



UNIVERSITÄT
HOHENHEIM

Bachelorarbeit

Thema:

Einfluss von Eisentoxizität auf die Oxidationskraft von Nassreiswurzeln im Sortenvergleich

Fakultät Agrarwissenschaften

Institut für Tropische Agrarwissenschaften (Hans-Ruthenberg-Institut)

Fachgebiet Wasserstress-Management bei Kulturpflanzen in den Tropen
und Subtropen (490g)

Vorgelegt von: Jadzia Jule Hack

Matrikelnummer: 815633

Studiengang: Nachwachsende Rohstoffe und Bioenergie,
Bachelor

Betreuungspersonen: Dipl.-Agr.Biol. Julia Asch

Dipl.-Agr.Biol. Tanja Weinand

Abgabetermin: 15. Juli 2022

Prüfer: Prof. Dr. Folkard Asch

Abstract

Reis gehört zu den wichtigsten Nahrungsmittelquellen weltweit und wird aufgrund der immer weiter steigenden Bevölkerungsanzahl sowie der durch den Klimawandel erzeugten Probleme für die Landwirtschaft weiterhin an Bedeutung gewinnen. Ein Großteil der Ernteverluste bei Nassreis ist auf Eisentoxizität zurückzuführen, welche für schwerwiegende Schäden für die Pflanzen sorgt und in der Folge für die Landwirte und deren Ertrag. In Verbindung mit Eisentoxizität steht die Oxidationskraft der Reiswurzeln, die bei einigen Reissorten als Anpassungsmechanismus an Eisenstress verstanden wird. Bestehende Studien und Arbeiten zur Messung der Oxidationskraft von Reiswurzeln beschäftigten sich mit unterschiedlichsten Methoden.

In der vorliegenden Arbeit sollte die Auswirkung von Eisentoxizität auf die Oxidationskraft von Reiswurzeln verdeutlicht werden und dabei zwischen verschiedenen Nassreissorten verglichen werden. Ziel war es zudem, sowohl die Methodik der Messung der Oxidationskraft durch erhöhte Bildqualität und durch Verwendung flacher Gefäße für die Wurzeln zu verbessern als auch die Methodik der Analyse der Reiswurzeln zu erweitern.

Durch die Nutzung von Methylenblau als Indikator für die Oxidationskraft von Nassreiswurzeln wurde die Blausättigung der Wurzel und die oxidierte Fläche ermittelt, wodurch auf die Oxidationskraft geschlossen werden konnte.

Es konnten keine statistisch signifikanten Unterschiede in Bezug zu der Oxidationskraft zwischen den Reissorten nachgewiesen werden, allerdings bestätigte sich die hohe Oxidationskraft der Reissorte Pokkali. Es konnte eine erhöhte Inaktivität der Nassreiswurzeln nach nur wenigen Stunden nach Beginn des Experiments nachgewiesen werden, sowie eine Änderung der Verfärbung der Wurzeln nach längeren Zeiträumen. Weiterhin wurden Fein- & Kronwurzeln der Reispflanzen in Hinblick auf ihre Oxidationskraft untersucht, wobei sich die tendenziell höhere Oxidationskraft von Feinwurzeln bestätigte. Die schnelle Verfärbung der Indikatorflüssigkeit, die hierbei beobachtet wurde, muss weitergehend untersucht werden, um Störgrößen für die Validität des Experiments auszuschalten.

Inhaltsverzeichnis

Abstract.....	II
Inhaltsverzeichnis	III
Abbildungsverzeichnis.....	V
Tabellenverzeichnis	IX
Abkürzungsverzeichnis.....	X
1 Einleitung.....	1
2 Kenntnisstand.....	3
2.1 Reispflanzen und ihr Wurzelsystem	3
2.2 Eisentoxizität bei Reis und dessen Anpassungsmechanismen	3
2.3 Oxidationskraft der Wurzeln	4
3 Material und Methoden	6
3.1 Vorbereitung des Materials und Vorversuche	6
3.1.1 Gefäß.....	6
3.1.2 Isolation/Dichtigkeit.....	8
3.1.3 Herstellung des Indikators	9
3.1.4 Optimierung der Stickstoffbegasung.....	10
3.2 Pflanzenanzucht.....	10
3.3 Eisenstress	12
3.4 Blatt-Scoring.....	13
3.5 Messung der Oxidationskraft.....	13
3.5.1 Fotoaufnahmen	14
3.5.2 Bilddatenauswertung.....	15
3.6 Wurzelmorphologie	18
3.7 Statistische Auswertung und Grafik.....	18
4 Ergebnisse.....	19
4.1 Unterschied der beidseitigen Fotos.....	19

4.2	Veränderung der Blausättigung	22
4.2.1	Verteilung der Blausättigung im Zeitverlauf	24
4.2.2	Unterschied der Blausättigung über einen längeren Zeitraum.....	27
4.3	Oxidativität im Sortenvergleich	28
4.4	Veränderung der Oxidativität.....	29
4.5	Blatt-Scoring & Oxidativität	31
4.6	Vergleich von Kron- & Feinwurzeln	32
4.7	Verfärbung der Indikatorflüssigkeit.....	33
5	<i>Diskussion</i>.....	36
5.1	Oxidativität der Reisswurzeln	36
5.1.1	Unterschied der beidseitigen Fotos.....	36
5.1.2	Veränderung der Blausättigung.....	37
5.1.3	Veränderung des Verhältnisses der oxidierten Wurzelfläche zur Gesamtwurzelfläche.....	38
5.1.4	Oxidativität im Sortenvergleich	39
5.1.5	Veränderung der Oxidativität	40
5.1.6	Blatt-Scoring & Oxidativität.....	40
5.1.7	Vergleich von Kron- & Feinwurzeln.....	41
5.2	Schwierigkeiten während des Experiments	42
5.2.1	Verfärbung der Indikatorflüssigkeit.....	42
5.2.2	Zeitplan während des Experiments.....	43
5.2.3	Versuchsaufbau	44
6	<i>Fazit</i>	45
7	<i>Literaturverzeichnis</i>	46
8	<i>Anhang</i>.....	49
9	<i>Danksagung</i>.....	50

Abbildungsverzeichnis

- Abbildung 1: Vorgehen der Löcherbohrungen der Petrischalen. Links: Auf die Lehre aufgesetzte Petrischale (Deckel vorne und Unterseite hinten). Rechts: Gegenstücke zum Aufsetzten auf die Leere, um ein Zerspringen des Plastiks zu verhindern..... 7
- Abbildung 2: Aufbau des Gefäßes für die Reispflanzen: Länge, Breite, Höhe, Durchmesser & Abstand der Löcher. Durchmesser sind mit „D“ gekennzeichnet. 8
- Abbildung 3: Erste Methylenblau-Versuche nach kurzer Zeit (links) und nach einem Tag (rechts)..... 10
- Abbildung 4: Randomisierungsplan der Boxen: links für die unter Eisenstress versetzten Reispflanzen, rechts für die nicht behandelten Reispflanzen. 12
- Abbildung 5: Aufstellung der Pflanze im Gefäß, befüllt mit der Indikatormischung. Diese Aufnahme von der unter Eisenstress versetzten Sorte Pokkali wurde eine Stunde nach Befüllung mit der Indikatormischung aufgenommen. Oben links: Schlauch für Begasung mit Stickstoff, abgedichtet durch kleine Klammer. Oben rechts: Schlauch zur Befüllung mit Indikatorflüssigkeit, abgedichtet durch kleine Klammer. Oben Mitte: Öffnung für Pflanze. Pflanze gehalten durch Ceaprenstopfen und durch Knete (blau) abgedichtet. Unten Mitte: große Klammer, welche das Gefäß stabilisiert. Silikon ist um das ganze Gefäß aufgetragen. 14
- Abbildung 6: Aufstellung und Abstände der Kamera, Blitze und Gefäß. Rechte Winkel sind durch einen Viertelkreis gekennzeichnet. Die Kamera ist 19cm zum Gefäß entfernt, der Hintergrund 12cm. Der weiße Hintergrund ist nach unten hin angeschrägt. Die Blitze auf beiden Seiten sind mit 12,5cm bzw. 42cm zum Hintergrund entfernt ausgerichtet. 15
- Abbildung 7: Ergebnisse der "Oxidationsaffinität" exemplarisch anhand einer eisenbehandelten Reispflanze (Sorte Suakoko 8) von Fotos der Vorderseite (weißes Kreissymbol), Rückseite (graues Kreissymbol) und deren Mittelwert (Rechtecksymbol)..... 19
- Abbildung 8: Verhältnis oxidierten Fläche zur Gesamtwurzelfläche der Wurzeln aller Sorten von eisenbehandelten (Rechtecksymbol) und unbehandelten (Dreiecksymbol) Reispflanzen mit dem Mittelwert der eisenbehandelten Reispflanzen (Kreissymbol). Alle Ergebnisse sind mit Standardfehlern angegeben. Ein Wert von 100 bedeutet, dass 100% der gesamten Wurzelfläche oxidiert ist. Ergebnisse von eisenbehandelten Reispflanzen, die signifikant von Ergebnissen des gemittelten Wertes aller Sorten abweichen, sind mit * gekennzeichnet.

Ergebnisse von eisenbehandelten Wurzeln derjenigen Sorte, welche signifikant voneinander abweichen, sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet ($\alpha=0,05$). Unbehandelte Wurzeln haben an letzteren Zeitpunkten teilweise keine Ergebnisse, da hier über einen kürzeren Zeitraum fotografiert wurde..... 21

Abbildung 9: Blausättigung der Wurzeln aller Sorten von eisenbehandelten (Rechtecksymbol) und unbehandelten (Dreiecksymbol) Reiswurzeln. Zusätzlich ist der Mittelwert der eisenbehandelten Reiswurzeln aller Sorten aufgezeigt (Kreissymbol). Alle Ergebnisse sind mit Standardfehlern angegeben. Ergebnisse von eisenbehandelten Reiswurzeln, die signifikant von Ergebnissen des gemittelten Wertes abweichen, sind mit * gekennzeichnet. Solche, die von unbehandelten Ergebnissen abweichen, sind mit ° gekennzeichnet. ($\alpha=0,05$). Unbehandelte Wurzeln haben an letzteren Zeitpunkten teilweise keine Ergebnisse, da hier über einen kürzeren Zeitraum fotografiert wurde..... 23

Abbildung 10: Mittelwerte der Histogramme aller unbehandelten (rechts) und eisenbehandelten (links) Reispflanzen zu unterschiedlichen Zeitpunkten. Die Sättigung wird als ein Wert zwischen 0 bis 255 angegeben, wobei 0 keine Sättigung beschreibt und 255 die höchste Sättigung (sehr dunkel). Die y-Achse zeigt als Logarithmus (es sei auf die Achsenbeschriftung zu achten) den prozentualen Anteil der Fläche der Blausättigung, weshalb Blausättigungswerte von 0 als keine Werte bezeichnet sind..... 25

Abbildung 11: Mittelwerte der Verteilung der Blausättigung für alle fünf Sorten der eisenbehandelten Wurzeln zu unterschiedlichen Zeitpunkten. Die Sättigung wird als ein Wert zwischen 0 bis 255 angegeben, wobei 0 keine Sättigung beschreibt und 255 die höchste Sättigung. Die y-Achse zeigt als Logarithmus (es sei auf die Achsenbeschriftung zu achten) den prozentualen Anteil der Fläche der Blausättigung, weshalb Blausättigungswerte von 0 als keine Werte bezeichnet sind..... 26

Abbildung 12: Blausättigung der Wurzeln zwischen dem letzten Foto am Tage des Experiments und dem Foto am nächsten Morgen von eisenbehandelten (weißes Rechtecksymbol) und unbehandelten (dunkles Kreissymbol) Reispflanzen. Auf der x-Achse ist die Zeit ab dem Zeitpunkt 0 bzw. dem ersten Foto nach Beginn des Experiments, aufgetragen. Mit aufgezeigt sind die Regressionsgeraden der Blausättigung pro Zeit der eisenbehandelten (1) und unbehandelten (2) Reispflanzen mit den Bestimmtheitsmaßen R^2 27

Abbildung 13: Werte der Blausättigung zwischen unbehandelten und eisenbehandelten Wurzeln am Tag des Experiments (1) und am folgenden Tag (2). Ergebnisse am folgenden Tag, die signifikant unterschiedlich sind zum Ergebnis am Tag vorher waren, sind mit * gekennzeichnet. ($\alpha=0,05$) 28

Abbildung 14: Oxidativität (anfängliche Steigung) aller Sorten, mit Eisen behandelt und unbehandelt. Ergebnisse von eisenbehandelten Reisswurzeln mit gleichen Buchstaben sind nicht signifikant unterschiedlich. Ergebnisse von eisenbehandelten Reisswurzeln, welche signifikant von den Ergebnissen unbehandelter Reisswurzeln abweichen sind mit * gekennzeichnet. ($\alpha=0,05$) 29

Abbildung 15: Oxidativität aller Sorten, eisenbehandelt (Kreissymbol) und unbehandelt (Rechtecksymbol) im Zeitverlauf mit den jeweiligen Standardfehlern. Ergebnisse von eisenbehandelten Wurzeln mit gleichen Buchstaben sind nicht signifikant voneinander verschieden. Ergebnisse von eisenbehandelten Wurzeln, die signifikant von Ergebnissen unbehandelter Wurzeln abweichen, sind mit * gekennzeichnet ($\alpha =0,05$). Unbehandelte Wurzeln haben an letzteren Zeitpunkten teilweise keine Ergebnisse, da hier über einen kürzeren Zeitraum fotografiert wurde..... 30

Abbildung 16: Korrelation von Blatt-Score und Oxidativität (anfängliche Steigung) aller Ergebnisse der Wurzeln, gemittelt über Fotos von Vorder- und Rückseite ($n=2$), der Sorten Suakoko 8 (Quadrat), IR64 (Raute), IR31785 (Kreis), Sahel 108 (Dreieck) und Pokkali (Kreuz). Die Trendlinie beschreibt die lineare Regressionsgerade aller Punkte ($n=15$), angegeben sind zusätzlich das Bestimmtheitsmaß R^2 und die Geradengleichung. ($\alpha=0,05$)..... 31

Abbildung 17: Oxidativität unbehandelter (gemustert) und mit Eisen behandelte (gefüllt) Kronwurzel- (dunkel) und Feinwurzelausschnitte (hell) aller Sorten. Zu unbehandelten Wurzeln signifikant unterschiedliche eisenbehandelte Fein- oder Kronwurzelausschnitte sind mit * gekennzeichnet. ($\alpha=0,05$) 32

Abbildung 18: Zusammenhang von Oxidativität der Feinwurzeln und Feinwurzelanteil aller Sorten. Die unbehandelten Feinwurzeln sind schwarze Symbole, die eisenbehandelten sind graue Symbole. Suakoko (Rechteck), IR64 (Raute), IR31785 (Dreieck), Sahel (Kreis), Pokkali (Kreuz). Die Trendlinie der unbehandelten Reisswurzeln (2) und der eisenbehandelten Reisswurzeln (1) sind mit dem Bestimmtheitsmaß R^2 aufgezeigt. ($\alpha=0,05$)..... 33

Abbildung 19: Links: Änderung der Blausättigung der Indikatorflüssigkeit über die Zeit. Dargestellt sind alle Messwerte der Blausättigung der Flüssigkeit von eisenbehandelten (Rechtecksymbol) und unbehandelten (Dreiecksymbol) Reispflanzen ab dem Zeitpunkt 0 (erstes Foto). Eingetragen sind auch die Regressionsgeraden der Blausättigung und deren Funktionen & Bestimmtheitsmaße R^2 von eisenbehandelten (1) und unbehandelten (2) Wurzeln. Rechts: Mittelwerte der Änderung der Blausättigung (Steigung) aller unbehandelten (dunkel, $n=15$) und eisenbehandelten Wurzeln (grau, $n=15$) und deren Standardfehler.

Ergebnisse mit verschiedenen Buchstaben sind signifikant voneinander verschieden ($\alpha=0,05$).
..... 34

Abbildung 20: Vergleich des Einflusses von Nährlösung und eisenhaltiger Nährlösung, sowie FeII und FeIII auf die Indikatormischung. Von links nach rechts: Nährlösung, FeII, FeIII, eisenhaltige Nährlösung mit jeweils Indikatormischung vermischt. Oben: Zeitpunkt 0, Unten: Nach 1hAm Anfang..... 35

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Materialauswahl mit Produktname, Maße & Material sowie Materialnummer. Verwendete Materialien im Hauptversuch sind grau unterlegt.	9
Tabelle 2: Herkunft und Jahr der Vermehrung des Saatguts.	11
Tabelle 3: Original Yoshida-Nährlösung.	11
Tabelle 4: ImageJ – Vorgehen zur Analyse der Wurzelfotos (Berechnung der gesamten Wurzelfläche & oxidierten Wurzelfläche sowie Blausättigung). Genaue Anweisungen in ImageJ sind durch graue Kursivschrift hinterlegt.	17
Tabelle 5: Blatt-Score aller fünf Sorten mit Standardfehlern. Ergebnisse mit gleichen Buchstaben sind nicht signifikant voneinander verschieden ($\alpha=0,05$).	31
Tabelle 6: p-Werte der t-Tests der Oxidativität verschiedener Sorten zu verschiedenen Zeitpunkten (0-4 Stunden). Verglichen wurden die Zeitpunkte. Signifikant unterschiedliche Werte sind grau hinterlegt ($\alpha=0,05$).	49

Abkürzungsverzeichnis

α	Signifikanzniveau
σ	Standardfehler
$\text{FeSO}_4\cdot 7\text{H}_2\text{O}$	Eisen(II)-sulfat-Heptahydrat
h	Stunde
HSB	Farbsystem, <i>Hue/Saturation/Brightness (Farbton/Sättigung/Helligkeit)</i>
IR31785	IR31785-58-1-2-3-3
IRRI	International Rice Research Institute
m	Steigung
N_2	Stickstoff
p	p-Wert (t-Test)
RGB	Farbsystem, <i>Rot/Grün/Blau</i>

1 Einleitung

Die weltweite Bedeutung von Nassreis (*Oryza sativa* L.) ist durch die immer weiter steigende Nachfrage nicht zu unterschätzen: So waren 2002 bereits 3,8 Milliarden Menschen, vornehmlich aus tropischen Regionen, hochgradig abhängig von Reis als Kalorienlieferant (Nguyen 2002). Mit der steigenden weltweiten Verbreitung von Mangelernährung, welche im Jahr 2020 bei fast 10% lag (FAO 2021), steigt auch der Druck auf den Nährstoff-Lieferanten Reis. Allein bis 2100 wird die Ernährung von voraussichtlich 5 Milliarden Menschen vorrangig von Reis abhängig sein (Tucker Torrent 2019).

Reis zählte 2020/21 neben Weizen und anderem grobkörnigem Getreide zu den meist produzierten Anbaukulturen (USDA 2022b) und die USDA 2022a schätzt, dass die weltweite Produktion von Reis 2022/23 um bis zu 1,8 Millionen Tonnen zum Vorjahr steigen wird. Asien ist hierbei der größte Produzent von Nassreis, allein 66% der globalen Reisproduktion kommt aus Südost- & Ostasien (Teng et al. 2016). Seit den ersten verfügbaren Daten 1961 bis 2020 war Asien für ganze 90,9% der weltweiten Nassreisproduktion verantwortlich, mit China als dem Hauptproduzenten (FAOSTAT 2022).

Nassreis hat eine erhöhte Disposition zur Eisentoxizität, da er auf überfluteten Böden wächst. Diese kann einen erheblichen Einfluss auf den Ertrag haben (Audebert und Fofana 2009) und Gewebeschäden sowie Zell-Homöostase zur Folge haben (Aung und Masuda 2020). Nassreisarten haben unterschiedlichste Anpassungsmechanismen entwickelt, um den Zellschädigungen entgegenzuwirken und ihnen vorzubeugen.

Asch et al. 2005 beschreiben drei Anpassungsmechanismen von Nassreisarten an Eisentoxizität, eine davon ist die Oxidationskraft der Wurzel. Dabei wird durch das Aerenchym Sauerstoff in den Wurzelraum transportiert, der das Eisen an der Wurzeloberfläche oxidiert und somit davon abhält, in die Wurzel aufgenommen zu werden.

Durch Methoden wie die Sichtbarmachung von Sauerstoff mit Methylenblau (Armstrong 1967a; Trollenier 1988) kann die Oxidationskraft von Wurzeln veranschaulicht und gemessen werden.

In Zukunft wird es relevanter denn je sein, die Produktivität von Anbaukulturen zu erhöhen, sodass die Nahrungsmittelproduktion erhöht werden kann, ohne dass weitere landwirtschaftliche Fläche genutzt werden muss (World Resources Institute et al. 2018). So sollten auch Reissorten so produktiv und resistent wie möglich gegen Umweltfaktoren sein. Gerade deshalb ist es von Vorteil, wenn die Anpassungsmechanismen mancher Sorten gegen

Eisentoxizität verstanden und genutzt werden können und somit auch auf Böden angebaut werden kann, welche einen hohen Eisengehalt haben.

Ziel dieser Arbeit war es, die Methode zur Erkennung von Oxidationskraft von Wurzeln mit Methylenblau weiter auszuarbeiten, und damit verschiedene Sorten in Bezug auf die Mechanismen gegen Eisentoxizität zu vergleichen.

2 Kenntnisstand

2.1 Reispflanzen und ihr Wurzelsystem

Reis (*Oryza sativa* L.) gehört zu den Poaceen (Süßgräsern). Das einjährige, sehr stärkehaltige Getreide erlangt eine Höhe von 1- ½ m, mit ca. 30cm langen Blättern, und kann je nach Anbauform in Wasserreis (im Folgenden Nassreis) und Trockenreis unterteilt werden (Schmidt 2020). Nach Schmidt 2020 benötigt Nassreis Temperaturen von mehr als 20 °C. Nassreis wird in während der ganzen Vegetationszeit durch Bewässerung oder Niederschlag gefluteten Feldern angebaut. Abhängig von der Sorte beträgt die Vegetationszeit bis zu 6 Monate.

Das Wurzelsystem von Reis besteht aus den kurzlebigen Seminalwurzeln, welche nur ungefähr 30 Tage überleben, den Nodalwurzeln aus den basalen Internodien und den Nebenwurzeln, welche wiederum in feinere und dickere Nebenwurzeln unterschieden werden können (Gu et al. 2017). Für dicke, lange Neben- bzw. Lateralwurzeln, dem Typ L, wurde in Studien ein mittlerer Durchmesser von 159 µm beobachtet und kurze, dünne Nebenwurzeln vom Typ S hatten einen mittleren Durchmesser von 80 µm (Yamauchi et al. 1987; Hannan et al. 2020).

