscheint, in Kauf genommen werden. Nur so kann die dritte Wachstumsphase optimal erfasst werden. Nur wenn das neue Blatt zum Messbeginn erst wenige Millimeter sichtbar war, ist das Ende einer langsameren Wachstumsphase zu erkennen (Abbildung 6). Da in diesem Versuch nur eine tägliche Überprüfung des Versuchsaufbaus stattgefunden hat, waren die Blätter häufig schon mehrere Zentimeter aus der Blattscheide gewachsen, als die Messung an einem Blatt begonnen hat. Die erste Phase ist folglich mit dieser Messmethode nicht untersuchbar. Wie bis hier erläutert, haben sich während den Messungen verschiedene Schwierigkeiten herausgestellt. Somit haben sich nicht für alle Blätter lückenlose Wachstumskurven, wie in Abbildung 6, ergeben. Aus diesem Grund wurde die Abbildung 6 als Anschauung für die sigmoide Wachstumskurve ausgewählt. Da dies jedoch nicht für jedes gemessene Blatt zutraf, konnten für die dritte Wachstumsphase keine Vergleiche angestellt werden.

Weiterhin wäre es vorteilhaft, besserauflösende Kameras zu benutzen. Dies würde die Datenauswertung erleichtern und es ließen sich vermutlich die Bilder zweier Messskalen gleichzeitig aufzeichnen. Die bereits erwähnten, nicht sehr hochauflösenden Kameras, haben die Auswertung durch die schlechte Qualität der Bilder verzögert. Bei der Datenauswertung ist es vorgekommen, dass der Zeiger an der Skala sich nicht bewegt hat. Hierfür waren verschiedene Ursachen der Grund. Entweder ist das Blatt nicht gewachsen, oder die Messapparatur hat versagt, indem das Gewicht bei schnellwachsenden Blättern ab einer bestimmten Blattlänge zu gering war, der Faden oder die Klammer an der Pflanze festhingen und so die Funktion des

Flaschenzuges blockiert haben, oder die Klammer bei großen Blättern und schnellem Wachstum gegen die Öse gestoßen ist. Welche dieser Ursachen eingetroffen ist, konnte teilweise aufgrund der schlechten Bildqualität in der Nacht nicht festgestellt werden. Die Daten der zeitlichen Wiederholungen sind teilweise sehr unterschiedlich ausgefallen. Um die Differenzen der Einflussfaktoren zu minimieren und die Auswirkungen einer Stresseinwirkung zu prüfen, wäre es sinnvoll, in einer zeitlichen Wiederholung mehr als zwei Pflanzen für eine Behandlung heranzuziehen. Dies würde allerdings bedeuten, dass noch mehr Material benötigt würde, was hohe Kosten mit sich bringt. *Panicum maximum* ist unter Düngergabe eine schnellwachsende Pflanze mit großen und langen Blättern. Der Versuchsaufbau dieses Maßstabs ließe sich für ältere Pflanzen dieser Sorte oder generell größere Pflanzen nicht durchführen. Für kleine oder langsamwachsende Monokotyle funktioniert dieser Versuchsaufbau gut.

Für diese Messmethode ist es ratsam, einen Vorversuch durchzuführen, um das Wachstumsverhalten der zu untersuchenden Pflanze zu ermitteln. Dies ist hilfreich für die Auswahl der Größe der Messskala und des Gewichts. Außerdem ist es sinnvoll sich mit dem Versuchsaufbau vertraut zu machen, um eine zufriedenstellende Wachstumskurve zu erlangen. Überdies ist es, besonders bei schnellwachsenden Pflanzen ratsam, zwei Überprüfungen pro Tag durchzuführen. So können neu erschienene Blätter früh entdeckt werden und eventuelle Fehler der Messapparatur rechtzeitig behoben werden.

5.6 Schlussfolgerung

Trotz all dieser Hindernisse konnten Unterschiede zwischen den Behandlungen festgestellt werden. Eine Erkenntnis dieser Arbeit ist, dass das Blattstreckungswachstum von *Panicum maximum* Abweichungen von der durchschnittlichen Wachstumsrate während der linearen Wachstumsphase aufweist. Die Frage nach dem Grund der Abweichungen bleibt jedoch offen. Die Abhängigkeit von Tag und Nacht kann vorerst ausgeschlossen werden, wie in Abbildung 8 zu erkennen ist. Dass es sich um einen Messfehler handelt, ist unwahrscheinlich, da die Abweichung bei jeder Pflanze, in jeder Behandlung auftritt.