2.2 Eisentoxizität bei Reis und dessen Anpassungsmechanismen

Eisentoxizität ist nach dem Dürrestress der bedeutendste Einflussfaktor, bezogen auf die Fläche in der Landwirtschaft, in Afrika (van Oort 2018). Reiserträge können durch Eisentoxizität um bis zu 78% sinken (Audebert und Fofana 2009), wobei die Auswirkungen abhängig von Eisengehalten im Boden, saisonabhängigen Effekten sowie Reissorten abhängig sind. Ernterückgänge bei der Reisproduktion sind in Bezug auf eine Braunfärbung der Blätter in großen Teilen auf Eisentoxizität zurückzuführen (Becker und Asch 2005).

Becker und Asch 2005 beschreiben als typische Symptome von Eisentoxizität bronzefarbene Blätter, durch kleine, bräunliche Flecken, die sich über das ganze Blatt erstrecken. Bei empfindlichen Reissorten verringerte sich der Ertrag generell mit der Erhöhung des Eisengehaltes in den Blättern. Tolerante Sorten zeigten hingegen selbst bei hohem Eisengehalt in den Blättern weniger Ertragsverluste, wobei hier in Toleranz und Vermeidung unterschieden werden kann (Audebert und Sahrawat 2000).

Eisentoxizität ist vor allem ein Problem bei überfluteten und nährstoffarmen Böden, da hier ein geringeres Redoxpotential und anaerobe Bedingungen bestehen. Dies wiederum führt zu

reduziertem, löslichen Fe^{2+} (Kirk et al. 2022), welches durch Aufnahme der Wurzeln und einem Transport in die Blätter zu einer Entstehung von reaktiven Sauerstoffspezies führt (Engel et al. 2012). Nach van Oort 2018 sind hohe Konzentrationen an Fe^{3+} vornehmlich in verwitterten Böden in den Tropen zu finden, wobei das Risiko für Eisentoxizität durch überschwemmte Böden und schlechte Entwässerung erhöht wird. Forschung im Bereich der Eisentoxizität wird hauptsächlich auf jungen, fertilen Böden in Asien betrieben. Allerdings häufen sich Probleme mit Eisentoxizität vor allem in Afrika (Kirk et al. 2022).

Reis hat verschiedenste Anpassungsmöglichkeiten an Eisentoxizität, welche von Asch et al. 2005 in 3 Hauptarten zusammengefasst wurden: So bewirkt bei sog. „Excludern“ (Becker und Asch 2005) eine Sauerstoffanreicherung der Rhizosphäre die Exklusion von Eisen, wobei Sauerstoff durch Lüftungssysteme, die Aerenchyme, innerhalb der Wurzeln aus der Atmosphäre in die Rhizosphäre transportiert wird (Kirk et al. 2022). Durch den angereicherten Sauerstoff entsteht eine Barriere, welche es Fe^{2+} erschwert, in die Wurzel zu gelangen und somit der Pflanze zu schaden. Außerdem nutzt die Wurzel neben der rhizosphärischen Oxidation hierbei auch eine Ionen-Selektivität (Chen et al. 1980b; Chen et al. 1980a; Asch et al. 2005). Diese Selektivität für Fe^{2+} an der Endodermis der Wurzel führt bei geringer Eisentoxizität zu einer Oxidation zu Fe^{3+} (Asch 2007).

Anderweitig kann bei „Includern“ Fe^{2+} nach Aufnahme in die Wurzel immobilisiert werden, indem es in wenig aktiven Zellteilen abgesetzt wird oder auch vom Symplasten ausgeschlossen wird innerhalb des Apoplasten im Blatt (Becker und Asch 2005).

Der letzte Anpassungsmechanismus beschreibt tolerante „Includer“, die die Eisentoxizität vermutlich durch enzymatische Detoxifizierung im Symplasten tolerieren (Becker und Asch 2005). Allerdings sind immer noch nicht alle Details über Anpassungsmechanismen von Reispflanzen an Eisentoxizität bekannt (Becker und Asch 2005). Nach Kirk et al. 2022 können Schäden durch Eisentoxizität zudem durch angepasstes Wurzelwachstum in geringen Tiefen vermindert werden (Kirk et al. 2022).

2.3 Oxidationskraft der Wurzeln

Ando et. al, 1983 definieren die Oxidationskraft durch eine molekulare Sauerstofffreisetzung in die Rhizosphäre sowie durch die enzymatische Oxidation, welche durch die α -naphthylamin Oxidation gemessen wird. Auch konnte gezeigt werden, dass die Sauerstoffdiffusion an den Wurzelspitzen deutlich höher als am Wurzelansatz ist (Ando et al. 1983).

In diversen Studien wurden bereits Möglichkeiten zur Messung von Oxidationskraft von Wurzeln aufgezeigt (Trollenier 1988). Hierbei scheint die Sichtbarmachung der

Oxidationskraft durch unterschiedliche Indikatoren die am meisten diskutierte Möglichkeit zu sein (Armstrong 1967a; Trolldenier 1988; Sadana und Claassen 1996; Trolldenier 1996; Jiménez et al. 2021), wobei auch andere Methoden wie die Messung durch Sauerstoffelektroden & planaren Optoden (Jiménez et al. 2021), polarographischen Methoden (Armstrong 1967b) oder auch Bildanalysen des Einflusses von Fe^{3+} auf eine Rotfärbung der Wurzeln (Atulba et al. 2015) beschrieben werden.

Gemessen wurde die Oxidationskraft häufig mit dem Indikator Methylenblau, der, reduziert mit Natriumdithionid, ein farbloses Leukomethylenblau ergibt. Bei Oxidation des Leukomethylenblau an der Wurzel färbt sich diese zurück zu Methylenblau (Trolldenier 1996). Dies kann Aufschluss über den Sauerstoff an der Wurzel geben und so auch über die Oxidationskraft, was einige Studien bereits erfolgreich zeigten (Trolldenier 1988; Trolldenier 1996; Jiménez et al. 2021).

3 Material und Methoden

3.1 Vorbereitung des Materials und Vorversuche

Die im Versuchsaufbau des Experiments verwendeten Materialien sollten die Methodik zur Auswertung der Oxidationskraft verbessern. In der Bachelorarbeit von Herrn Handschuh (Handschuh 2020) wurden dreidimensionale Erlenmeyerkolben verwendet, in der die Reiswurzeln fotografiert wurden. Das Ziel in der hier vorliegenden Arbeit war es, die Methodik zu erweitern und die Bildqualität zu verbessern. Als neuer Ansatz wurde ein möglichst flaches, transparentes Gefäß gesucht, sodass beidseitig Fotos zur Datenauswertung gemacht werden konnten. Durch die flächige Verteilung der Wurzel sollte zudem ein repräsentativerer Ausschnitt der Wurzel erfasst werden. Das gewählte Gefäß sollte so angepasst werden, dass die Pflanze über entsprechende Bohrungen bzw. Aussparungen und mittels Schläuchen mit Flüssigkeit versorgt werden kann.

Diese Arbeit wurde in den Räumen des Hans-Ruthenberg-Instituts des Fachgebiets Wasserstress-Management bei Kulturpflanzen in den Tropen und Subtropen durchgeführt.

3.1.1 Gefäß

Die zur Auswahl stehenden Gefäße waren Zellkulturflaschen in verschiedenen Größen und zwei quadratische Petrischalen in ähnlicher Größe. Die beiden Zellkulturflaschen hatten eine unzureichende Größe und Breite für die Reiswurzeln. Ein schmäleres Gefäß wie die Petrischalen kam im Vergleich dazu eher in Frage, da hier die bessere Verteilung der Wurzeln möglich ist. Schlussendlich wurde sich aufgrund der vielversprechenden Möglichkeit bei der Auswertung durch die flächige Wurzelverteilung für die quadratische Petrischale (120x120x17mm) (siehe Tabelle 1) entschieden.

Alle Gefäße bestehen aus demselben Material, Polystyrol (PS). Allerdings ist transparentes PS i.d.R. sehr spröde und entsprechend empfindlich bei mechanischer Bearbeitung. Um die Gefäße an das für den Versuch vorgesehene Design anzupassen, erfolgte die mechanische Bearbeitung mit Hilfe einer geeigneten Bohrlehre. Durch eine fixe Aufnahme des Werkstücks an der Lehre und zusätzlichen Schutz der Gehäuseoberfläche durch ein passendes Gegenstück an Ober- & Unterseite der Gefäße, war beim Bohren der nötige Schutz vor Rissen im Polystyrol gewährleistet. Hierbei konnten Unterteil und Deckel der Petrischale einfach aufgesetzt werden und mit Holzplatten oberhalb fixiert werden (Abbildung 1). Die Wahrscheinlichkeit für ungewünschte Risse beim Bohren der Löcher konnte dadurch stark

reduziert werden. Mit der eingesetzten Standbohrmaschine und Bohrlehre aus Holz konnte die relativ große Menge an Petrischalen mit einer geringen Ausschussrate bearbeitet werden.

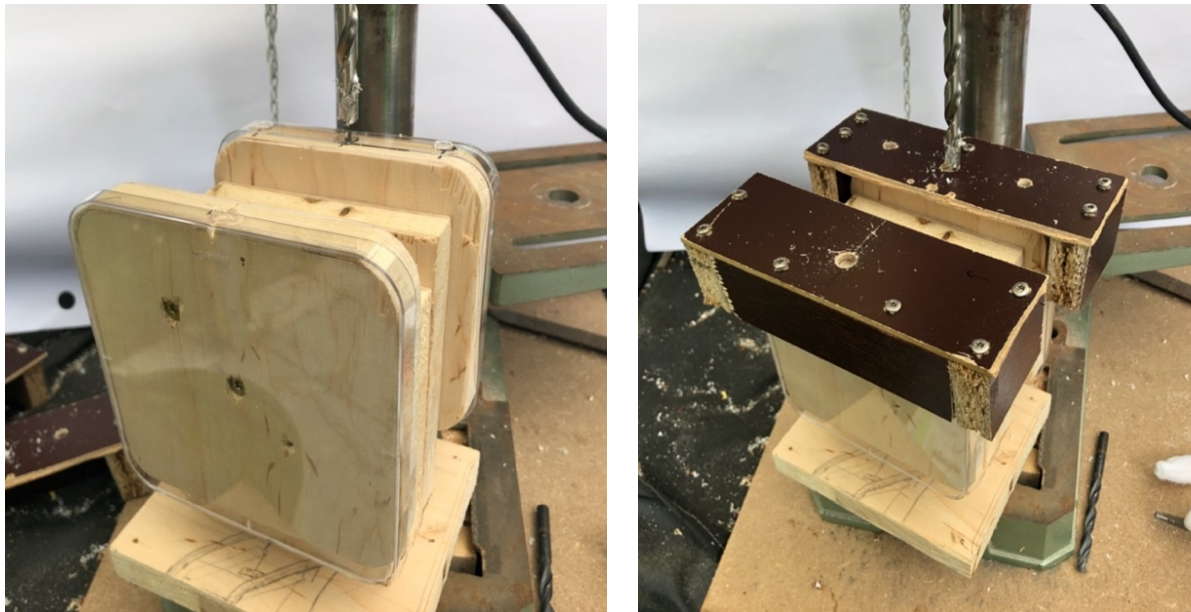


Abbildung 1: Vorgehen der Löcherbohrungen der Petrischalen. Links: Auf die Lehre aufgesetzte Petrischale (Deckel vorne und Unterseite hinten). Rechts: Gegenstücke zum Aufsetzen auf die Leere, um ein Zerspringen des Plastiks zu verhindern.

Für das mittige Loch für die Pflanze wurde ein Holzbohrer mit 8mm Durchmesser verwendet, für die beiden seitlichen Löcher für Schläuche ein Holzbohrer mit 5mm Durchmesser, wobei die seitlichen Löcher im Gegensatz zum mittigen Loch nahe an die lange Seite gebohrt wurden, damit nur das Unterteil gebohrt werden musste. Für das mittige Loch wurden Deckel und Unterteil angebohrt. Die Schläuche für das Begasen mit Stickstoff sowie für die Flüssigkeit wurden mit Silikon am Loch bzw. seitlich fixiert. Für einen stabilen Stand wurden die Gefäße durch Foldback Büroklammern (siehe Tabelle 1) fixiert. Detaillierte Maße sind in Abbildung 2 zu sehen.

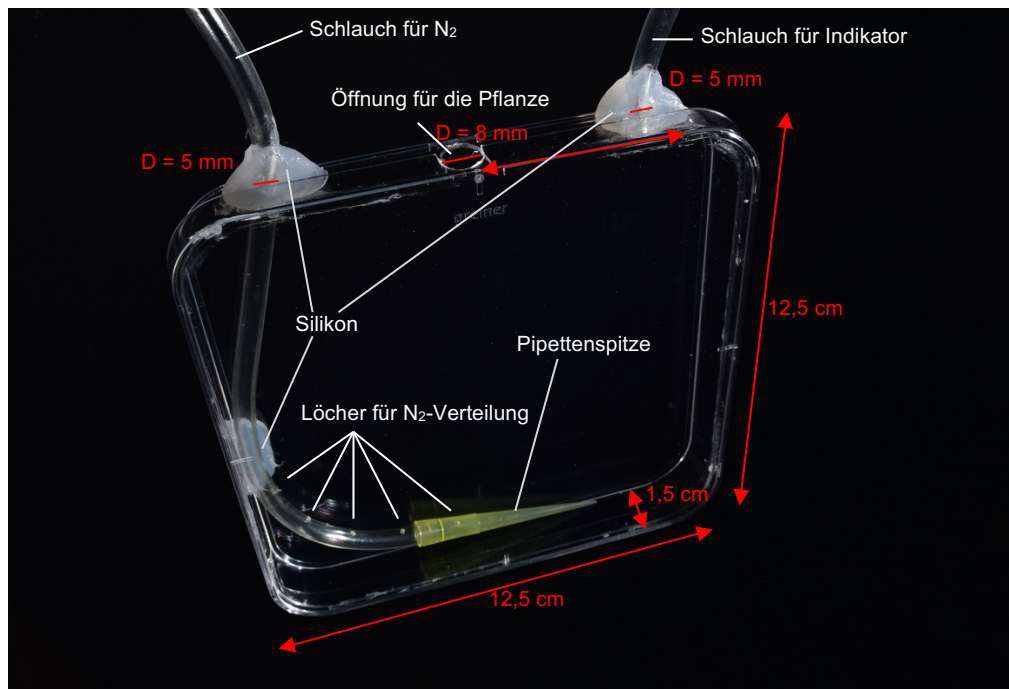


Abbildung 2: Aufbau des Gefäßes für die Reispflanzen: Länge, Breite, Höhe, Durchmesser & Abstand der Löcher. Durchmesser sind mit „D“ gekennzeichnet.

3.1.2 Isolation/Dichtigkeit

Um die Ober- & Unterschale wasserundurchlässig zu verschließen und ein Auslaufen des Gefäßes während des Experiments zu verhindern, wurde mit verschiedenen Materialien experimentiert. Erste Versuche wurden mit *Knauf Küchen-Silikon* durchgeführt, aufgrund der Lebensmittelneutralität, dem vergleichsweise schnellen Trocknen und Gebrauch für Kunststoffe. Probleme zeigten sich bei Verwendung von zu wenig Silikon, aber auch bei zu kurzer Trockenzeit. Es entstanden teilweise undichte Lücken. Diese entstanden vor allem durch nur einmaliges Aufbringen des Silikons auf der Inneren Kante des Gefäßes. Bei zusätzlichem Verschließen am äußeren Rand war das Gefäß nach spätestens 15 bis 20 Minuten wasserdicht. Die Unsauberkeit der Verarbeitung des Silikons kann unter Umständen dazu führen, dass die Flächen des Gefäßes verschmutzt werden. Verunreinigungen mussten vor dem Fotografieren gesäubert werden.

Als Alternative wurden Versuche mit Butyl-Rundschnur und 2 Komponenten Knetmasse (AGT, siehe Tabelle 1) durchgeführt. Hierbei ist ebenfalls ein Auftragen am äußeren Rand von Vorteil und ausreichend Material wichtig. Das Butyl war ähnlich wie Knete zu handhaben und war daher sauberer in der Verwendung. Die Butyl-Rundschnur sowie AGT 2 Komponenten Knetmasse erwiesen sich als nicht dicht.

Durch verschiedene Versuche wurde sich schlussendlich für die Variante mit Silikon entschieden, bei der reichlich Silikon in zwei Schichten, auf der Innenseite und außen an der

Fuge, aufgetragen wurde und danach mit einem mit Spülmittel-/Wasserlösung benetztem Finger verteilt und glatt gezogen wurde.

Nach dem Einbringen der Pflanze sollte an dazu vorgesehenen Öffnungen des Gefäßes der entstehende Spalt zwischen Gefäß und Pflanze mit Schaumstoff und Knete abgedichtet werden. Zunächst wurde Knete von *TeDi* verwendet, allerdings stellte sich diese als wasserlöslich heraus. Wachsbasierte Plastilin-Knete (*Noris 8420, Staedler*; siehe Tabelle 1) dagegen war nicht wasserlöslich und eignete sich daher besser.

	Produktname	Maße & Material	Materialnummer
Gefäß	ZELLKULTURFLASCHE, CELLSTAR TC	250 ML, 75 cm ² , PS, TRANSP	658175
		50 ML, 25 cm ² , PS, TRANSP.	690175
	PETRISCHALE, QUADRATISCH; MIT NOCKEN	120 X 120 X 17 mm, PS	688102
	ONEWELL PLATE, ABDECKPLATTE, NOCKEN	127,8/85,5 mm, PS	670102
Abdichtung	Creative Kids Knete, TeDi	- (keine Angabe)	- (keine Angabe)
	Plastilin-Knete Noris 8420, Staedler	Plastilin	8420 C10 ST
	AGT 2 Komponenten Knetmasse	Epoxidharz	NX5921-944
	Knauf Küchen-Silikon	Silikon, Transparent, 300ml	Artikelnummer: 00007949
Ständer	Butyl-Rundschnur Rolle schwarz	Ø 3mm, 16m, Butylkautschuk (Polyisobutylene)	Artikelnummer: 1253
	Westcott Foldback-Klammern, 50mm	50mm x 31,9mm x 25,1mm	Artikelnummer: E-10705 00
	Westcott Foldback-Klammern, 15mm	15mm x 8mm x 6,5mm	Artikelnummer: E-10700 00

Tabelle 1: Materialauswahl mit Produktname, Maße & Material sowie Materialnummer. Verwendete Materialien im Hauptversuch sind grau unterlegt.

3.1.3 Herstellung des Indikators

Hierbei sollte vor allem die Luftabdichtung der verschiedenen Materialien geprüft werden. Die Schläuche wurden vorzeitig mit Silikon am Gefäß befestigt. Danach wurden die Pflanzen in die Gefäße gelegt und Silikon bzw. Butyl-Rundschnur zum Verschließen benutzt. Bei ersten Versuchen wurden ca. 20 Minuten später die Gefäße vollständig mit Agar-Lösung befüllt. Während dem Befüllen wurden die Gefäße mit Stickstoff begast, um eine vorzeitige Oxidierung zu verhindern. In den ersten Versuchen mit Agar wurde dieser direkt zusammen mit Natriumdithionid und Methylenblau angerührt. Hierbei entstanden deutlich sichtbare Flocken (siehe Markierung 1, Abbildung 3), die sich auch am Boden und an der Wurzel festsetzten.

Der mit Methylenblau versetzte Agar hinterließ zudem Schlieren (vgl. Markierung 2, Abbildung 3). Außerdem wurde durch das starke Begasen durch Stickstoff viel Flüssigkeit wieder hinausgedrückt (vgl. Markierung 3, Abbildung 3) und so fand direkt eine Oxidation mit dem Sauerstoff an der Flüssigkeitsoberfläche statt (vgl. Markierung 4, Abbildung 3).

verwendeten Sorten *Sahel 108* und *ITA212* wurden von Engel et al. 2012 als gegen Eisentoxizität tolerante Sorten definiert, wobei letztere Sorte auch als „Includer“ bezeichnet wurde. Weitere Sorten in diesem Experiment waren die sensitiven *IR31785-58-1-2-3-3* (im Folgenden *IR31785*) und *IR64*.

Das Saatgut, aus Hohenheim stammend (vgl. Tabelle 2), wurde in den ersten zwei Tagen im Dunklen vorgekeimt. Dies geschah in Plastikschaalen mit deionisiertem Wasser bei Zimmertemperatur. Anschließend wurden die Keimlinge in Sand umgesetzt und in die Klimakammer bei 25 °C und 40-50% Feuchtigkeit am Tag, 20 °C und 50% Feuchtigkeit bei Nacht kultiviert.

Reissorte	Suakoko 8	Pokkali	ITA212	Sahel 108	IR31785-58-1-2-3-3	IR64
Jahr der Vermehrung	2016	2021	2009	2021	2020	2020
Herkunft	Africa Rice Benin, Julia	IRRI Hohenheim	Ndiaye/Senegal (Sabine Stürz)	IRRI Hohenheim	IRRI Hohenheim	IRRI Hohenheim

Tabelle 2: Herkunft und Jahr der Vermehrung des Saatguts.

Jeden zweiten bis dritten Tag wurde deionisiertes Wasser aufgefüllt und die Temperatur nachgeregelt. Diese war in den ersten Tagen schwankend aufgrund von Unregelmäßigkeiten beim Betrieb der Klimakammer, befand sich aber im Mittel bei 22,16 °C. Die Relative Feuchtigkeit war im Mittel bei 57,5 %.

Am 11. Tag nach der Keimung wurden die Sandboxen mit den Pflanzen in 25%ige Yoshida Nährlösung (Original Yoshida Culture Solution, vgl. Tabelle 3) versetzt. Die Sorte *ITA212* keimte im Gegensatz zu den anderen Sorten nicht, weshalb diese nicht aus dem Sand umgesetzt werden konnte und sie vom Experiment ausgeschlossen wurde.

Element	Chemikalie	Stocklösung [g/L]	Stocklösung pro finaler Lösung (Arbeitslösung) [mL/L]	Löslichkeit [g/L]
N	NH ₄ NO ₃	114,25	1	2089
P	NaH ₂ PO ₄ * 2H ₂ O	50,38	1	850
K	K ₂ SO ₄	89,25	1	111
Ca	CaCl ₂ * 2H ₂ O	146,73	1	986
Mg	MgSO ₄ * 7H ₂ O	405,00	1	710
Citronensäure	C ₆ H ₈ O ₇	14,875	1	750
Fe	FeCl ₃ * 6H ₂ O	9,6250		685
Mn	MnCl ₂ * 4H ₂ O	1,8750		700
Zn	ZnSO ₄ * 7H ₂ O	0,0438		965
Cu	CuSO ₄ * 5H ₂ O	0,0398		203
Mo	(NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ * 4H ₂ O	0,0920		430
B	H ₃ BO ₃	1,1675		50
Alle Mikronährstoffe wurden in ca. 30ml destilliertem Wasser aufgelöst. Diese wurden nacheinander zur Schwefelsäure H ₂ SO ₄ (600ml destilliertes Wasser, 2000ml Becherglas, 50ml H ₂ SO ₄) hinzugefügt. Danach wurde bis zu 1L destilliertes Wasser aufgefüllt.				

Tabelle 3: Original Yoshida-Nährlösung.

Die fünf Sorten *Suakoko 8*, *Pokkali*, *Sahel 108*, *IR31785* und *IR64* wurden am 15. Tag zu je 12 Pflanzen pro Box aus dem Sand in 2 Boxen mit 25%iger Yoshida Nährlösung versetzt.

Um Randeffekte der Box auszuschalten, wurde eine Blockrandomisation mit *Microsoft Excel* (Version 16.61) vorgenommen (vgl. Abbildung 4). Hierbei wurden, um das Scoring zu ermöglichen, drei Pflanzen je Sorte nebeneinandergesetzt.

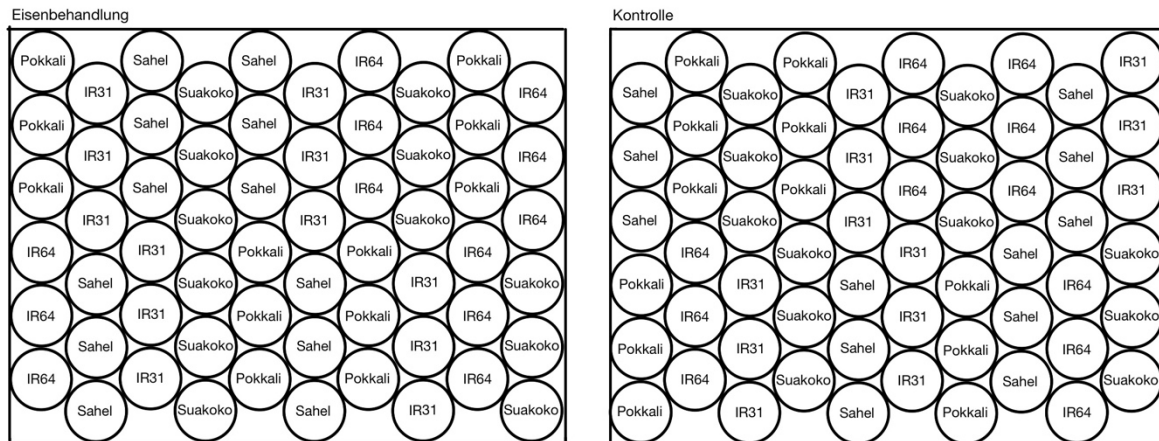


Abbildung 4: Randomisierungsplan der Boxen: links für die unter Eisenstress versetzten Reispflanzen, rechts für die nicht behandelten Reispflanzen.

Am darauffolgenden Tag wurde die Nährlösung zu einer 50%igen Yoshida getauscht. In 100%ige Yoshida Nährlösung wurde dann am 19. Tag gewechselt. Diese 100%ige Yoshida Nährlösung wurde wöchentlich gewechselt und Flüssigkeitsverluste wurden alle 1-2 Tage mit deionisiertem Wasser wieder aufgefüllt. Der pH-Wert wurde bei jedem Nährlösungswechsel auf 5,7 eingestellt.

3.3 Eisenstress

An Tag 30 wurde eine der Boxen mit Reis unter 500ppm Eisenstress versetzt. $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ wurde zu 17,9 g abgewogen. 5 Liter der 100%igen Nährlösung wurden in die Box mit Eisenbehandlung gefüllt und anschließend mit Stickstoff begast. Hierbei wurde der pH-Wert auf 7 eingestellt, da das zugegebene Eisensulfat den pH-Wert stark absenkt, eine Korrektur allerdings nicht nachträglich durch Zugabe von Lauge möglich ist, da hierbei unlösliche Eisenverbindungen ausfallen. Durch die Einstellung des PH auf 7 gelangt man mit dem gelösten Eisensulfat zu einem pH-Wert von ca. 5,5.

Das abgewogene Eisen wurde dann in 2 Litern Nährlösung gelöst und anschließend unter Stickstoffbegasung zu der 5 Liter-Nährlösung gegeben. In den folgenden 7 Tagen wurde die Box mit den unter Eisenstress versetzten Reispflanzen alle 2 Stunden für 15 Minuten mit Stickstoff begast, um eine Ausfällung von Eisen als $\text{Fe}(\text{OH})_2$ zu verhindern. Die Box mit den

nicht unter Stress versetzten Pflanzen wurde zur Herstellung vergleichbarer Verhältnisse ebenfalls mit Stickstoff begast.

3.4 Blatt-Scoring

Am 37. Tag nach Keimung bzw. eine Woche nach Versetzung unter Eisenstress wurde der Eisenstress evaluiert sowie die Oxidationskraft bestimmt. Nach der von Asch et al. 2005 um Eisenstress erweiterten „*Standard Evaluation System for scoring for leaf blast (Pyricularia oryzae) lesions*“ (IRRI 1996) wurden zunächst sechs unter Eisenstress stehende Pflanzen pro Sorte visuell gescort. Die Prozentzahlen bzw. Boniturwerte sind wie folgt definiert: 0-9=1 (keine Symptome); 10-19=2; 20-29=3; 30-39=4; 40-49=5; 50-59=6; 60-69=7 ;70-79=8; 80-89=9; 90-100=10 (totes Blatt).

3.5 Messung der Oxidationskraft

Nach Armstrong und Armstrong 1988 wurden 0,1 g/L Agar, 0,012 g/L Methylenblau und 0,13g/L Natriumdithionid ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_4$) verwendet. Um eine zu schnelle Oxidation des Indikators zu verhindern, wurde dieser in Chargen angerührt. Für sechs Pflanzen wurde ein Liter angerührt, wobei zunächst der Agar in der Hälfte des deionisierten Wassers gelöst und auf 100°C erhitzt, danach in kaltem Wasserbad auf mindestens 25 °C für die Pflanzen abgekühlt wurde. In der anderen Hälfte des deionisierten Wassers wurde Methylenblau gelöst, wobei hierbei die Lösung direkt für wenige Minuten mit Stickstoff begast wurde. Die Begasung der Lösung mit Stickstoff ist die effektivste Methode, um Sauerstoff zu eliminieren (Butler et al. 1994). Aufgrund des hohen Stickstoffverbrauchs und der guten Ergebnisse mit kurzer Stickstoffbegasung wurde darauf verzichtet, die Lösung für über 20 Minuten mit Stickstoff zu begasen. Im Folgenden wurde das Methylenblau mit dem Agar vermischt, Natriumdithionid hinzugegeben, wieder kurzfristig mit Stickstoff begast und der Deckel gut verschlossen.

Die kurz in deionisiertem Wasser abgewaschene Pflanzenwurzel wurde mit Ceaprenstopfen zur Abdichtung zunächst so in der vorbereiteten Petrischale ausgelegt, damit die Wurzel möglichst flächig verteilt war. Die Ceaprenstopfen waren zuvor angefeuchtet und mit Vaseline benetzt. Auf die Innenseite des Deckelrandes wurde Silikon aufgetragen, bevor die Petrischale verschlossen wurde, und in der Fuge wiederholt mit Silikon abgedichtet wurde. Weiterhin wurde die Öffnung für die Pflanze mit Knete verschlossen, um Diffusion von Sauerstoff in die Lösung zu minimieren.

In das durch die Klammer stabil stehende Gefäß wurde danach die Indikatormischung durch den kürzeren Schlauch eingefüllt und durch den anderen Schlauch mit Stickstoff vorsichtig für

wenige Sekunden begast, um verbleibenden Sauerstoff zu entfernen. Im Anschluss wurden die Schläuche mit den kleinen Klammern abgeklemmt. Der Aufbau ist in Abbildung 5 gezeigt. So wurde mit allen fünf Sorten zu je 6 Pflanzen verfahren, aufgeteilt in Pflanzen, die unter Eisenstress gestanden hatten und den unbehandelten Pflanzen.

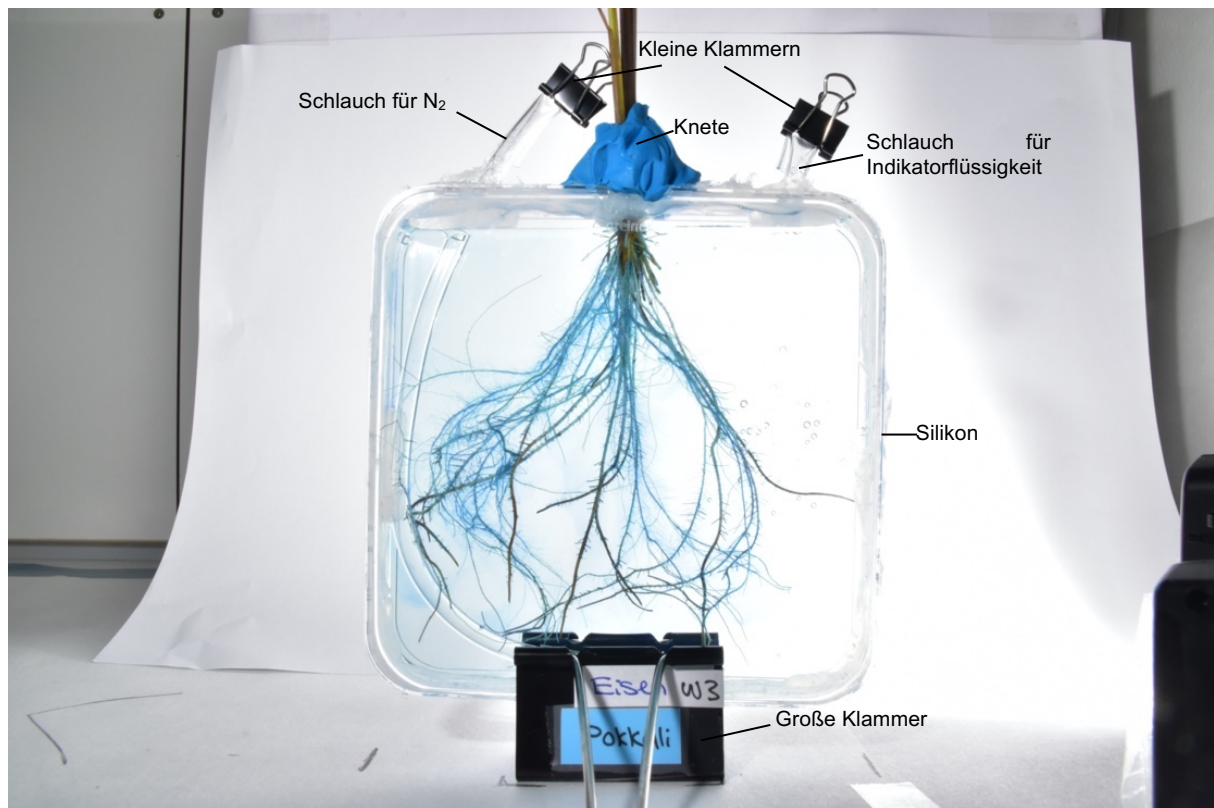


Abbildung 5: Aufstellung der Pflanze im Gefäß, befüllt mit der Indikatormischung. Die Aufnahme von der unter Eisenstress versetzten Sorte Pokkali wurde 1 Stunde nach Befüllung mit der Indikatormischung aufgenommen. Oben links: Schlauch für Begasung mit Stickstoff, abgedichtet durch kleine Klammer. Oben rechts: Schlauch zur Befüllung mit Indikatorflüssigkeit, abgedichtet durch kleine Klammer. Oben Mitte: Öffnung für Pflanze. Pflanze gehalten durch Ceaprenstopfen und durch Knete (blau) abgedichtet. Unten Mitte: große Klammer, welche das Gefäß stabilisiert. Silikon ist um das ganze Gefäß aufgetragen.

3.5.1 Fotoaufnahmen

Eine Nikon D5600 mit dem Objektiv Sigma 18-300mm wurde verwendet, wobei aufgrund des geringen Platzes die Brennweite auf 18mm gestellt war. Die Kamera wurde auf eine Belichtungszeit von $\frac{1}{200}$ eingestellt mit einer Blende von $F22$ und $ISO\ 640$. Die Gefäße wurden beidseitig und nahezu stündlich aus 19cm Entfernung zur Kamera und 12cm zum abgerundeten Hintergrund fotografiert. Auch wurden zwei Standard-Blitze (*NIKON SB-28 und MEIKE MK-900 mit einem MEIKE Trigger System*) mit der *Leitzahl 42* und einer Einstellung von $\frac{1}{64}$ verwendet, um Schatten in Vorder- und Hintergrund zu eliminieren. Die Aufstellung ist in Abbildung 6 skizziert.

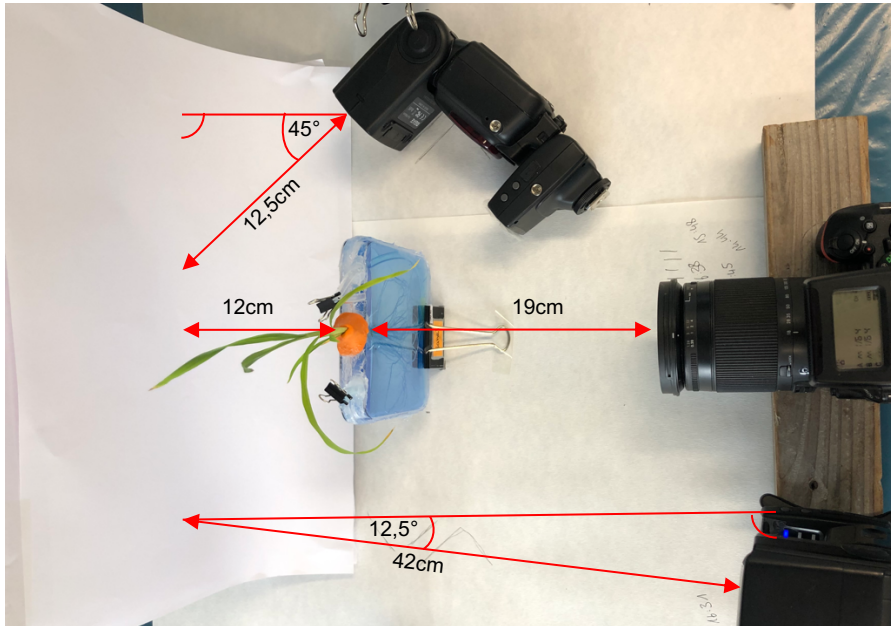


Abbildung 6: Aufstellung und Abstände der Kamera, Blitze und Gefäß. Rechte Winkel sind durch einen Viertelkreis gekennzeichnet. Die Kamera ist 19cm zum Gefäß entfernt, der Hintergrund 12cm. Der weiße Hintergrund ist nach unten hin angeschrägt. Die Blitze auf beiden Seiten sind mit 12,5cm bzw. 42cm zum Hintergrund entfernt ausgerichtet.

3.5.2 Bilddatenauswertung

Die Auswertung der Fotos der Wurzeln wurde mit dem Open Source Programm (*Fiji is Just ImageJ* (Version 2.3.0/1.53q) sowie mit dem Programm *WinRHIZO 2021b* (Regular) durchgeführt, nachdem mit *GNU Image Manipulation Program* (GIMP 2.10.30) gleichwertige Ausschnitte ausgewählt wurden.

Das Programm *Image J* beinhaltet unter anderem die Funktionen der Flächenberechnung und Farbtonerkennung. Dies ermöglicht die Berechnung der Wurzelfläche sowie die Berechnung der oxidierten, blauen Fläche. Ziel war es, die Oxidationskraft der Wurzeln über die Zeit zu definieren mit Hilfe der gesamten Wurzelfläche und der blau verfärbten Wurzelfläche.

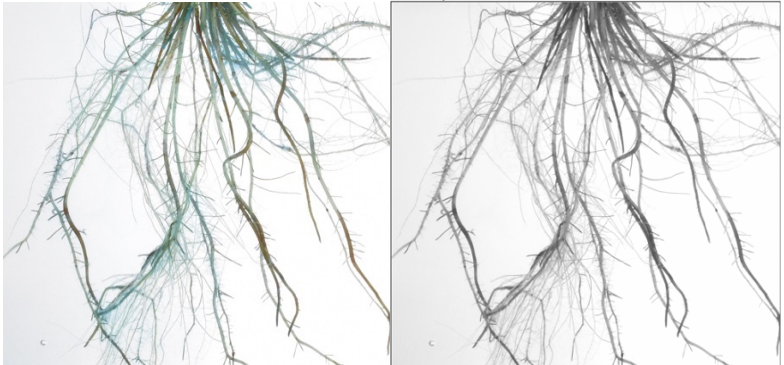
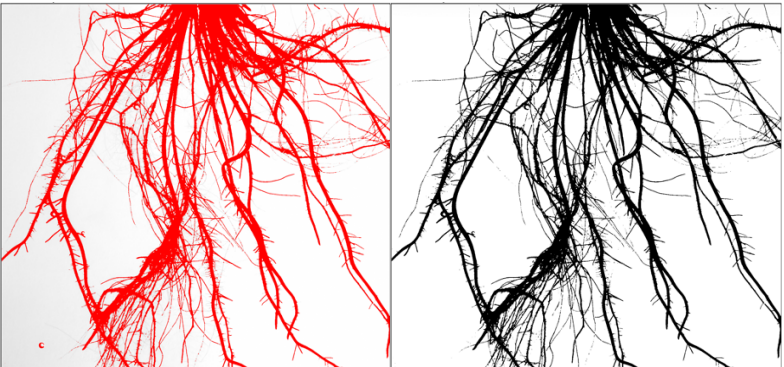
Der Wert Oxidativität wurde als Definitionsmerkmal verwendet und beschreibt den zeitlichen Anstieg der nach Handschuh 2020 definierten „Oxidationsfreudigkeit“, also dem Verhältnis der oxidierten Wurzelfläche zur Gesamtwurzelfläche, multipliziert mit der Intensität der Oxidation, wobei die Intensität durch die mittlere Blausättigung definiert ist. Die „Oxidationsfreudigkeit“ soll im Folgenden als „Oxidationsaffinität“ bezeichnet werden, um größere Betonung auf die Neigung und Kraft der Pflanze zur Oxidation an der Wurzel zu legen.

$$\text{Oxidativität} = \frac{\text{Oxidationsaffinität}}{\text{Zeiteinheit}} = \frac{\frac{\text{oxidierte Wurzelfläche}}{\text{Gesamtwurzelfläche}} \times \text{Intensität der Oxidation}}{\text{Zeiteinheit}}$$

Verbleibende Luftblasen oder Schlauchreste im Bild wurden mit dem *Paintbrush* eliminiert, sodass lediglich die Wurzel selbst eingegrenzt werden konnte. Aufgrund der Größe der Wurzeln und des teilweise zu kleinen Gefäßes wurde ein mittlerer Ausschnitt mit den Maßen 8cm (Breite) und 7,5cm (Höhe) ausgewählt. Die bekannten Maße im Foto konnten angegeben werden und das Foto kalibriert werden.

3.5.2.1 Eingrenzung der Wurzelfläche

Mit der *Threshold* Funktion von ImageJ kann nach einer Konvertierung des Fotos in Graustufen die Wurzel eingegrenzt werden, wobei deren Ober- und Untergrenzen zwischen 0 und 140 bis 255 eingestellt wurden. Anschließend kann die ausgewählte Wurzelfläche berechnet werden. Genaue Schritte sind in Tabelle 4 zu sehen.

Berechnung der Wurzelfläche mit Threshold	
Konvertieren des Fotos in Graustufen und Binär (Voraussetzung für Threshold): <i>Image → Type → 8-bit</i>	 Umwandlung der Fotos in ein Binärfoto
Abgrenzung der Wurzel vom Hintergrund: <i>Image → Adjust → Threshold</i> <i>Process → Binary → Make Binary</i> Berechnung der Fläche (Threshold): <i>Analyze → Measure</i>	 Auswahl des Threshold (links) und Endprodukt (rechts)

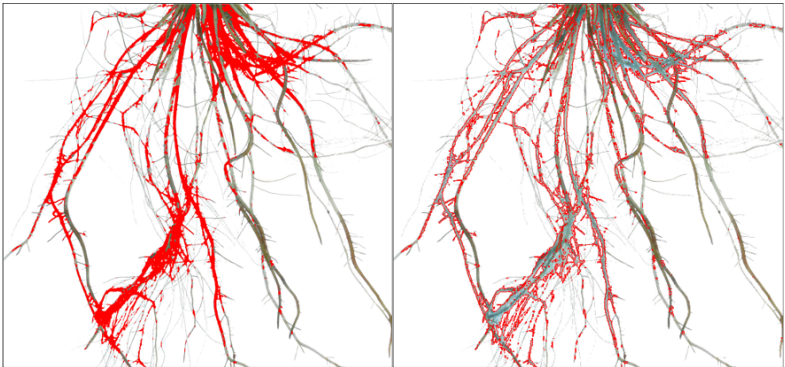
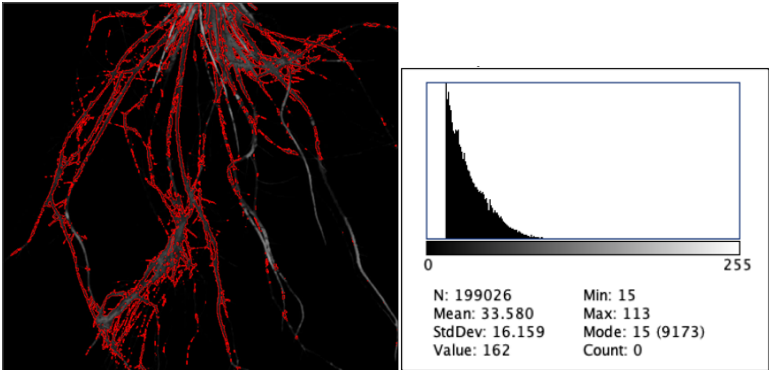
Berechnung der oxidierten Wurzelfläche & Blausättigung	
Maske erstellen: Binary der Gesamtwurzelfläche wird als Maske für das Originalbild verwendet <i>Process → Image Calculator → ADD Images</i>	 Endprodukt ohne Hintergrund
Auswählen der blaugefärbten Fläche im HSB-Farbraum <i>Image → Adjust → Color Threshold → Select</i> Flächenmessung <i>Image → Analyze → Measure</i>	 Blaugefärbte Fläche ausgewählt (links) und selektiert (rechts)
Überführung in den HSB-Farbraum <i>Type → HSB-Stack</i> <i>Analyze → Histogram</i>	 Foto im HSB-Farbraum mit ausgewählter Blau-Fläche (links) und Histogramm (rechts)

Tabelle 4: ImageJ – Vorgehen zur Analyse der Wurzelfotos (Berechnung der gesamten Wurzelfläche & oxidierten Wurzelfläche sowie Blausättigung). Genaue Anweisungen in ImageJ sind durch graue Kursivschrift hinterlegt.