Die Literaturrecherche über *Panicum maximum* hat anfänglich Schwierigkeiten ergeben, da deutsche oder englische Literatur häufig 40 Jahre und älter ist. Aktuelle Artikel über Guinea Gras existieren zwar zahlreich, doch der Großteil dieser ist portugiesisch verfasst. Vermutlich, da das Gras hier großflächig eingesetzt wird und großer Forschungsbedarf besteht. Einige dieser Autoren sind Barbosa et al. (1996), Machado et al. (1997), Santos (1997), Herling et al. (1998), Carvalho et al. (2001) und vor allem L. Jank mit zahlreichen veröffentlichten Artikeln (Scopus, 2016).

In Kapitel 3.6 wurde gezeigt, dass die relative Luftfeuchtigkeit innerhalb und zwischen den zeitlichen Wiederholungen stark geschwankt ist. Dies ist vermutlich ein Grund für das stark unterschiedliche Wachstum der Pflanzen auch innerhalb einer Behandlung sein. Um aussagekräftigere Ergebnisse zu erlangen, müsste die Anzahl der Pflanzen einer Behandlung innerhalb einer zeitlichen Wiederholung größer sein.

Hinsichtlich der Abweichungen der durchschnittlichen Wachstumsrate, die Abbildung 8 zeigt, besteht meiner Meinung nach Forschungsbedarf. Für mich persönlich wurden die Schwierigkeiten des Erforschens von Pflanzenwachstum deutlich, da es sehr individuell und von einer Vielzahl an Einflussfaktoren abhängig ist, die nicht immer bekannt oder zu regulieren sind. Außerdem habe ich den Eindruck bekommen, dass Forschungsmöglichkeiten bei Pflanzen in viele verschiedene Richtungen bestehen.

6 ANHANG

6.1 Literaturverzeichnis

- Aganga, A.A., Tshwenyane, S. (2004):** Potentials of Guinea Grass (*Panicum maximum*) a Forage Crop in Livestock Production. *Pakistan Journal of Nutrition*, Vol. 3, 1 – 4
- Asch, F. (2005):** Pflanzliche Reaktionen auf abiotischen Stress unter veränderlichen Umweltbedingungen. *Kumulative Habilitationsschrift für das Fachgebiet Pflanzenphysiologie/Agrarökologie*
- Bernstein, Silk, Läuchli (1993):** Growth and development of sorghum leaves under conditions of NaCl stress. *Planta* Vol. 191, 433-439
- Boffey, S. A., Sellden, G., Leech, R. M. (1980):** Influence of Cell Age on Chlorophyll Formation in Light-grown and Etiolated Wheat Seedlings. *Plant Physiology*, Vol. 65, 680 – 684
- Bogdan, A.V. (1977):** Tropical Pasture and Fodder Plants. *Tropical Agriculture Series*, Vol. 2, 181 – 191
- Bultynck, L., et al. (2004):** From individual leaf elongation to whole shoot leaf area expansion: A comparison of three *Aegilops* and two *Triticum* species. *Annals of Botany*, 94(1), 99–108
- Chenu, K., et al. (2008):** Short-term responses of leaf growth rate to water deficit scale up to whole-plant and crop levels: An integrated modelling approach in maize. *Plant, Cell and Environment*, Vol. 31, 378 - 391
- Da Silva, S. C., et al. (2009):** Sward structural characteristics and herbage accumulation of *Panicum maximum* cv. Mombaza subjected to rotational stocking managements. *Scientia Agriculture*, Vol. 66, 8-19
- DMG, D. M. G. (2007):** Stellungnahme der Deutschen Meteorologischen Gesellschaft zur Klimaproblematik, Vol. 1, 5–9
- Duden (2013):** Die deutsche Rechtschreibung, 26. Auflage

- Durand, J. L., Schäufele, R., und Gastal, F. (1999):** Grass Leaf Elongation Rate as a Function of Developmental Stage and Temperature: Morphological Analysis and Modeling. *Annals of Botany*, Vol. 83, 577–588
- Egle, R.B. (2015):** Variability and Synchronism of Leaf Appearance and Leaf elongation rates of eleven contrasting rice genotypes. *Agricultural Sciences*, Vol. 6, 1207 - 1219
- Ehlers, W. (1996):** Wasser in Boden und Pflanze: Dynamik des Wasserhaushalts als Grundlage von Pflanzenwachstum und Ertrag. Stuttgart: Ulmer, ISBN 3-8001-4118-3
- FAO (2008):** Food and Agriculture Organization of the United Nations. Drought: A Slow, creeping natural Disaster
- FAO (2010):** Challenges and opportunities for carbon sequestration in grassland systems. A technical report on grassland management and climate change mitigation, Vol. 9, 55
- FAO (2011):** Proceeding of the Global Forum on Salinization and Climate Change. *World Soil Resources Reports*, 25 - 29
- FAOSTAT (2016):** Food and Agriculture Organization of the United Nations, Statistics, (URL: <http://faostat.fao.org/>)
- Fournier, C. et al. (2005):** A Functional-Structured Model of Elongation of the Grass Leaf and Its Relationships with the Phyllochron. *New Phytologist*, Vol. 166, 881 – 894
- IPCC (2012):** Managing the Risks of Extreme Events and Disasters to Advance Climate Change Adaptation: New York, USA: Cambridge University Press, ISBN: 978-1-107-02506-6
- IPCC (2016):** Intergovernmental Panel on Climate Change, Report Graphics (URL: <https://www.ipcc.ch/report/graphics/index.php?t=Assessment Reports>)
- Jackson, M.B. und Armstrong, W. (1999):** Formation of aerenchyma and the processes of plant ventilation in relation to soil Flooding and Submergence. *Plant Biol.* Vol. 1, 274 - 287
- Larcher, W. (2001):** Ökophysiologie der Pflanzen. 6. Auflage, Stuttgart: Ulmer, ISBN: 3-8001-2759-8
- Maurice, I. (1997):** Generation of Form and Associated Mass Deposition during Leaf Development in Grasses: a Kinematic Approach for Non-steady Growth. *Annals of Botany*, Vol. 80, 673 – 683