3.5.2.2 Berechnung der oxidierten Wurzelfläche

Um die Fläche der blauen Pixel zu berechnen, wurde zunächst eine Maske mit Hilfe der zuvor festgelegten gesamten Wurzelfläche erstellt. Somit wird keinerlei Blaufärbung im Bereich der umgebenden Flüssigkeit mit einberechnet, lediglich die blau verfärbte Fläche der Wurzel selbst. Anschließend wurde die blau verfärbte Fläche mit Hilfe der „Color Threshold“ Funktion eingegrenzt und berechnet, sowie ein Histogramm für den Blauton erstellt (vgl. Tabelle 4).

Nach Handschuh 2020 wurde als Grenzbereich ein Farbton von 85 bis 255, eine Sättigung von 15 bis 255 und eine Helligkeit von 0 bis 255 ausgewählt. Anschließend wurde das Bild in den HSB-Farbraum überführt, um den Wert der Sättigung und deren Verteilung zu erfassen.

Die Erfassung der Blaufärbung im RGB-Farbraum ist auch möglich, allerdings suboptimal, da höhere Mittelwerte zwar den Anteil des Blautons anzeigen, aber keinen Aufschluss darüber geben, wie blau der Ausschnitt des Bildes ist. Hier kann zum Beispiel Weißblau annähernd 100% Blau beinhalten, da die Farbe Weiß in RGB durch 100% Blauanteil definiert ist.

3.5.2.3 Berechnung der Verfärbung der Flüssigkeit

Die Verfärbung der Indikatorflüssigkeit wurde ähnlich wie die Wurzelverfärbung berechnet. Es wurden jeweils drei Ausschnitte am linken oberen Rand des Gefäßes ausgewählt, da hier keine zu hohe Belichtung durch den Blitz gegeben war. Die Ausschnitte wurden in den HSB-Farbraum überführt, die Sättigung wurde gemittelt.

Aufgrund der sichtlichen Verfärbung der Flüssigkeit der eisenbehandelten Pflanzen wurde die Nährlösung mit Eisen und ohne Eisen, die für die Anzucht verwendet wurde, in kleinen Reagenzgläsern mit der Indikatormischung vermischt. Hierbei sollte getestet werden, ob das Eisen selbst einen Einfluss auf das Leukomethylenblau hat.

3.6 Wurzelmorphologie

Um die dreidimensionale Oberfläche der Wurzel zu berechnen sowie eine Klassifizierung in Fein-, Kron(Nodal)- & Restwurzeln zu unternehmen wurde die Software *WinRHIZO* genutzt. Zuvor wurde mit Hilfe von ImageJ ein binäres Foto erstellt.

Nach Handschuh 2020 wurden Feinwurzeln mit einem Durchmesser von 0 bis 0,2 mm klassifiziert und Kronwurzeln von 0,2 bis 1,2 mm. Eine dritte Klasse zwischen 1,2 bis 10 mm Durchmesser wurde definiert, um größere Wurzelreste von Kronwurzeln abzugrenzen.

3.7 Statistische Auswertung und Grafik

Alle Daten wurden mit *Microsoft Excel (Version 16.61.1)* analysiert und ausgewertet. Graphen und Diagramme wurden ebenfalls mit *Microsoft Excel* erstellt. Verwendet wurden Signifikanzanalysen und t-Tests mit einem Signifikanzniveau von $\alpha = 0,05$. Für die Regression wurden in Excel Trendlines (Methode der kleinsten Quadrate) erstellt.

4 Ergebnisse

4.1 Unterschied der beidseitigen Fotos

Jede Wurzel zu jedem Zeitpunkt wurde von Vorder- & Rückseite fotografiert und die beiden Ergebnisse der beidseitigen Fotos jeder der 30 Pflanzen stets gemittelt. Die Differenzen der beidseitigen Fotos unterschied sich von Pflanze zu Pflanze. Durchschnittlich waren die Differenzen der „Oxidationsaffinität“ bei 4,29 ($\sigma=0,38$). Beispielhaft sind in Abbildung 7 die Ergebnisse der Oxidationsaffinität einer Reiswurzel der Sorte *Suakoko* 8 von Vorderseite (weißer Kreis) und Rückseite (grauer Kreis) sowie deren Mittelwert (Rechteck) dargestellt. Sie zeigt, dass die Differenzen bei einem längeren Zeitraum tendenziell größer waren. So war die Differenz der Oxidationsaffinität im Beispiel (siehe Abbildung 7) nach fünf Stunden bei 37,99 und bei Stunde 0 nur bei 0,000055.

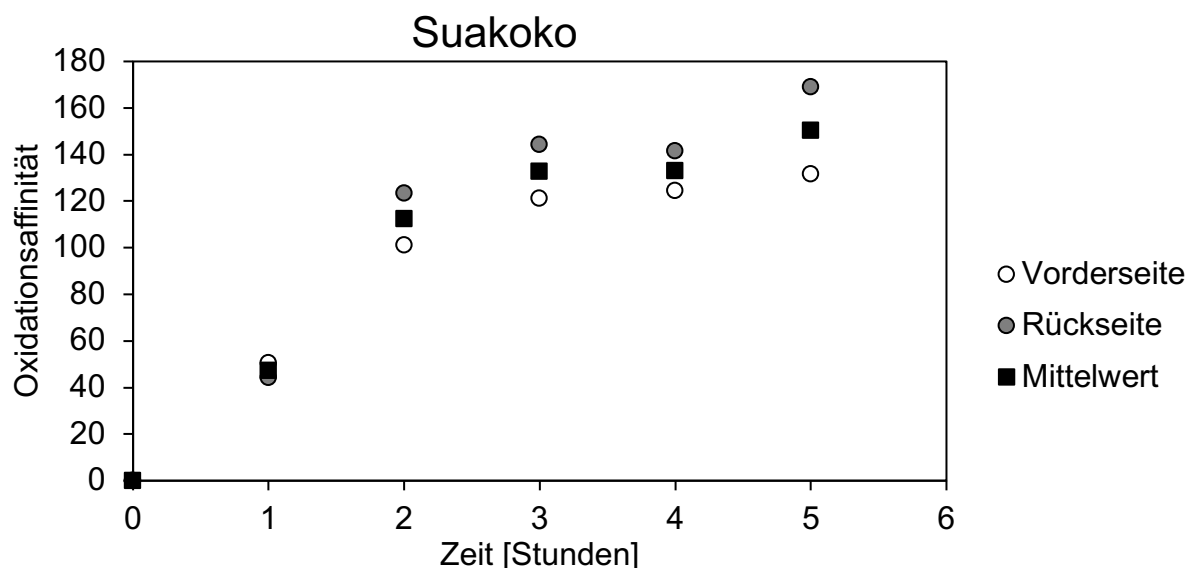


Abbildung 7: Ergebnisse der "Oxidationsaffinität" exemplarisch anhand einer eisenbehandelten Reispflanze (Sorte Suakoko 8) von Fotos der Vorderseite (weißes Kreissymbol), Rückseite (graues Kreissymbol) und deren Mittelwert (Rechtecksymbol).

Veränderung des Verhältnisses der oxidierten Wurzelfläche zur Gesamtwurzelfläche

Abbildung 8 sind ab dem Zeitpunkt 0, dem Beginn des Versuchs und des ersten Fotos, die durchschnittlichen Verhältnisse der oxidierten Wurzelfläche zur Gesamtwurzelfläche im Zeitverlauf aufgetragen. Ein Wert von 100 bedeutet hierbei, dass die gesamte Wurzelfläche oxidiert ist. Der Mittelwert eisenbehandelter Wurzeln aller Sorten (Kreissymbol), die Ergebnisse der eisenbehandelten Wurzeln der jeweiligen Sorte (Rechtecksymbol) sowie die Ergebnisse der unbehandelten Wurzeln der jeweiligen Sorte (Dreiecksymbol) sind mit Standardfehlern angegeben. Hierbei wurden Kubikfunktionen (in Ausnahmefällen

Quadratfunktionen oder Polynome höheren Grades) des Verhältnisses der oxidierten Wurzelfläche für jede Reispflanze erstellt und Mittelwerte der Zeitpunkte nach Beginn des Experiments gebildet. Es wurde bei den Polynomen definiert, dass für das Verhältnis keinerlei Werte über 100 angenommen werden können, da die oxidierte Wurzelfläche nie größer als die Gesamtwurzelfläche war, weshalb Werte des Polynoms >100 zu 100,00 umgewandelt wurden.

Zu Beginn des Versuchs (Zeitpunkt 0) sind bei keiner Sorte signifikante Unterschiede zwischen eisenbehandelten und ungestressten Wurzeln zu erkennen. Auch nach ein bis vier Stunden konnten statistisch keine signifikanten Unterschiede zwischen Letzteren nachgewiesen werden. Allerdings zeigt die Sorte *IR64* trotz keiner Signifikanz ($p=0,0641$) mit 99,04 % bei nicht eisenbehandelten Reiswurzeln nach einer Stunde ein höheres mittleres Verhältnis oxidierte Fläche als mit 73,40 % bei eisenbehandelten Reiswurzeln. Das Verhältnis der oxidierten Fläche ist durchgehend bei allen Sorten nach einer Stunde durchschnittlich höher bei den nicht eisenbehandelten Wurzeln im Vergleich zu den unter Eisenstress stehenden Wurzeln.

Nach einer Stunde ist das Ergebnis der eisenbehandelten Wurzeln bei allen Sorten signifikant höher im Vergleich zum Zeitpunkt 0 ($p=0,0004$ (*Suakoko 8*); $0,0094$ (*IR64*); $0,0092$ (*IR31785*); $6,7612 \cdot 10^{-5}$ (*Sahel 108*); $0,0039$ (*Pokkali*)). Ab der zweiten Stunde bis zur einschließlich vierten Stunde sind mit einer Ausnahme keine signifikanten Unterschiede zum Zeitpunkt 0 bei den eisenbehandelten Wurzeln mehr nachweisbar. Die Ergebnisse der Sorte *Pokkali* nach zwei und vier Stunden unterschieden sich hingegen signifikant voneinander ($p=0,0165$).

Beim Vergleich der fünf Sorten fällt auf, dass *IR64* nach drei Stunden einen signifikanten Unterschied ($p=0,0306$) zum gemittelten Wert aller Sorten hat. Bei der Sorte *Sahel 108* sind signifikante Unterschiede zum gemittelten Wert aller Sorten nach zwei Stunden zu erkennen ($p=0,0340$).

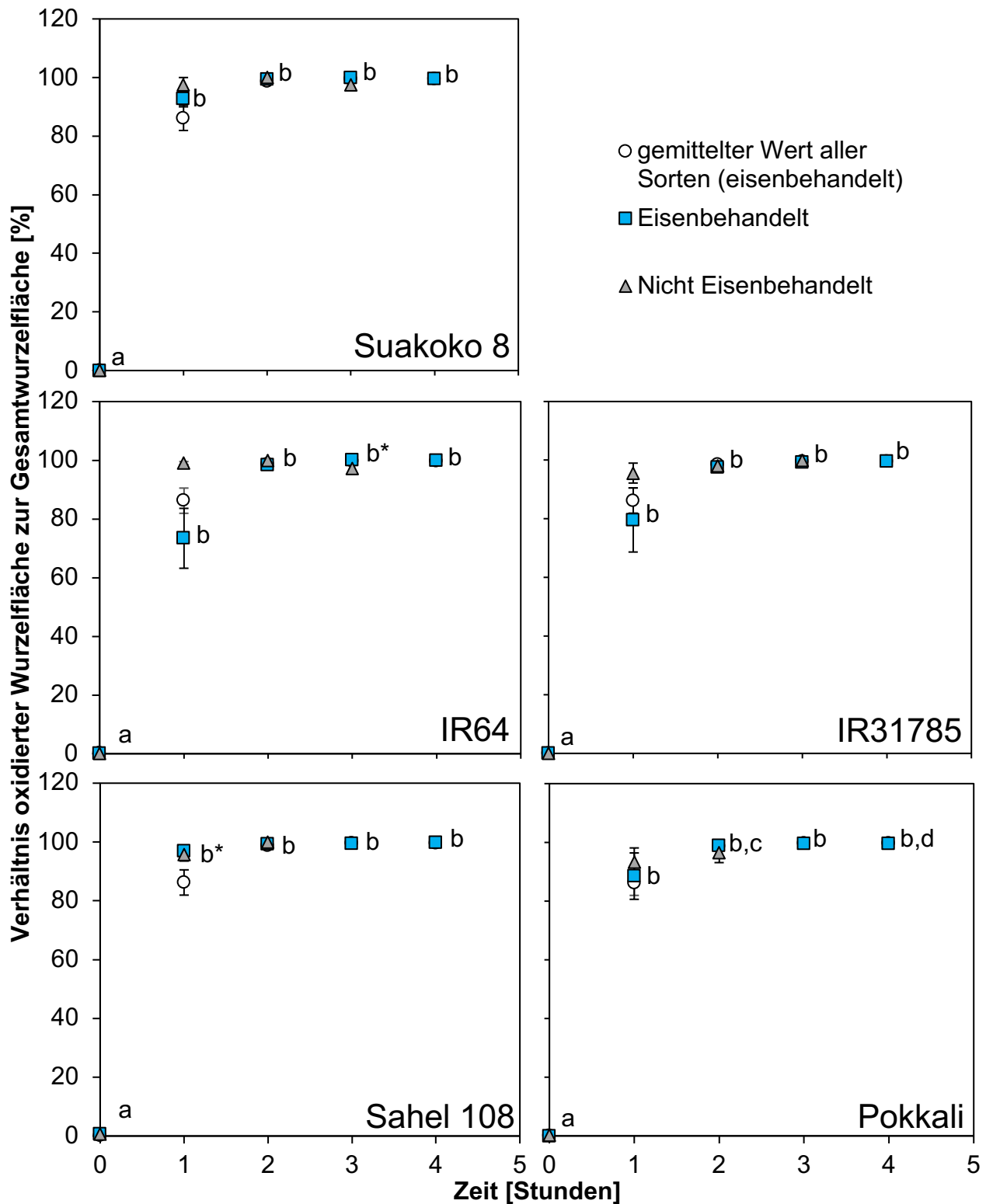


Abbildung 8: Verhältnis oxidiert Fläche zur Gesamtwurzelfläche der Wurzeln aller Sorten von eisenbehandelten (Rechtecksymbol) und unbehandelten (Dreiecksymbol) Reiswurzeln mit dem Mittelwert der eisenbehandelten Reiswurzeln (Kreissymbol). Alle Ergebnisse sind mit Standardfehlern angegeben. Ein Wert von 100 bedeutet, dass 100% der gesamten Wurzelfläche oxidiert ist. Ergebnisse von eisenbehandelten Reiswurzeln, die signifikant von Ergebnissen des gemittelten Wertes aller Sorten abweichen, sind mit * gekennzeichnet. Ergebnisse von eisenbehandelten Wurzeln derjenigen Sorte, welche signifikant voneinander abweichen, sind mit unterschiedlichen Buchstaben gekennzeichnet ($\alpha=0,05$). Unbehandelte Wurzeln haben an letzteren Zeitpunkten teilweise keine Ergebnisse, da hier über einen kürzeren Zeitraum fotografiert wurde.

4.2 Veränderung der Blausättigung

Abbildung 9 zeigt die Mittelwerte der Blausättigung der fünf Sorten eisenbehandelter (Rechtecksymbol) und nicht eisenbehandelter Wurzeln (Dreiecksymbol) sowie die gemittelten Werte aller eisenbehandelten Sorten (Kreissymbol). Signifikante Unterschiede zwischen dem Mittelwert der Blausättigung aller Sorten und den Werten der jeweiligen Sorte sind vor allem bei der Sorte *Suakoko 8* zu finden. So weicht der Wert von *Suakoko 8* nach 2 Stunden ($p=0,0311$) und 4 Stunden ($p=0,0444$) signifikant vom gemittelten Wert über alle Sorten ab. Auch bei der Sorte *Pokkali* weicht die Blausättigung zum Zeitpunkt 0 signifikant vom gemittelten Wert über alle Sorten ab ($p=0,0334$).

Beim Vergleich der Blaufärbung zwischen den eisenbehandelten und nicht eisenbehandelten Reiswurzeln sind bei allen Sorten bis auf *Pokkali* bei Zeitpunkt 0 ($p=0,0114$) keine signifikanten Unterschiede während den ersten beiden Stunden zu sehen. Unterschiede der Blaufärbung zwischen eisengestressten und unbehandelten Wurzeln sind wiederum bei *Suakoko 8* ($p=0,0308$) und *IR64* ($p=0,0081$) signifikant.

Unabhängig von signifikanten Unterschieden zeigt der Trend, dass unbehandelte Reiswurzeln nach 2 Stunden eine durchschnittlich niedrigere Blausättigung haben als eisenbehandelte Reiswurzeln. Hierbei ist auffällig, dass bei *IR64*, *IR31785*, *Sahel 108* und *Pokkali* die unbehandelten Reiswurzeln nach einer Stunde eine höhere Blausättigung haben als die eisenbehandelten Reiswurzeln. Auch ist die Blausättigung von eisen- & unbehandelten Reiswurzeln bei *Pokkali* zum Zeitpunkt 3 auf dem gleichen Niveau.

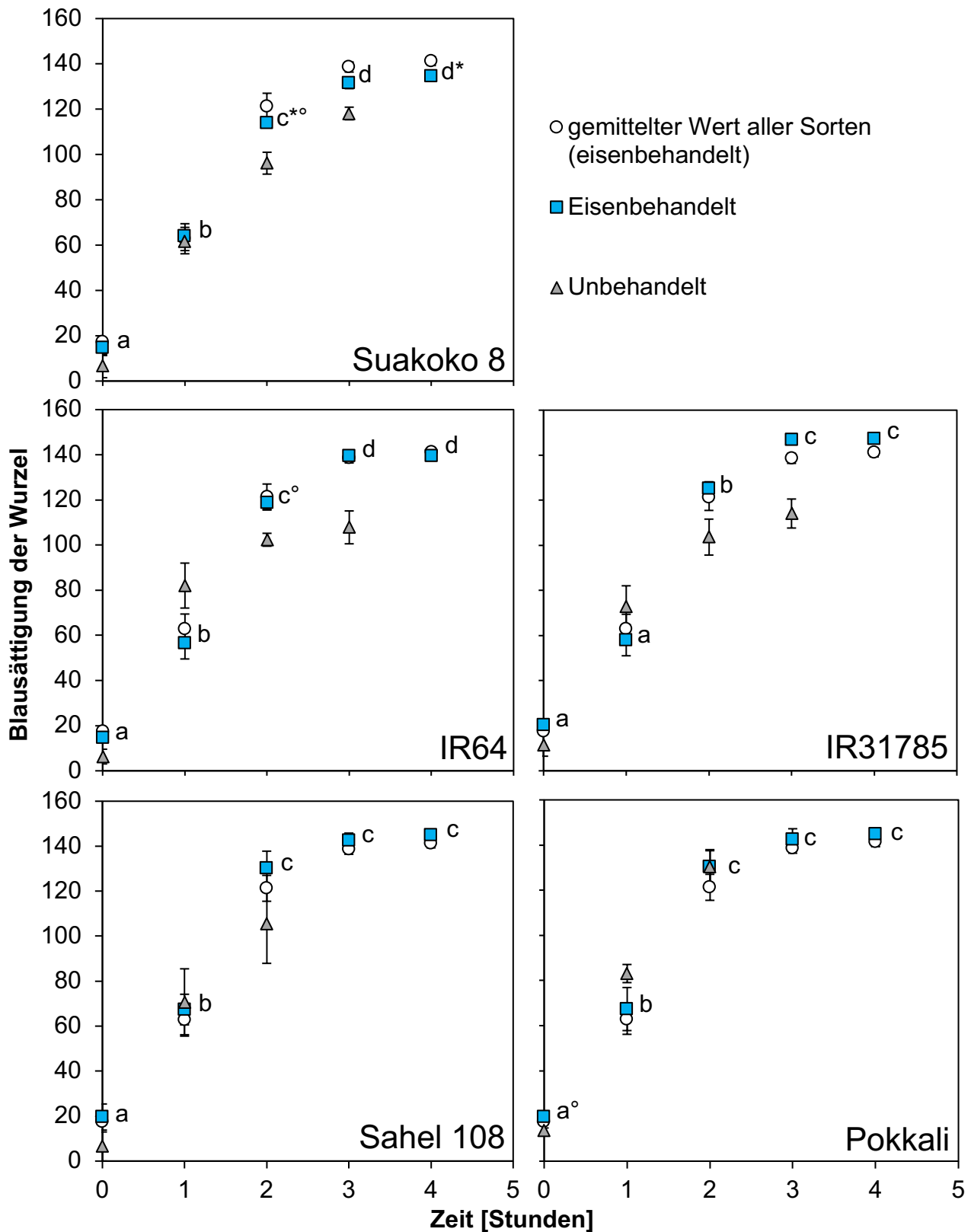


Abbildung 9: Blausättigung der Wurzeln aller Sorten von eisenbehandelten (Rechtecksymbol) und unbehandelten (Dreiecksymbol) Reiswurzeln. Zusätzlich ist der Mittelwert der eisenbehandelten Reiswurzeln aller Sorten aufgezeigt (Kreissymbol). Alle Ergebnisse sind mit Standardfehlern angegeben. Ergebnisse von eisenbehandelten Reiswurzeln, die signifikant von Ergebnissen des gemittelten Wertes abweichen, sind mit * gekennzeichnet. Solche, die von unbehandelten Ergebnissen abweichen, sind mit ° gekennzeichnet. ($\alpha=0,05$). Unbehandelte Wurzeln haben an letzteren Zeitpunkten teilweise keine Ergebnisse, da hier über einen kürzeren Zeitraum fotografiert wurde.

4.2.1 Verteilung der Blausättigung im Zeitverlauf

Die Blausättigung der oxidierten Fläche selbst nimmt im Zeitverlauf nicht nur unterschiedliche Mittelwerte an, wie in Abbildung 9 zu sehen ist, auch zeigen die Sättigungshistogramme einen deutlichen Unterschied des Anteils der Sättigung und damit wie gesättigt die Fläche ist. Es wurden Mittelwerte der Sättigungshistogramme von verschiedenen Zeitabschnitten gebildet und die prozentuale Verteilung der Blausättigung bezogen auf die Gesamtfläche an Pixeln des jeweiligen Zeitabschnittes errechnet.

In Abbildung 10 sind die Mittelwerte der Histogramme der Blausättigung unbehandelter (rechts) und eisenbehandelter (links) Reisswurzeln unterschiedlicher Zeitabschnitte aufgetragen, wobei hier nicht die Anzahl der Pixel, sondern lediglich die prozentuale Verteilung der gesamten Fläche aufgezeigt ist sowie die y-Achse logarithmisch skaliert ist, um ein leichteres Ablesen zu ermöglichen und eine Vergleichbarkeit zu erleichtern. Im Folgenden wird der Sättigungswert 150 als Indikator für höhere Sättigungswerte genutzt, um die Zeitpunkte besser vergleichen zu können.

Hierbei wird deutlich, dass bei eisenbehandelten Wurzeln Anfangs (Zeitpunkt 0) nur wenig Blausättigung vorhanden ist bzw. vergleichbar helle Blautöne vorhanden sind und keinerlei Sättigung über 60. Die höchste Verteilung liegt hier bei einer Sättigung von 16 mit 24,01 % der gesamten blaugefärbten Fläche. Innerhalb der ersten Stunde ist eine mehr ausgeglichene Verteilung zu sehen mit größeren Anteilen von höheren Sättigungswerten, wobei auch hier nur minimale Flächenanteile (unter $4,02 \cdot 10^{-4}$) Werte über 200 hatten. Zwischen der ersten und zweiten Stunde sieht das Histogramm ähnlich aus, allerdings sind hier auch größere Anteile der Fläche mit höheren Sättigungswerten versehen. So sind durchschnittlich 31,02 % der Fläche zwischen den ersten beiden Stunden mit Sättigungswerten über 150 versehen. Dies sind innerhalb der ersten Stunde lediglich 0,8 % der gesamten Fläche. Dieser Anteil an höheren Sättigungswerten erhöht sich weiter mit zunehmender Zeitdifferenz. Zwischen der zweiten und sechsten Stunde nach dem ersten Foto sind durchschnittlich fast 60 % der Fläche bei einer Sättigung über 150. Die Verteilung der Blausättigung im Histogramm verändert sich nach 18 bis 24 Stunden: Aufgrund des hohen Anteils geringerer Sättigungswerte sind nur durchschnittlich 45,10 % der Werte über Sättigungen von 150.

Die Blausättigung unbehandelter Reisswurzeln in Abbildung 10 (rechts) hat tendenziell eine gleichmäßige Verteilung über die Werte 0 bis 255 zu den Zeitpunkten 1 bis 24, wobei keinerlei oxidierte Fläche Sättigungswerte unter 15 hat. Weiterhin ist innerhalb des Zeitpunktes 0 keine Fläche bei einer Sättigung über 40. Nach 18 bis 24 Stunden sind fast 70 % der Fläche (67,93 %) gesättigt mit Werten über 150, nach 2 bis 6 Stunden sind dies nur ca. 30 % (32,07 %), also

um die Hälfte geringer als bei eisenbehandelten Wurzeln. Weiterhin ist die Fläche im Gegensatz zu den eisenbehandelten Wurzeln bei den unbehandelten Wurzeln zwischen der ersten und zweiten Stunde nur zu ca. 9 % mit höheren Sättigungswerten (>150) versehen.

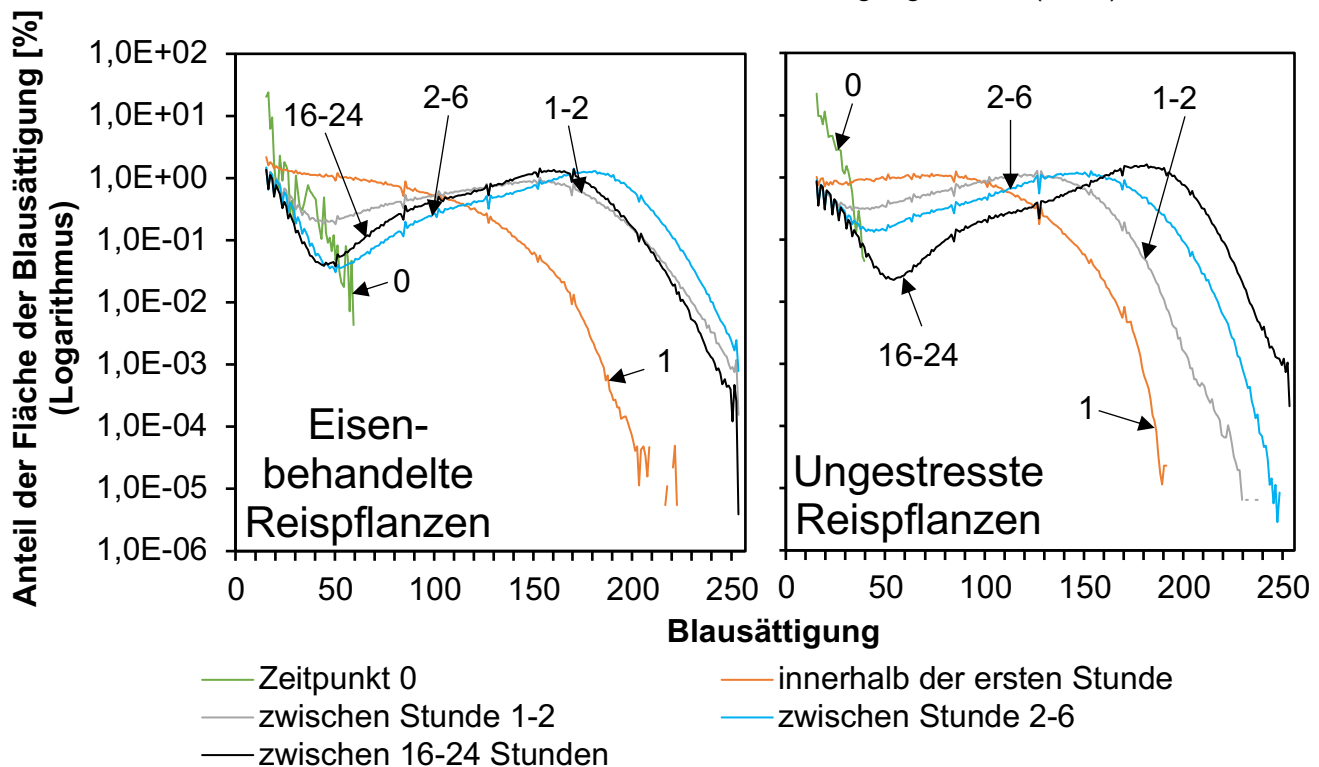


Abbildung 10: Mittelwerte der Histogramme aller unbehandelten (rechts) und eisenbehandelten (links) Reispflanzen zu unterschiedlichen Zeitpunkten. Die Sättigung wird als ein Wert zwischen 0 bis 255 angegeben, wobei 0 keine Sättigung beschreibt und 255 die höchste Sättigung (sehr dunkel). Die y-Achse zeigt als Logarithmus (es sei auf die Achsenbeschriftung zu achten) den prozentualen Anteil der Fläche der Blausättigung, weshalb Blausättigungswerte von 0 als keine Werte bezeichnet sind

Abbildung 11 sind die Verteilungen der Blausättigung eisenbehandelter Reispflanzen aller fünf Sorten aufgetragen. Die Verteilungen sind ähnlich zwischen den Sorten, allerdings ist bei den Sorten *IR31785*, *Sahel 108* und *Pokkali* eine erhöhte Verteilung von Flächen zum Zeitpunkt 0 bei Werten einer Blausättigung zwischen 20 und 60 zu erkennen. Dies ist bei *Suakoko 8* und vor allem *IR64* nicht der Fall.

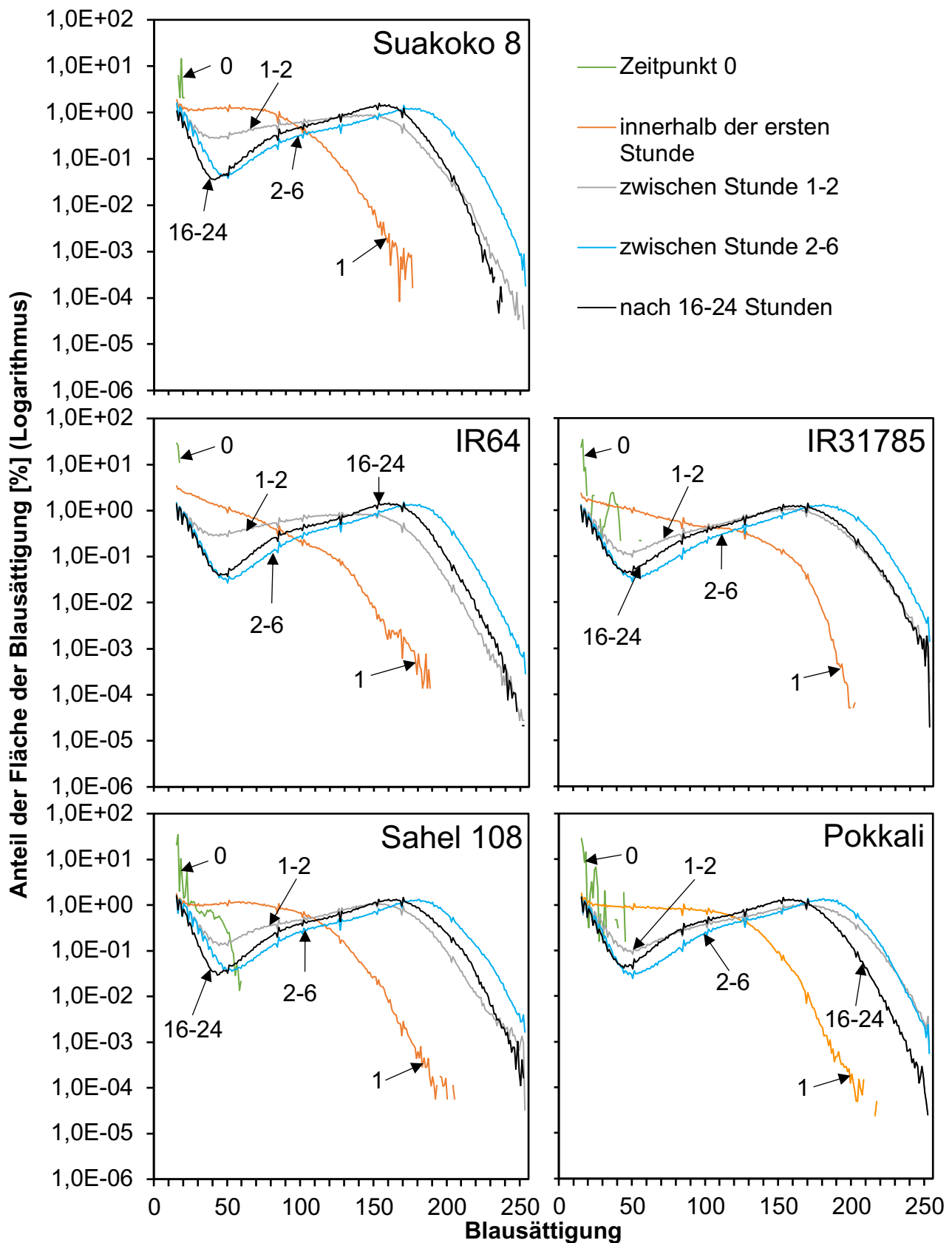


Abbildung 11: Mittelwerte der Verteilung der Blausättigung für alle fünf Sorten der eisenbehandelten Wurzeln zu unterschiedlichen Zeitpunkten. Die Sättigung wird als ein Wert zwischen 0 bis 255 angegeben, wobei 0 keine Sättigung beschreibt und 255 die höchste Sättigung. Die y-Achse zeigt als Logarithmus (es sei auf die Achsenbeschriftung zu achten) den prozentualen Anteil der Fläche der Blausättigung, weshalb Blausättigungswerte von 0 als keine Werte bezeichnet sind.

4.2.2 Unterschied der Blausättigung über einen längeren Zeitraum

Um die Veränderung der Blausättigung der Wurzeln über einen längeren Zeitraum zu vergleichen, wurden die Werte des letzten Bildes am Tag des Experiments mit denen verglichen, die am Morgen danach gemacht wurden. Die zeitliche Differenz liegt hierbei zwischen 15,62 und 18,34 Stunden. Abbildung 12 zeigt die Ergebnisse der Blausättigung der Wurzeln zwischen dem letzten Foto am Tage des Experiments und dem Foto am nächsten Morgen aller eisenbehandelten (Rechtecksymbol) und unbehandelten (Kreissymbol) Reiswurzeln. Es fiel auf, dass eisenbehandelte Wurzeln im Gegensatz zu den unbehandelten Wurzeln eine geringere Blausättigung am folgenden Tag hatten, wie auch durch die negative Steigung der eisenbehandelten ((1), $m=-0,8191$) bzw. positiven Steigung der unbehandelten Reiswurzeln ((2), $m=1,5774$) erkennbar ist. Hier sank der Wert von 145,49 ($\sigma=1,6377$) auf 131,37 ($\sigma=1,8950$). Bei den unbehandelten Reiswurzeln war das Gegenteil der Fall: von einem Mittelwert der Blausättigung von 124,52 ($\sigma=4,3399$) stieg die Blausättigung am folgenden Tag auf 150,25 ($\sigma=3,0667$).

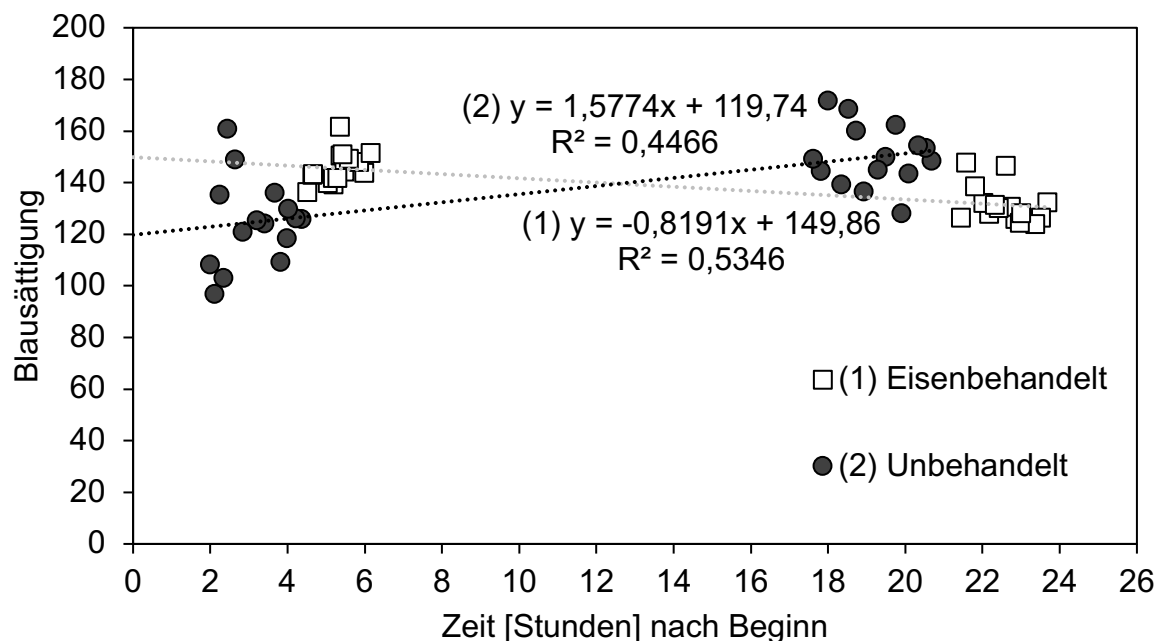


Abbildung 12: Blausättigung der Wurzeln zwischen dem letzten Foto am Tage des Experiments und dem Foto am nächsten Morgen von eisenbehandelten (weißes Rechtecksymbol) und unbehandelten (dunkles Kreissymbol) Reispflanzen. Auf der x-Achse ist die Zeit ab dem Zeitpunkt 0 bzw. dem ersten Foto nach Beginn des Experiments, aufgetragen. Mit aufgezeigt sind die Regressionsgeraden der Blausättigung pro Zeit der eisenbehandelten (1) und unbehandelten (2) Reispflanzen mit den Bestimmtheitsmaßen R^2 .

Die Mittelwerte der Blausättigung der unbehandelten (dunkelgrau) und eisenbehandelten Reiswurzeln (hellgrau) des letzten Fotos am Tage des Experiments (1) und des Fotos am nächsten Tag (2) sind in Abbildung 13 zu sehen. Signifikante Unterschiede zwischen beiden

Zeitpunkten konnten sowohl bei eisenbehandelten Wurzeln ($p=1,05 \cdot 10^{-9}$) als auch bei unbehandelten Wurzeln ($p=2,9539 \cdot 10^{-7}$) festgestellt werden.

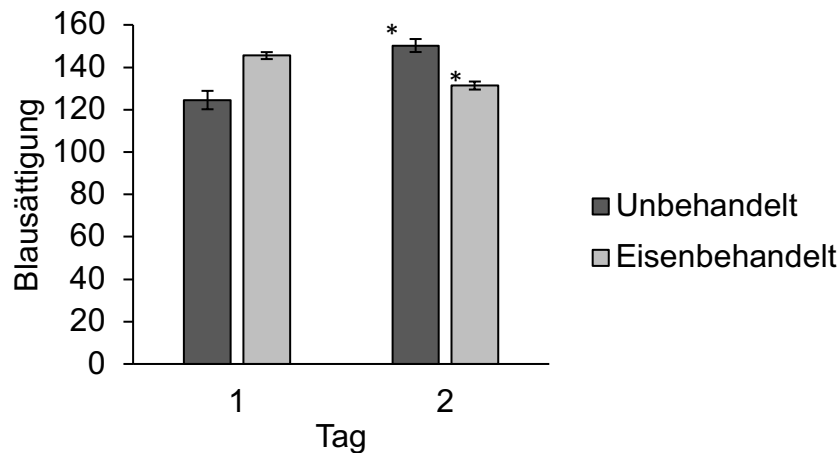


Abbildung 13: Werte der Blausättigung zwischen unbehandelten und eisenbehandelten Wurzeln am Tag des Experiments (1) und am folgenden Tag (2). Ergebnisse am folgenden Tag, die signifikant unterschiedlich sind zum Ergebnis am Tag vorher waren, sind mit * gekennzeichnet. ($\alpha=0,05$)

4.3 Oxidativität im Sortenvergleich

Die Oxidativität einer einzelnen Pflanze wurde für eine Vergleichbarkeit zwischen den Sorten als lineare Steigung der ersten drei Werte der Oxidationsaffinität definiert. In Abbildung 14 sind die Mittelwerte der Oxidativität aller fünf Sorten aufgetragen, aufgeteilt in Reispflanzen, die unter Eisenstress standen und solche, die unter keinem Stress standen.

Es wurden keine signifikanten Unterschiede bei den eisenbehandelten Pflanzen zwischen den jeweiligen Sorten gefunden. Bei der Sorte *Suakoko 8* konnte ein signifikanter Unterschied ($p=0,0233$) zwischen den unbehandelten Pflanzen und den unter Eisenstress stehenden nachgewiesen werden. Die eisenbehandelten Reiswurzeln hatten durchschnittlich eine um 15,46 höhere Oxidativität als die unbehandelten Reiswurzeln bei *Suakoko 8*.

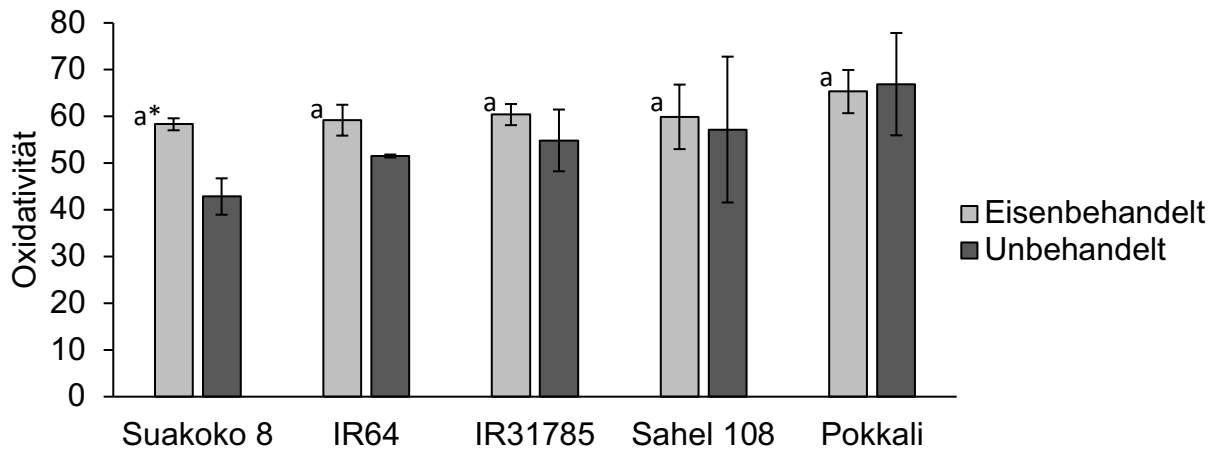


Abbildung 14: Oxidativität (anfängliche Steigung) aller Sorten, mit Eisen behandelt und unbehandelt. Ergebnisse von eisenbehandelten Reisswurzeln mit gleichen Buchstaben sind nicht signifikant unterschiedlich. Ergebnisse von eisenbehandelten Reisswurzeln, welche signifikant von den Ergebnissen unbehandelter Reisswurzeln abweichen sind mit * gekennzeichnet. ($\alpha=0,05$)

4.4 Veränderung der Oxidativität

Durch Kubikfunktionen (in Ausnahmefällen Quadratfunktionen) wurde die Oxidativität jeder Reis-pflanze interpoliert, um die zeitliche Veränderung der Oxidativität zwischen Reissorten vergleichen zu können. Die Ableitung der Funktion über die Zeit zeigt die Veränderung der „Oxidationsaffinität“ bzw. der Oxidativität. Die Werte jedes Zeitpunkts (0,1,2,3,4 und 5) jeder Sorte wurden gemittelt und so entstand eine Oxidativitäts-Funktion jeder Sorte.