- McCoskern, Teitzel (1975):** A review of guinea grass - *Panicum maximum* for the wet tropics of Australia. Tropical Grasslands, Vol. 9, 177 – 190
- OECD & FAO (2016):** OECD-FAO Agricultural Outlook 2016-2025, (URL: <http://www.agri-outlook.org>)
- Parent, B. et al. (2009):** Spatial and temporal analysis of non-steady elongation of rice leaves. Plant, Cell and Environment, Vol. 32, 1561 – 1572
- Parsons (1972):** Spread of African Pasture grasses to the American Tropics. Journal of Range Management, 25 Nr. 1, 12 – 17
- Pieterse, P.A. et al. (1997):** Production, water use efficiency and quality of four cultivars of *Panicum maximum* at different levels of nitrogen fertilisation. Tropical Grasslands, Vol. 31, 117 – 123
- Purseglove, J.W. (1975):** Tropical Crops, Monocotyledons. London: Longman, ISBN: 978-0582466067
- Reymond, M., et al. (2003):** Combining Quantitative Trait Loci Analysis and an Ecophysiological Model to Analyze the Genetic Variability of the Responses of Maize Leaf Growth to Temperature and Water Deficit. Plant Physiology, Vol. 131, 664 – 675
- Raymond, M., Muller, B., & Tardieu, F. (2004):** Dealing with the genotype x environment interaction via a modelling approach: A comparison of QTLs of maize leaf length or width with QTLs of model parameters. Journal of Experimental Botany, Vol. 55, 2461–2472
- Skerman, P.J., Riveros, F. (1990):** Tropical grasses. FAO Plant Production and Protection Series, Vol. 23, 522 – 523
- Taiz, L. und Zeiger, E. (2007):** Plant Physiologie. 4. Auflage, Berlin: Springer-Verlag, ISBN: 978-3-8274-1865-4
- Tonkinson, C.L., et al. (1997):** The effects of temperature and the Rht3 dwarfing gene on growth, cell expansion, and gibberellin content and responsiveness in the wheat leaf. Journal of Experimental Botany, Vol. 48, 963 – 970
- Welcker, C., et al. (2007):** Are source and sink strengths genetically linked in maize plants subjected to water deficit? A QTL study of the responses of leaf growth and of

Anthesis-Silking Interval to water deficit. *Journal of Experimental Botany*, Vol. 58, 339 – 349

Whyte, R.O. et al. (1968): *Grasses in Agriculture*. 4. Auflage, London: FAO 1959

6.2 Eidesstaatliche Erklärung

Hiermit erkläre ich, dass die vorliegende, an diese Erklärung angefügte Bachelor-Arbeit selbstständig und ausschließlich unter Zuhilfenahme der im Literaturverzeichnis genannten Quellen angefertigt wurde und noch an keiner anderen Stelle vorgelegt wurde. Alle Stellen der Arbeit, die wörtlich oder sinngemäß aus Veröffentlichungen oder aus anderen fremden Mitteilungen entnommen wurden, sind als solche einzeln kenntlich gemacht. Ich erkläre weiterhin, dass der betreuenden Dozentin/dem betreuenden Dozenten ein unverschlüsseltes digitales Textdokument (in einem der Formate *.doc, *.docx, *.odt, *.pdf, *.rtf) der Arbeit übermittelt wurde, dass in Inhalt und Wortlaut ausnahmslos der gedruckten Ausfertigung entspricht. Mir ist bekannt, dass diese digitale Version anhand einer Analyse-Software auf Plagiate überprüft werden kann.

Ort, Datum

Unterschrift Verfasser