Abbildung 15 zeigt diese Oxidativitäten im Zeitverlauf jeder Sorte, mit Eisen behandelt und unbehandelt. Bei drei von fünf Sorten (*IR64*, *IR31785* und *Sahel 108*) war der Mittelwert der Oxidativität der unbehandelten Sorten am Zeitpunkt 0 höher als der der eisenbehandelten Sorten. Allerdings waren hierbei keine Ergebnisse signifikant unterschiedlich zwischen eisenbehandelten und unbehandelten Wurzeln. Lediglich zum Zeitpunkt 1 der Sorte *Suakoko 8* ($p=0,0287$), Zeitpunkt 3 bei der Sorte *IR64* ($p=0,0360$), zum Zeitpunkt 1 ($p=0,0373$) und 2 ($p=0,0259$) der Sorte *IR31785* und Zeitpunkt 2 der Sorte *Sahel 108* ($p=0,0146$) waren die Ergebnisse signifikant verschieden zwischen eisenbehandelten und unbehandelten Pflanzen. Dennoch lässt sich der Trend erkennen, dass die Oxidativität mit nur wenigen Ausnahmen ab Stunde 1 bei den eisenbehandelten Wurzeln höher ist.

Bei den Sorten *Suakoko 8*, *Sahel 108* und *Pokkali* konnten zwischen allen Zeitpunkten (0-4) signifikante Unterschiede nachgewiesen werden. Die Ergebnisse der Signifikanztests sind im Anhang einsehbar (Tabelle 6). Bei den Sorten *IR64* und *IR31785* waren keine signifikanten Unterschiede zwischen den Zeitpunkten 0 und 1, 0 und 2, 1 und 2 sowie 0 und 3 zu erkennen. Keiner der Werte der Oxidativität der Reissorten war zu irgendeinem Zeitpunkt signifikant zum gemittelten Wert aller Sorten verschieden.

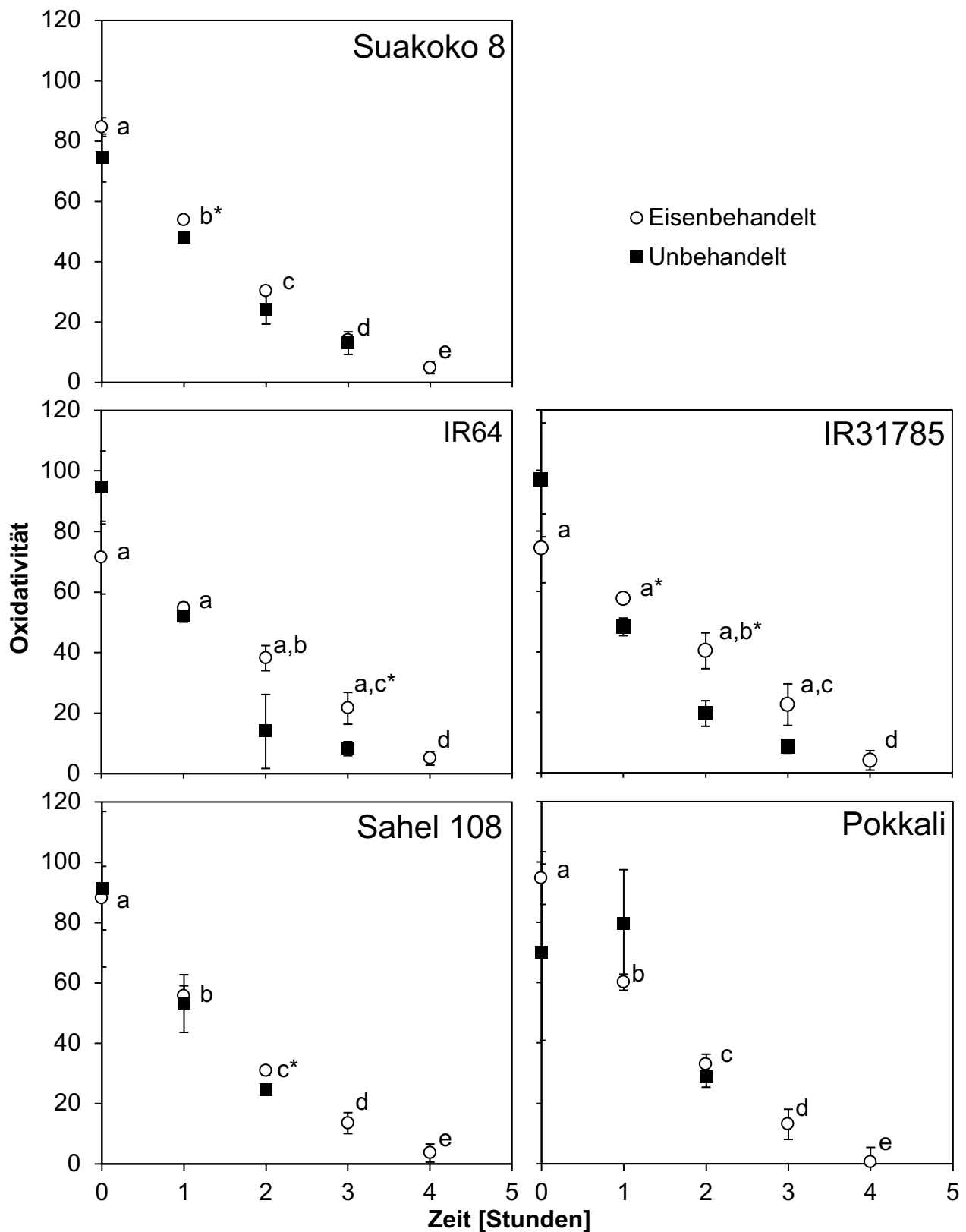


Abbildung 15: Oxidativität aller Sorten, eisenbehandelt (Kreissymbol) und unbehandelt (Rechtecksymbol) im Zeitverlauf mit den jeweiligen Standardfehlern. Ergebnisse von eisenbehandelten Wurzeln mit gleichen Buchstaben sind nicht signifikant voneinander verschieden. Ergebnisse von eisenbehandelten Wurzeln, die signifikant von Ergebnissen unbehandelter Wurzeln abweichen, sind mit * gekennzeichnet ($\alpha = 0,05$). Unbehandelte Wurzeln haben an letzteren Zeitpunkten teilweise keine Ergebnisse, da hier über einen kürzeren Zeitraum fotografiert wurde.

4.5 Blatt-Scoring & Oxidativität

Die in diesem Versuch untersuchten Reissorten unterschieden sich in den Eisentoxizitätssymptomen der Blätter, die durch Scoring bonitiert wurden (Tabelle 5). So unterschied sich *Suakoko 8* signifikant von *IR31785* ($p=0,0195$) sowie von *Pokkali* ($p=0,0352$). Weiterhin hatten *IR31785* und *Sahel 108* ($p=0,0195$) sowie *Sahel 108* und *Pokkali* ($p=0,0352$) signifikant verschiedene Ergebnisse. Allerdings hatten *Suakoko 8* und *Sahel 108* mit einem Mittelwert von 4 den geringsten Score und *IR31785* mit 6,67 den höchsten.

Sorte	Scoring	Standardfehler
Suakoko 8	4	$\pm 0,58$ a
IR64	6	$\pm 0,58$ a,b
IR31785	6,7	$\pm 0,67$ b,c
Sahel 108	4	$\pm 0,58$ a,b
Pokkali	6	$\pm 0,58$ b,c

Tabelle 5: Blatt-Score aller fünf Sorten mit Standardfehlern. Ergebnisse mit gleichen Buchstaben sind nicht signifikant voneinander verschieden ($\alpha=0,05$).

Vergleicht man den Blatt-Score der Pflanzen mit deren Oxidativität mit einer Regressionsanalyse, waren keine signifikanten Zusammenhänge feststellbar. Die Steigung ist jedoch wie in Abbildung 15 erkennbar leicht positiv, was auf einen leicht positiven Zusammenhang der Variablen hindeuten könnte. Das geringe Bestimmtheitsmaß ($R^2=0,141$) deutet allerdings weiterhin auf eine schwache Korrelation hin.

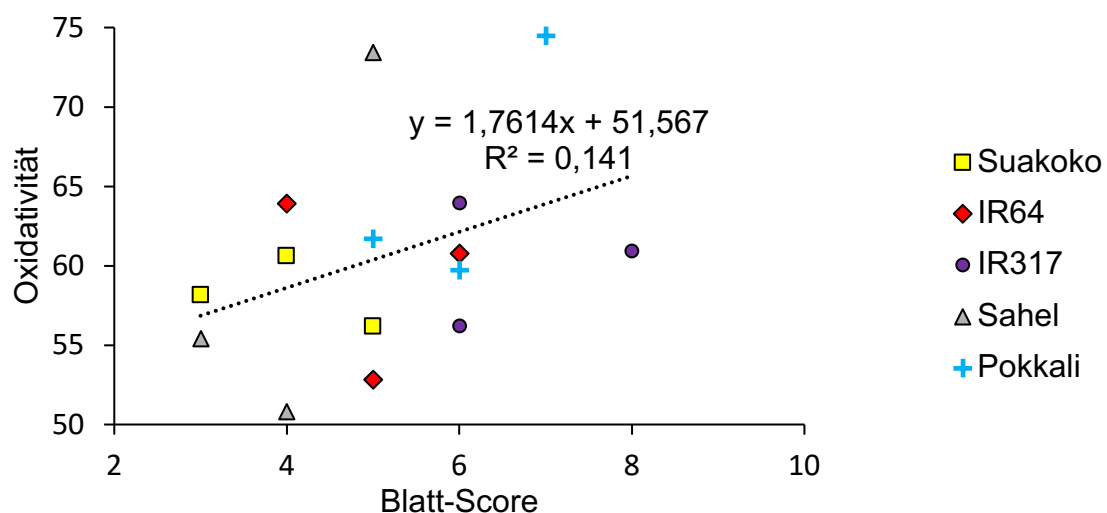


Abbildung 16: Korrelation von Blatt-Score und Oxidativität (anfängliche Steigung) aller Ergebnisse der Wurzeln, gemittelt über Fotos von Vorder- und Rückseite ($n=2$), der Sorten Suakoko 8 (Quadrat), IR64 (Raute), IR31785 (Kreis), Sahel 108 (Dreieck) und Pokkali (Kreuz). Die Trendlinie beschreibt die lineare Regressionsgerade aller Punkte ($n=15$), angegeben sind zusätzlich das Bestimmtheitsmaß R^2 und die Geradengleichung. ($\alpha=0,05$)

4.6 Vergleich von Kron- & Feinwurzeln

Um zwischen Kron- & Feinwurzeln vergleichen zu können, wurden ebenfalls von Vorder- & Rückseite aller Fotos je ein möglichst repräsentativer Ausschnitt von dem entsprechenden Wurzeltyp gewählt und die Gesamt- und Blaufläche der Wurzel sowie die Sättigung berechnet.

Im Abbildung 17 sind die Mittelwerte der berechneten Oxidativität von Kronwurzelausschnitten und Feinwurzelausschnitten zu erkennen. Zu keinem Zeitpunkt war ein signifikanter Unterschied zwischen Fein- & Kronwurzeln innerhalb einer Sorte erkennbar ($\alpha = 0,05$). Allerdings konnten bei der Sorte *IR64* signifikante Unterschiede zwischen den unbehandelten und eisenbehandelten Reispflanzen bei den Kronwurzeln ($p = 0,0148$) und Feinwurzeln ($p = 0,0420$) festgestellt werden. Die Sorte *Suakoko 8* zeigte einen signifikanten Unterschied zwischen unbehandelten und eisenbehandelten Kronwurzelausschnitten ($p = 0,0276$).

Es lässt sich unabhängig der statistischen Signifikanz jedoch feststellen, dass die eisenbehandelten Kronwurzeln aller Sorten bis auf *Suakoko 8* eine durchschnittlich geringere Oxidativität aufweisen als die der Feinwurzeln. Auch haben alle unbehandelten Wurzelausschnitte eine durchschnittlich geringere Oxidativität als eisenbehandelte Wurzelausschnitte, wenn auch nur wenige statistisch signifikant sind.

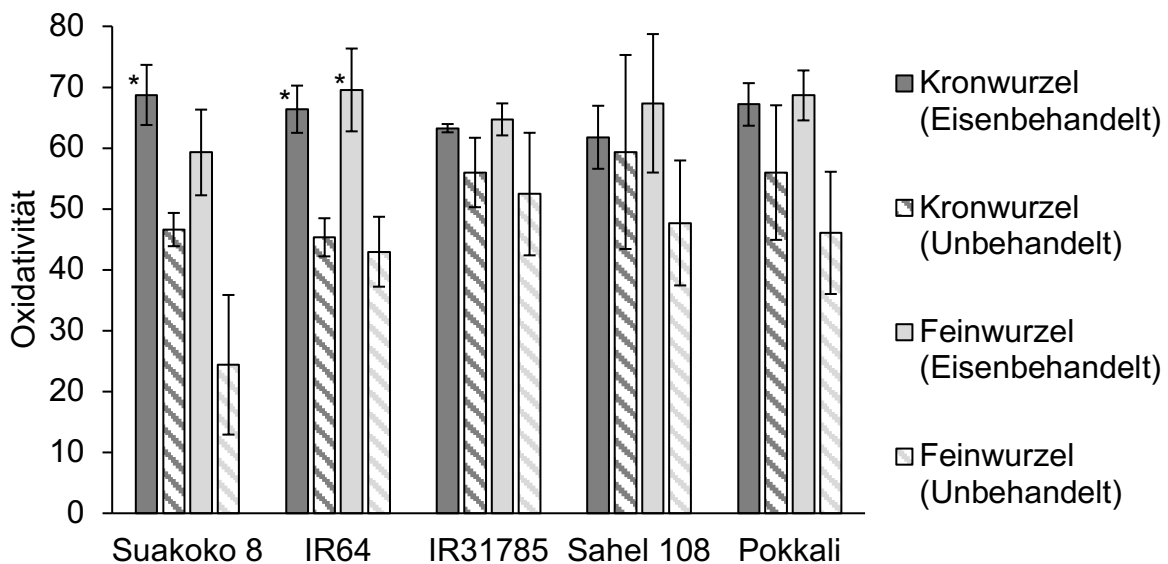


Abbildung 17: Oxidativität unbehandelter (gemustert) und mit Eisen behandelter (gefüllt) Kronwurzeln (dunkel) und Feinwurzelausschnitte (hell) aller Sorten. Zu unbehandelten Wurzeln signifikant unterschiedliche eisenbehandelte Fein- oder Kronwurzelausschnitte sind mit * gekennzeichnet. ($\alpha = 0,05$)

Um einen möglichen Zusammenhang von Oxidativität der Feinwurzeln und des Feinwurzelaanteils der Gesamtwurzel zu erkennen wurde eine Regressionsanalyse (Abbildung

18) durchgeführt. Es konnten weder bei den unbehandelten noch bei den eisenbehandelten Wurzeln signifikante Zusammenhänge zwischen Oxidativität und Anteil der Feinwurzeln nachgewiesen werden. Die geringen Bestimmtheitsmaße ($R^2 = 0,0002$ und $0,0842$) weisen zusätzlich auf eine geringe Korrelation hin. Allerdings lässt sich sagen, dass die negative Steigung der unbehandelten Reispflanzen auf einen möglichen negativen Zusammenhang zwischen Oxidativität und Anteil der Feinwurzeln zurückzuführen ist.

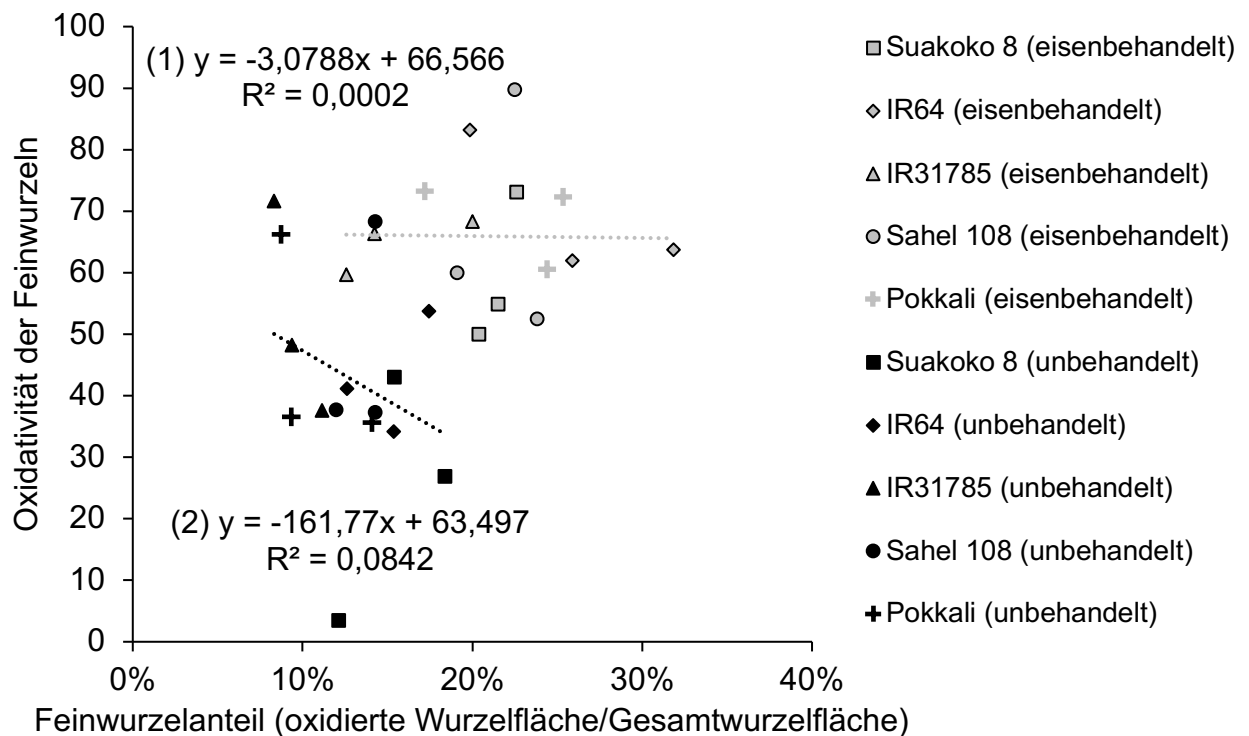


Abbildung 18: Zusammenhang von Oxidativität der Feinwurzeln und Feinwurzelanteil aller Sorten. Die unbehandelten Feinwurzeln sind schwarze Symbole, die eisenbehandelten sind graue Symbole. Suakoko (Rechteck), IR64 (Raute), IR31785 (Dreieck), Sahel (Kreis), Pokkali (Kreuz). Die Trendlinie der unbehandelten Reiswurzeln (2) und der eisenbehandelten Reiswurzeln (1) sind mit dem Bestimmtheitsmaß R^2 aufgezeigt. ($\alpha=0,05$)

4.7 Verfärbung der Indikatorflüssigkeit

Im Versuch zur Messung der Oxidativität der Wurzeln wurde beobachtet, dass die Indikatorflüssigkeit innerhalb des Gefäßes mit der Reiswurzel sich auch entfernt der Wurzel verfärbt. Dies wurde weiterführend ebenfalls mit ImageJ untersucht. Hierbei wurden ebenfalls Vorder- & Rückseite analysiert und die Blausättigung von je drei Bildausschnitten pro Foto, welche nur die Flüssigkeit repräsentieren und in denen keine Wurzeln zu sehen sind, gemittelt.

Abbildung 19 (links) zeigt die Verfärbung der Flüssigkeit im Zeitverlauf, wobei die Rechtecksymbole die Verteilung der Blaufärbung der Flüssigkeit bei eisenbehandelten Pflanzen und Dreiecksymbole die bei unbehandelten Reispflanzen darstellen. Es wurde bei

beiden Verteilungen eine Regressionsgerade angelegt, um den Trend besser darzustellen. Hierbei ist ein deutlicher Unterschied in der linearen Steigung zwischen eisenbehandelten und unbehandelten Pflanzen zu erkennen. Der Zusammenhang zwischen der Blaufärbung der Flüssigkeit und der Zeit ist bei den eisenbehandelten Reispflanzen deutlicher ($R^2 = 0,8453$) als bei den unbehandelten Pflanzen ($R^2 = 0,5629$).

Beim Vergleich der Mittelwerte der Änderungen der Blausättigung der Flüssigkeiten (Steigungen aller Punkte) zwischen eisenbehandelten ($n=15$) und unbehandelten ($n=15$) Wurzeln sind signifikante Unterschiede zu erkennen ($p=0,0029$), wie Abbildung 19 (rechts) zeigt.

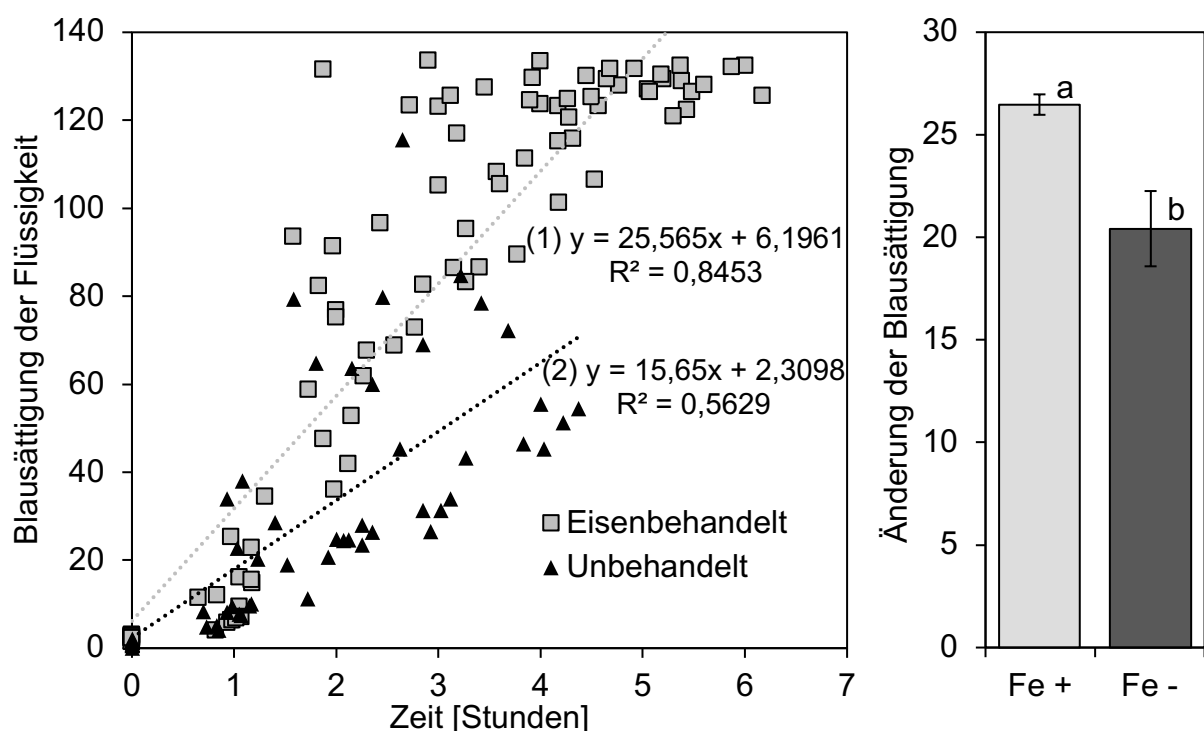


Abbildung 19: Links: Änderung der Blausättigung der Indikatorflüssigkeit über die Zeit. Dargestellt sind alle Messwerte der Blausättigung der Flüssigkeit von eisenbehandelten (Rechtecksymbol) und unbehandelten (Dreiecksymbol) Reispflanzen ab dem Zeitpunkt 0 (erstes Foto). Eingetragen sind auch die Regressionsgeraden der Blausättigung und deren Funktionen & Bestimmtheitsmaße R^2 von eisenbehandelten (1) und unbehandelten (2) Wurzeln. Rechts: Mittelwerte der Änderung der Blausättigung (Steigung) aller nicht eisenbehandelten (Fe-, dunkel, $n=15$) und eisenbehandelten Wurzeln (Fe+, grau, $n=15$) und deren Standardfehler. Ergebnisse mit verschiedenen Buchstaben sind signifikant voneinander verschieden ($\alpha=0,05$).

Der Nachversuch zur Verfärbung der Indikatorflüssigkeit ist in Abbildung 20 zu sehen. Hierbei wurden eisenhaltige Nährlösung und nicht-eisenhaltige Nährlösung mit der Indikator Mischung vermischt, um einen Einfluss des Eisens auf das Leukomethylenblau auszuschließen. Es ist zu sehen, dass nach einer Stunde beide Mischungen (ganz links & ganz rechts) nur geringfügig blau verfärbt sind. Die Mischungen von Nährlösung mit Fe(II) und Fe(III) sind zu

Beginn schon dunkelblau bzw. dunkelgrün (siehe Abbildung 20) und haben eine sofortige Auswirkung auf die Indikatormischung.

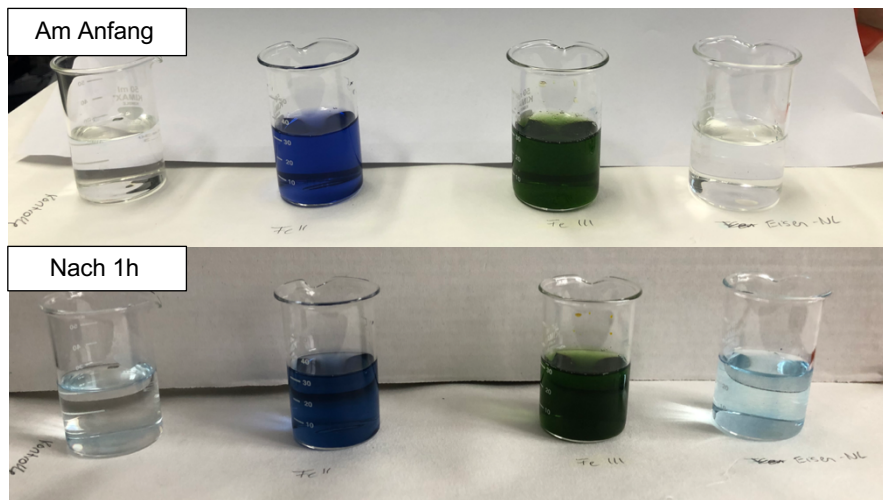


Abbildung 20: Vergleich des Einflusses von Nährlösung und eisenhaltiger Nährlösung, sowie FeII und FeIII auf die Indikatormischung. Von links nach rechts: Nährlösung, FeII, FeIII, eisenhaltige Nährlösung mit jeweils Indikatormischung vermischt. Oben: Zeitpunkt 0, Unten: Nach 1h

5 Diskussion

Ziel der vorliegenden Arbeit war zunächst eine Verbesserung der Methodik zur Auswertung von Oxidationskraft von Nassreiswurzeln mit flacheren Gefäßen und verbesserter Bildqualität. Die Oxidationskraft wurde durch unter Eisenstress versetzte Nassreiswurzel mit der Methodik mit Methylenblau gemessen und ausgewertet. Verglichen wurden schlussendlich fünf Sorten, die sich in ihrer Toleranz gegenüber Eisenstress unterschieden. Im Folgenden sollen die Ergebnisse der Analyse der Fotos der Reiswurzeln und die Art der Analysen selbst diskutiert, und weiterhin die Methodik des Experiments sowie mögliche Probleme & Verbesserungsvorschläge für zukünftige Versuche diskutiert werden.

5.1 Oxidativität der Reiswurzeln

5.1.1 Unterschied der beidseitigen Fotos

Im Ergebnis der „Oxidationsaffinität“ und schlussendlich der Oxidativität sind stets beide Seiten durch den Mittelwert eingeflossen. So sollte die Reliabilität der Fotos bzw. Ergebnisse vergrößert werden. Der Trend der Ergebnisse der Oxidationsaffinität war trotz manch größerer Differenzen zwischen Vorder- & Rückseite ähnlich zwischen beiden Fotos. So hat die Differenz vermutlich einen noch geringeren Einfluss auf die Oxidativität, da die Steigung vor allem den Trend der Oxidationskraft beschreiben soll. Außerdem sind die Differenzen zwischen Vorder- & Rückseite in den ersten Stunden nach Beginn der Aktivität der Wurzel sehr gering und wurden erst nach mehreren Stunden größer (vgl. Abbildung 7).

Die Differenz zwischen den Ergebnissen kann auch durch die unterschiedlichen Lichtverhältnisse erklärt werden. Der Blitz, welcher näher an der Kamera war, hatte einen größeren Einfluss auf die rechte Seite der Bilder. So kann es hier bei Vorder- und Rückseite aufgrund umgekehrter Lage der Wurzel dazu kommen, dass Blaufärbung und Fläche anders erkannt werden.

Aufgrund des sehr hohen zeitlichen und praktischen Aufwands des beidseitigen Fotografierens, verbunden mit einer geringen Flächenverfügbarkeit während des Experiments, muss abgewogen werden ob auf das beidseitige Fotografieren der Wurzeln verzichtet werden kann. Auch konnten die Wurzeln sehr gut ausgebreitet werden und Fotos von nur einer Seite waren vor allem in den ersten Stunden repräsentativ aufgrund geringer Differenzen zur Rückseite. Bei einer größeren Verfügbarkeit und Praktikabilität von Fläche, wie einer freistehenden, breiteren Arbeitsfläche wäre durch die Zeitersparnis indessen das beidseitige Fotografieren vergleichsweise angemessen, um möglichst repräsentative Daten zu haben.

Ferner könnte durch einseitige Fotos und einen anderen Aufbau der Lichttechnik eine erleichterte gleichmäßige Ausleuchtungsqualität über alle Proben erreicht werden.

5.1.2 Veränderung der Blausättigung

Suakoko 8 war die einzige Sorte, die sowohl bei der Blaufärbung als auch beim Anteil oxidierten Fläche signifikant abweichende Werte zum gemittelten Wert aller eisenbehandelten Sorten hatte. Die Blausättigung der Wurzel stieg mit der Zeit an, bis sie eine Sättigung erreichte, wie in Abbildung 9 zu sehen ist. Diese Sättigung war bei allen Reissorten nach spätestens drei Stunden erreicht, ersichtlich durch die signifikanten Unterschiede zwischen Werten nach drei, vier bzw. zwei bis vier Stunden und Werten bis nach einer Stunde. Die Unterschiede der Sorten zum gemittelten Wert aller Sorten waren zum Großteil nicht signifikant, was nicht für Sortenunterschiede spricht. Dies kann vor allem an der geringen Stichprobengröße liegen. Die dunkleren Blautöne (höheren Sättigungswerte) nach mehreren Stunden und der Anstieg, der einer Sättigungskurve ähnelt, macht deutlich, dass die Reiswurzeln einen stetigen Anstieg der Sauerstoffoxidierung der Wurzel bis nach ca. 2 Stunden haben, welcher spätestens nach 4 Stunden ein Maximum von durchschnittlich 141 erreicht.

Da die Blausättigung mit derselben Methode wie bei Handschuh 2020 berechnet wurde, lassen sich die Ergebnisse vergleichen und zeigen, dass die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit deutlich von denen von Handschuh 2020 abweichen. So übersteigt die Blauintensität nach Handschuh 2020 der Sorte *IR31785* bis zu sieben Stunden nach Beginn des Experimentes den Wert 70 nicht. In der vorliegenden Arbeit hingegen sind nach nur vier Stunden Blausättigungswerte von über 140 derselben Sorte erreicht (vgl. Abbildung 9). Auch zu erwähnen ist, dass der Trend der Blausättigung/-intensität der Sorte *IR31785* zum Zeitpunkt 0 höher als in der vorliegenden Arbeit ist und in den folgenden Stunden kurz abnimmt, bis er wieder steigt (Handschuh 2020). Im vorliegenden Experiment hingegen steigt der Trend der Blausättigung kontinuierlich bis zur Sättigung.

Eine Erklärung ist die unterschiedliche Qualität der Fotos. So war durch die größere Belichtung und Zweidimensionalität der Gefäße dieses Experiments eine detailliertere Wurzel auf den Fotos zu erkennen, was dazu führte, dass höhere Werte der Blausättigung erkannt wurden und somit zu einer höheren mittleren Blausättigung führte. Überraschend ist trotz alledem, dass sich der Trend der Blausättigung doch deutlich unterscheidet. Allerdings ließen sich keinerlei signifikante Unterschiede zwischen den Reissorten bei den eisengestressten Pflanzen nachweisen, was aber auch an der kleinen Stichprobengröße liegen kann.

Interessant ist, dass sich über längere Zeiträume die Blausättigung der eisenbehandelten Wurzeln im Gegensatz zu den unbehandelten Wurzeln wieder signifikant verringert. Die

unbehandelten Wurzeln haben hingegen eine signifikant höhere Blausättigung am Folgetag. Eine Erklärung hierfür könnte sein, dass die unter Eisen gestressten Wurzeln durch den Eisenstress nach einer längeren Zeit eine geringere Aktivität zeigen und so weniger Sauerstoff am nächsten Tag oxidieren. Die unbehandelten Pflanzen sind mutmaßlich noch aktiver am folgenden Tag aufgrund des nicht vorhandenen Stresses und können so über einen längeren Zeitraum Sauerstoff ausstoßen. Wahrscheinlicher ist jedoch, dass sich das Methylenblau auf der Wurzel akkumuliert und bei ungestressten Reispflanzen somit für eine höhere Blausättigung am Folgetag sorgt. Bei den eisengestressten Reispflanzen liegt die Vermutung nahe, dass das Methylenblau durch das Eisen ausbleicht. Unterstützt wird diese Vermutung durch chemische Reaktionen unter Lichteinfluss von Fe^{2+} mit Methylenblau, durch welches sich farbloses Leukomethylenblau bildet (Fraçkowiak und Rabinowitch 1966).

Die Analyse der Sättigungshistogramme (Abbildung 10 & Abbildung 11) zeigte einen Trend, der in ähnlicher Weise auch durch die Mittelwerte der Blausättigung beschrieben wurde. So hatten die Reiswurzeln zum Zeitpunkt 0 nur geringe Sättigungswerte bzw. helle Blautöne. Nach einer Stunde erstreckte sich die Blausättigung auf deutlich höhere Werte und das Blau wurde dunkler bzw. mehr Sauerstoff wurde an der Wurzel oxidiert. Nach mehr als zwei Stunden war ein größerer Anteil der oxidierten Fläche fast vollständig blau-gesättigt, wobei sich hier keine größeren Unterschiede bis zu 24 Stunden nach Beginn erkennen ließen.

5.1.3 Veränderung des Verhältnisses der oxidierten Wurzelfläche zur Gesamtwurzelfläche

Das Verhältnis der oxidierten Fläche wurde ebenfalls nach der Methode von Handschuh 2020 berechnet und kann im Folgenden verglichen werden. Die Werte zeigen, verglichen mit der Blausättigung, geringere Unterschiede. Allerdings übertraf auch ein Großteil der Werte der oxidierten Fläche bis zu zwei Stunden nach Beginn des Experiments nach Handschuh 2020 keine Werte über 60%. In der vorliegenden Arbeit hingegen waren bereits nach einer Stunde fast 80% der Fläche oxidiert.

Es ist möglich, dass die Eingrenzung der Wurzel und damit vollständige Abgrenzung der umliegenden Wurzel neben der oxidierten Fläche auch einen Einfluss auf die mittlere Blaufärbung hat. Da bei Handschuh 2020 keine Abgrenzung der Wurzel vom Hintergrund durchgeführt wurde ist die umgebende Flüssigkeit, falls diese auch eine Blaufärbung aufwies, mitberechnet. Dies wiederum sorgte bei Handschuh 2020 für Werte größer als 100%, wobei dies in der vorliegenden Arbeit aufgrund der Abgrenzung des Hintergrundes nicht möglich war.

Fraglich ist, ob die Abgrenzung des Hintergrundes tatsächlich die bessere Alternative ist. So verliert sich der Sauerstoffausstoß in die umliegende Umgebung durch Abgrenzung der Wurzel vom Hintergrund bzw. der umgebenden Flüssigkeit. So fanden andere Studien zum Sauerstoffausstoß der Wurzel mit Sichtbarmachung durch Methylenblau einen Blauschleier um die Wurzel mancher Sorten (Onyango et al. 2020), was auch Aufschluss auf die Oxidationskraft der Wurzel selbst geben kann. Im vorliegenden Experiment war allerdings eine Blaufärbung der gesamten Flüssigkeit zu erkennen, unabhängig vom direkten Umfeld der Wurzel, was in 5.2.1 methodisch näher erläutert und diskutiert wird. So hätte ein vergleichbarer Blauschleier um die Wurzel nicht festgestellt werden können, da sich die gesamte Flüssigkeit blau verfärbte.

5.1.4 Oxidativität im Sortenvergleich

Beim Vergleich von unter Eisenstress versetzten Reiswurzeln mit nicht gestressten Reiswurzeln konnte unabhängig von signifikanten Unterschieden eine tendenziell geringere Oxidativität bei Letzteren festgestellt werden, wobei die Ausnahme hierbei die Sorte *Pokkali* war (vgl. Abbildung 14).

Vergangene Studien haben gezeigt, dass *Pokkali* und *Suakoko 8* eine relativ hohe Oxidationskraft bzw. Exklusion des Fe^{2+} durch Sauerstoffausstoß der Wurzel besitzen (Engel et al. 2008). Dies ließ sich in der vorliegenden Arbeit nur teilweise bestätigen, was unter anderem an der geringen Stichprobengröße liegen kann. Die Sorte *Pokkali* zeigte neben den anderen Sorten zwar die höchste Oxidativität unter Eisenstress und ohne Eisenstress, wobei hierbei keine Signifikanz zwischen den Sorten gezeigt werden konnte und aufgrund der zu geringen Unterschiede keine sichere Aussage getroffen werden kann. Dennoch zeigte *Pokkali* in der Studie von Engel et al. 2012 die effektivste Exklusion von Eisen. Weiterhin hatte *Suakoko 8* nicht wie erwartet eine der höchsten Oxidativitäten, sondern hatte den geringsten Mittelwert aller Sorten.

Eine hohe Oxidativität spricht zunächst für eine erhöhte Oxidationskraft und damit für eine Exklusion von Fe^{2+} an der Wurzeloberfläche als Vermeidungsmechanismus der Reispflanze (Becker und Asch 2005). So ist zu erwarten, dass ungestresste Reispflanzen eine geringere Oxidativität bzw. Oxidationskraft als unter Eisenstress versetzte besitzen, da kein Grund für eine Abwehr von Eisen besteht. Hierbei ist zu erwähnen, dass im vorliegenden Experiment unerwarteterweise die unbehandelten Wurzeln der Sorte *Pokkali* eine durchschnittlich höhere Oxidativität hatten als die eisenbehandelten Wurzeln. Die Sorten *Suakoko 8*, *IR64*, *IR31785* und *Sahel 108* hatten durchschnittlich höhere Oxidativitäten bei den eisenbehandelten

Wurzeln und zeigten bei *Suakoko* 8 signifikante Unterschiede, was sich eher mit den Erwartungen für die Oxidationskraft deckt.

Die nur geringen Unterschiede der Ergebnisse zwischen allen Sorten sowie zwischen eisengestressten und nicht eisengestressten Reispflanzen lassen sich vermutlich durch die geringe Stichprobenanzahl erklären und der teilweise hohen Varianz der Stichproben bzw. des hohen Standardfehlers.

5.1.5 Veränderung der Oxidativität

Die teilweise höhere Oxidativität bei den nicht eisengestressten Reispflanzen zu Anfang im Gegensatz zu den eisenbehandelten Reispflanzen ist durch zwei Faktoren erklärbar: Die unbehandelten Pflanzen haben eine erhöhte Blausättigung direkt nach dem Aufstellen der Pflanze (Zeitpunkt 0). Diese ist bei den unbehandelten Reispflanzen zum selben Zeitpunkt im Mittel fast um die Hälfte geringer, hat also einen geringeren Ausgangswert. Die Differenz der folgenden Werte für die Blaufärbung zwischen behandelten und unbehandelten Reispflanzen ist aber kleiner. Insofern ist die Steigung, also Oxidativität, zwischen den ersten beiden Werten (Stunde 0 und 1) bei den unbehandelten Pflanzen größer. Der zweite Faktor, der hinzukommt, ist das im Mittel etwas geringere Verhältnis der oxidierten zur Gesamtwurzelfläche bei den eisenbehandelten Pflanzen zum Zeitpunkt 1. Stunde. Hierbei ist die Steigung zwischen Zeitpunkt 0 und 1 also auch etwas geringer bei den eisenbehandelten Reispflanzen.

Zu beachten ist immer, dass die Oxidationsaffinität ein Produkt aus der Blausättigung und dem Anteil der oxidierten Wurzelfläche ist. Insofern kann es sein, dass eine große oxidierte Fläche mit geringer mittlerer Blausättigung zu einem gleichen Wert der Oxidationsaffinität führen kann wie eine geringe oxidierte Fläche mit hoher Blausättigung. So sollte die Oxidativität bzw. die Oxidationsaffinität im Kontext der Blausättigung sowie dem Verhältnis der oxidierten Wurzelfläche angesehen und interpretiert werden.

5.1.6 Blatt-Scoring & Oxidativität

Der Blatt-Score von *Pokkali* war überraschend, da er in vorangegangenen Studien deutlich geringer ausfiel und bei geringen Eisenkonzentrationen in Nährlösung (<1000mg/L) unter 3 lag (Engel et al. 2008; Engel 2009; Engel et al. 2012). Der Score der sensitiven Sorte *Suakoko* 8 hingegen hatte in Ergebnissen von Engel et al. 2008 einen sehr hohen Wert (>7) und hatte in diesem Experiment mit *Sahel 108* den durchschnittlich geringsten Score bei 4.

Eine Erklärung hierfür kann das Alter der Reispflanzen sein, welches im vorliegenden Versuch bei Versetzung unter Eisenstress 30 Tage war. Die Studie von Engel 2009 verglich neben

älteren Reispflanzen (6 bis 10 Wochen) auch vier Wochen alte Reispflanzen auf ihre Reaktion unter Eisentoxizität. Hierbei war bei 4 Wochen alten Pflanzen bei 6-tägiger Versetzung unter Eisenstress ein deutlich höherer Blatt-Score bei *Pokkali* mit dem Score von >5 und > 8 bei *IR31785* zu erkennen. Bei der toleranten Sorte *Suakoko 8* hingegen zeigten 28 Tage alte Reispflanzen durchschnittlich geringere Blattsymptome als bei der sensitiven Sorte *IR31785* (Asch et al. 2005), was sich mit den Ergebnissen der vorliegenden Arbeit deckt.

Weiterhin kann die Dauer und Stärke des Eisenstress Einfluss auf den Blatt-Score gehabt haben, welche im vorliegenden Experiment bei 7 Tagen und 500ppm bzw. 2,56 g/L lagen. In anderen Studien zur Eisentoxizität bei Reisswurzeln lagen diese 6 Tage bei 1500ppm bzw. 7,5g/L (Engel et al. 2008) oder 500-1500 mg/L Fe(II) (Engel et al. 2012). Durch diese geringere Eisenkonzentration der Nährlösung im vorliegenden Experiment lässt sich der vergleichsweise kleine Wert des Blatt-Scoring bei *Suakoko 8* erklären, allerdings nicht der hohe Blatt-Score bei *Pokkali*. Es ist nicht anzunehmen, dass die um einen Tag längere Versetzung unter Eisenstress im vorliegenden Experiment die Ursache für den höheren Blatt-Score einer einzigen Sorte ist.

Trotz einer schwachen statistischen Korrelation ist tendenziell eine höhere Oxidativität mit einem höheren Blatt-Score in Verbindung zu bringen (Abbildung 16). So hatte die Sorte *Sahel 108* mit einem geringeren Score auch eine geringere Oxidativität, wobei das Gegenteil bei der Sorte *Pokkali* zu sehen ist. Zu erwarten gewesen wäre hingegen das Gegenteil: Eine negative Korrelation zwischen dem Blatt-Score und der Oxidationskraft der Wurzel, da sich die Oxidationskraft der Wurzel durch eine Exklusion von Fe^{2+} auszeichnet, ein erhöhter Blatt-Score hingegen durch eine Aufnahme von Fe^{2+} (Engel et al. 2008). Dies ist vermutlich durch die geringe Stichprobenanzahl im vorliegenden Versuch zu erklären.

5.1.7 Vergleich von Kron- & Feinwurzeln

Über alle Sorten hinweg ließ sich eine erhöhte Oxidativität bei Fein- & Kronwurzeln eisenbehandelter Reisswurzeln beobachten, wie Abbildung 17 zeigt, wobei hierbei signifikante Unterschiede lediglich bei *IR64* und Kronwurzeln von *Suakoko 8* nachgewiesen werden konnten. Dies deutet, ähnlich wie bei der Oxidativität der gesamten Wurzel, darauf hin, dass die unter Eisenstress versetzten Reisswurzeln schneller Sauerstoff an der Wurzeloberfläche ausstoßen.

Tendenziell war die Oxidativität der eisenbehandelten Reisswurzeln bei den Feinwurzeln größer als bei Kronwurzeln, wobei die Sorten *Suakoko 8* gegenteilige Ergebnisse lieferte. Die Ergebnisse unterstützen die von Ando et al. 1983, in denen die Wurzelbasis geringere Sauerstoffdiffusion als an Wurzelspitzen zeigte. Die These hierbei ist der Transport von

Sauerstoff von der Wurzelbasis zu den Wurzelspitzen, wo der Sauerstoff dann durch die tubularen und terminalen Strukturen in die Umgebung diffundiert (Ando et al. 1983). Trotz keiner vorhandenen statistischen Signifikanz kann dennoch vermutet werden, dass die Kronwurzeln etwas langsamer oxidieren als die Feinwurzeln. Mit einer größeren Stichprobenanzahl ließen sich hierbei womöglich deutlichere Unterschiede zwischen den Reissorten sowie von Kron- & Feinwurzeln erkennen.

5.2 Schwierigkeiten während des Experiments

5.2.1 Verfärbung der Indikatorflüssigkeit

Die doch deutlich stärkere und schnellere Blauverfärbung der Flüssigkeit in eisengestressten Pflanzen ist vermutlich auf die Wurzel selbst zurückzuführen. Der weitere Versuch mit dem Vergleich der Nährlösung mit und ohne Eisen in Leukomethylenblau zeigte, dass keine vergleichbare schnelle Verfärbung in der Eisen-Nährlösung stattfand. Somit kann ein Einfluss der womöglich noch an der Wurzel haftenden eisenhaltigen Nährlösung auf die Indikatormischung ausgeschlossen werden. Dies lässt wiederum vermuten, dass die eisenbehandelten Reisswurzeln auch schneller Sauerstoff an die Rhizosphäre abgeben, was die Flüssigkeit um die Wurzel schneller blau werden lässt.

Verwunderlich ist jedoch, dass in anderen Experimenten mit Methylenblau keine vergleichbar schnelle Blaufärbung der Flüssigkeit stattfand und eine Verfärbung der Flüssigkeit nur nach acht Stunden direkt um die Wurzel auffiel (Onyango et al. 2020). Eine alternative Erklärung könnte sein, dass die schnelle Verfärbung mit dem noch unzureichend ausgehärteten Silikon in Zusammenhang steht. Eine Hautbildung ist zwar nach 10 Minuten gegeben, allerdings ist eine volle Aushärtung erst nach mehreren Stunden gegeben. So könnte es sein, dass das Silikon aufgrund der unzureichenden Festigkeit Stoffe emittiert, die dazu führen, dass das Leukomethylenblau schneller zu Methylenblau oxidiert. Allerdings konnten hier keine Inhaltsstoffe gefunden werden, die eine bekannte Reaktivität mit Leukomethylenblau hätten. Ob in diesem Zusammenhang eine Verschmutzung vorlag, müsste in weiteren Versuchen geprüft werden, um diese These zu erhärten.

Weiterhin kann diskutiert werden, ob durch die geringe Flüssigkeitsmenge (ca. 185ml) innerhalb der genutzten Petrischalen eine noch schnellere Sauerstoffdiffusion entsteht, da vergleichsweise im Erlenmeyerkolben (Handsuh 2020; Onyango et al. 2020) 1L Flüssigkeit für die Wurzel zum diffundieren bereitsteht. So hätte die Reisswurzel weniger Platz, um um die Wurzel selbst Sauerstoff auszustoßen und müsste schnellere in die flächige Umgebung diffundieren. Allerdings kann hierbei nicht erklärt werden, warum keine erkennbare Diffusion

bzw. ein Schleier von der Wurzel ausbreitend vorhanden war, sondern die Flüssigkeit relativ gleichmäßig schnell blau wurde. Dies könnte durch weitere Versuche, Analyse und Einteilung der umgebenden Fläche der Wurzel weiterhin untersucht werden.

5.2.2 Zeitplan während des Experiments

Bei der Durchführung des Experiments verzögerten sich einige Schritte. Das Aufstellen der Gefäße mit Pflanzen, aber vor allem das beidseitige Fotografieren der Pflanzen benötigte um einiges mehr Zeit als ursprünglich geplant. Das Ziel, jede Pflanze genau stündlich zu fotografieren, konnte aufgrund dieses Zeitmangels während des Experiments sowie schwieriger Koordination nicht genau eingehalten werden und waren Fotos teilweise im Abstand von 50 bis 80 Minuten gemacht.

Weiterhin wurden durch den Zeitaufwand der Aufstellung der Gefäße mit der Pflanze und den Fotoaufnahmen während des Experiments die Kontrollpflanzen insgesamt über einen kürzeren Zeitraum fotografiert als die eisenbehandelten Pflanzen. Insofern lässt sich ein direkter Vergleich nur in den ersten drei bis vier Stunden zwischen den eisenbehandelten Pflanzen und bis zu zwei Stunden zwischen den unbehandelten Pflanzen machen. Hierbei ist allerdings auch zu beachten, dass nur wenig Veränderung bei der Oxidativität, Blausättigung oder auch oxidierten Fläche nach wenigen Stunden zu erkennen war. Durch das nähere Aneinanderstellen von zwei bis drei Gefäßen könnte man Zeit beim Fotografieren sparen, wenn man diese Gefäße immer gleichzeitig fotografiert. Hier muss aber genug Platz vor und hinter dem Gefäß gegeben sein, da ansonsten kein Platz für die Kamera bei entsprechender Brennweite gewährleistet werden kann.

Eine Vergleichbarkeit über zwei Stunden nach Beginn des Experiments zwischen eisengestressten und ungestressten Reispflanzen war aufgrund des Fehlens späterer Werte der ungestressten Reispflanzen nicht möglich. Allerdings zeigt die geringe Oxidativität nach vier Stunden, sowie die geringe Änderung des Verhältnisses oxidierten Fläche und Blausättigung nach wenigen Stunden, dass die höchste Aktivität der Wurzel in den ersten zwei Stunden besteht. Insofern sollte sich weitere Versuche sollten auf die ersten Stunden der Oxidationskraft der Pflanze konzentrieren, da nur wenig Aussagekraft nach mehr als drei Stunden besteht. Indessen sollten in den ersten Stunden der Aktivität der Reisswurzel Fotos in geringerem zeitlichem Abstand gemacht werden, um eine höhere Messdichte und damit Aussagekraft zu haben.

5.2.3 Versuchsaufbau

Die Präparierung der Petrischalen durch die Lehre sparte sehr viel Zeit und es konnte ein sauberes Durchbohren des PS-Materials gewährleistet werden. Für das Fotografieren der Reiswurzeln eignete sich die Petrischale ebenfalls sehr gut, da sie zweidimensionaler ausgebreitet werden konnte. Allerdings ist der Aufwand durch das Aufbringen und Verstreichen des Silikons auf jedes der Gefäße bei großer Menge recht hoch.

Ein weiterer Punkt ist der Preis der Materialien, die im Experiment verwendet wurden. So sind die Gefäße und das Silikon nicht wiederverwendbar und die Kosten beliefen sich bei 30 Petrischalen und zwei 300ml-Silikonkartuschen auf 27,98 € bzw. 93 Cent pro Petrischale. Vielleicht könnten hier durch Verwendung eines wiederverwendbaren und leicht verschleißbaren Gefäßes Zeit und Kosten gespart werden. Eine weitere zeit- & kostensparende Alternative für die einzelnen Wurzelboxen könnte die Anfertigung eines länglichen Glas-/Plastikbehälters sein, der gleich mehrere Pflanzen hält. Hier müsste man bis auf den Deckel keine Seiten mehrfach abdichten und könnte dies eher wiederverwenden, ähnlich wie bei Jiménez et al. 2021, allerdings müsste hier eine gegenseitige Beeinflussung der Reiswurzeln durch die geteilte Flüssigkeit ausgeschlossen werden.

Es ist außerdem darauf zu achten, dass verwendete Knete auf Wachs basiert. Andere wasserlösliche Knete ist unbrauchbar und verschmutzt die Indikatorflüssigkeit nach wenigen Minuten. Auch waren die in den Schlauch für die Stickstoff-Begasung gebohrten Löcher im Hauptversuch zu groß und führten dazu, dass keinerlei Stickstoff aus der Spitze unten kam. Somit wurde hauptsächlich der obere Teil des Gefäßes begast, wobei hierbei trotzdem das Luftkissen am oberen Rand des Gefäßes eliminiert werden konnte. Allerdings könnte man hierbei als zeitsparende Alternative die Flüssigkeit vor Befüllung des Gefäßes länger mit Stickstoff begasen, ohne innerhalb des Gefäßes nach Befüllung weiter mit Stickstoff zu begasen. So würde weniger Flüssigkeit während der Begasung durch den Druck verloren gehen bzw. aus den Öffnungen herausquellen, kein langer Schlauch mit Löchern nötig sein und durch schnelles Befüllen nach dem längeren Begasen mit Stickstoff vermutlich auch keine zu schnelle Oxidation des Leukomethylenblau stattfinden.

6 Fazit

Das Ziel der vorliegenden Arbeit war zunächst die Verbesserung der Methodik zur Auswertung der Oxidationskraft von Pflanzenwurzeln. Hierbei sollte ein Gefäß zur Sichtbarmachung der Wurzeln mit dem Indikator Methylenblau entwickelt werden, sowie die Qualität der Fotos verbessert werden. Durch die Verwendung von mehreren Blitzern während des Fotografierens konnte eine sehr gute Fotoqualität gewährleistet werden. Auch konnte durch die Entwicklung eines transparenten, verschließbaren Gefäßes die Wurzel gut ausgebreitet werden und Fotos von beiden Seiten des Gefäßes gemacht werden. Allerdings ist der Arbeitsaufwand durch die Verwendung von Petrischalen wegen des Verschließens durch Silikon jedes einzelnen Gefäßes vergleichsweise hoch. Durch eine Weiterentwicklung des Materials und Vorgehen während des Experiments ließen sich in Zukunft vermutlich Zeit und Kosten sparen.

Da der generelle Trend der Oxidationsaffinität der Reiswurzeln zwischen Vorder- & Rückseite des Gefäßes ähnlich war, Differenzen in den aktiveren ersten Stunden der Wurzel gering waren, die Oxidativität vor allem eine Steigung bzw. einen Trend darstellt und die Wurzeln im Gefäß sehr gut ausgebreitet werden konnten, kann in Zukunft auf beidseitiges Fotografieren verzichtet werden. Diese Maßnahme führt zu einer größeren Verfügbarkeit von Fläche für das Fotografieren sowie zu einer großen Zeitersparnis während des Experiments. Ferner kann durch den einseitigen Aufbau bzw. einen anderen Aufbau der Lichttechnik eine gleichmäßige Ausleuchtungsqualität der Bilder erreicht werden. Die schnelle Verfärbung der Indikatorflüssigkeit könnte verschiedene Gründe haben und muss weiter untersucht werden, da die Aussagekraft der Fotos der Wurzel sonst eine geringere Validität hat.

Weiterhin sollte diese Arbeit unterschiedliche Reissorten auf ihre Oxidationskraft untersuchen. Hierbei konnten generell keine signifikanten Unterschiede zwischen den fünf Reissorten *Suakoko 8*, *IR64*, *IR31785*, *Sahel 108* und *Pokkali* festgestellt werden, wobei die bereits bekannte hohe Oxidationskraft von *Pokkali* aus Studien durch die Ergebnisse der Oxidativität der vorliegenden Arbeit unterstützt werden konnte. Durch größere Stichprobenanzahlen der Reispflanzen könnten Unterschiede hierbei in Zukunft verdeutlicht werden. Unterschiede zwischen Fein- & Kronwurzeln waren bis auf Ausnahmen nicht statistisch signifikant, jedoch deutet die tendenziell höhere Oxidativität der Feinwurzeln auf die höhere Oxidationskraft an Wurzelspitzen hin. Wichtig bei der Interpretation der Oxidativität und damit Oxidationskraft der Reiswurzeln ist die Einbeziehung der Blausättigung und die oxidierte Wurzelfläche. Außerdem zeigte die Blausättigung und das Verhältnis der oxidierten Wurzelfläche im Vergleich zu ähnlichen Versuchen deutliche Unterschiede und kann durch die Verwendung eines anderen Gefäßes und der verbesserten Bildqualität erklärt werden.

7 Literaturverzeichnis

- Ando, T., Yoshida, S. und Nishiyama, I. 1983. Nature of oxidizing power of rice roots. *Plant and Soil* 72(1), S. 57–71. doi: <https://doi.org/10.1007/BF02185094>.
- Armstrong, J. und Armstrong, W. 1988. Phragmites australis– A preliminary study of soil-oxidizing sites and internal gas transport pathways. *New Phytologist* 108(4), S. 373–382. doi: 10.1111/j.1469-8137.1988.tb04177.x.
- Armstrong, W. 1967a. The Oxidising Activity of Roots in Waterlogged Soils. *Physiologia Plantarum* 20(4), S. 920–926. doi: 10.1111/j.1399-3054.1967.tb08379.x.
- Armstrong, W. 1967b. The Use of Polarography in the Assay of Oxygen Diffusing from Roots in Anaerobic Media. *Physiologia Plantarum* 20(3), S. 540–553. doi: 10.1111/j.1399-3054.1967.tb07195.x.
- Asch, F. 2007. Eisentoxizität bei Reis – Merkmalsdefinition und Erkennung. In: *Vortr. Pflanzenzüchtg.* 72., S. 131–143.
- Asch, F., Becker, M. und Kpongor, D.S. 2005. A quick and efficient screen for resistance to iron toxicity in lowland rice. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 168(6), S. 764–773. doi: 10.1002/jpln.200520540.
- Atulba, S.L., Gutierrez, J., Kim, G.W., Kim, S.Y., Khan, M.I., Lee, Y.B. und Kim, P.J. 2015. Evaluation of rice root oxidizing potential using digital image analysis. *Journal of the Korean Society for Applied Biological Chemistry* 58(3), S. 463–471. doi: 10.1007/s13765-015-0042-x.
- Audebert, A. und Fofana, M. 2009. *Rice yield gap due to iron toxicity in West Africa*. Verfügbar unter: http://publications.cirad.fr/une_notice.php?dk=548369 [Zugegriffen: 29 April 2022].
- Audebert, A. und Sahrawat, K. 2000. Mechanisms for Iron Toxicity Tolerance in Lowland Rice. *Journal of Plant Nutrition* 23, S. 1877–1885. doi: 10.1080/01904160009382150.
- Aung, M.S. und Masuda, H. 2020. How Does Rice Defend Against Excess Iron?: Physiological and Molecular Mechanisms. *Frontiers in Plant Science* 11. Verfügbar unter: <https://www.frontiersin.org/article/10.3389/fpls.2020.01102> [Zugegriffen: 28 April 2022].
- Becker, M. und Asch, F. 2005. Iron toxicity in rice—conditions and management concepts. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 168(4), S. 558–573. doi: 10.1002/jpln.200520504.
- Butler, I.B., Schoonen, M.A.A. und Rickard, D.T. 1994. Removal of dissolved oxygen from water: A comparison of four common techniques. *Talanta* 41(2), S. 211–215. doi: 10.1016/0039-9140(94)80110-X.
- Chen, C.C., Dixon, J.B. und Turner, F.T. 1980a. Iron Coatings on Rice Roots: Mineralogy and Quantity Influencing Factors. *Soil Science Society of America Journal* 44(3), S. 635–639. doi: 10.2136/sssaj1980.03615995004400030041x.
- Chen, C.C., Dixon, J.B. und Turner, F.T. 1980b. Iron Coatings on Rice Roots: Morphology and Models of Development. *Soil Science Society of America Journal* 44(5), S. 1113–1119. doi: 10.2136/sssaj1980.03615995004400050046x.

Engel, K. 2009. Efficiency of adaptation mechanisms of rice to diverse conditions of iron toxicity., S. 4.

Engel, K., Asch, F. und Becker, M. 2012. Classification of rice genotypes based on their mechanisms of adaptation to iron toxicity. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 175(6), S. 871–881. doi: 10.1002/jpln.201100421.

Engel, K., Becker, M. und Asch, F. 2008. Adaptation mechanisms in rice cultivars of different origin to iron toxic conditions.

FAO 2021. *The State of Food Security and Nutrition in the World 2021*. Verfügbar unter: <https://www.fao.org/state-of-food-security-nutrition/en> [Zugegriffen: 20 Mai 2022].

FAOSTAT 2022. Verfügbar unter: <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL/visualize> [Zugegriffen: 21 Mai 2022].

Fraçkowiak, D. und Rabinowitch, E. 1966. The Methylene Blue—Ferrous Iron Reaction in a Two-Phase System¹. *The Journal of Physical Chemistry* 70(9), S. 3012–3014. doi: 10.1021/j100881a507.

Gu, D., Zhen, F., Hannaway, D.B., Zhu, Y., Liu, L., Cao, W. und Tang, L. 2017. Quantitative Classification of Rice (*Oryza sativa* L.) Root Length and Diameter Using Image Analysis. *PLoS ONE* 12(1), S. e0169968. doi: 10.1371/journal.pone.0169968.

Handschuh, G.F. 2020. Einfluss endophytischer Bazillusstämme auf die Morphologie und Oxidationskraft von Nassreiswurzeln. Verfügbar unter: <https://www.asch-online.eu/downloads/Theses/Handschuh-BSc-webversion-2021.pdf>.

Hannan, A., Hoque, M.N., Hassan, L. und Robin, A.H.K. 2020. *Adaptive Mechanisms of Root System of Rice for Withstanding Osmotic Stress*. IntechOpen. Verfügbar unter: <https://www.intechopen.com/chapters/undefined/state.item.id> [Zugegriffen: 20 Mai 2022].

IRRI 1996. *Standard evaluation system for rice*. Manila, Philippines: IRRI, International Rice Research Institute. Verfügbar unter: <http://catalog.hathitrust.org/api/volumes/oclc/50383518.html> [Zugegriffen: 16 Mai 2022].

Jiménez, J. de la C., Pellegrini, E., Pedersen, O. und Nakazono, M. 2021. Radial Oxygen Loss from Plant Roots—Methods. *Plants* 10(11), S. 2322. doi: 10.3390/plants10112322.

Kirk, G.J.D., Manwaring, H.R., Ueda, Y., Semwal, V.K. und Wissuwa, M. 2022. Below-ground plant–soil interactions affecting adaptations of rice to iron toxicity. *Plant, Cell & Environment* 45(3), S. 705–718. doi: 10.1111/pce.14199.

Nguyen, N. 2002. *Global Climate Changes and Rice Food Security*. FAO: Rome, Italy

Onyango, D., Entila, F., Egdane, J., Pacleb, M., Katimbang, M., Ismail, A. und Khady Nani, D. 2020. Mechanistic understanding of iron toxicity tolerance in contrasting rice varieties from Africa: 2. Root oxidation ability and oxidative stress control. *Functional Plant Biology* 47. doi: 10.1071/FP19054.

Sadana, U.S. und Claassen, N. 1996. A simple method to study the oxidizing power of rice roots under submerged soil conditions. *Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde* 159(6), S. 643–646. doi: 10.1002/jpln.1996.3581590618.

Schmidt, G.A. 2020. IV. NAHRUNGSMITTEL. In: *Die landwirtschaftlichen Nutzpflanzen Afrikas*. De Gruyter, S. 288–350. Verfügbar unter:

<http://www.degruyter.com/document/doi/10.1515/9783111621357-005/html> [Zugegriffen: 25 Mai 2022].

Teng, P.P.S., Caballero-Anthony, M. und Lassa, J.A. 2016. *The Future of Rice Security Under Climate Change*. S. Rajaratnam School of International Studies. Verfügbar unter: <https://www.jstor.org/stable/resrep05930> [Zugegriffen: 28 April 2022].

Trolldenier, G. 1988. Visualisation of oxidizing power of rice roots and possible participation of bacteria in iron deposition. *Zeitschrift fuer Pflanzenernaehrung und Bodenkunde (Germany, F.R.)*. Verfügbar unter: https://scholar.google.com/scholar_lookup?title=Visualisation+of+oxidizing+power+of+rice+roots+and+possible+participation+of+bacteria+in+iron+deposition&author=Trolldenier%2C+G.+%28Landwirtschaftliche+Forschungsanstalt+Buentehof%2C+Hannover+%28Germany%2C+F.R.%29%29&publication_year=1988 [Zugegriffen: 29 April 2022].

Trolldenier, G. 1996. Die Ökophysiologie der Wurzeln und der Rhizosphäre. Beobachtung von Redoxprozessen. *Biologie in unserer Zeit* 26(1)

Tucker Torrent, D. 2019. *Climate change is fuelling a decline in rice crop production in major growing regions*. Verfügbar unter: <https://www.weforum.org/agenda/2019/11/climate-change-arsenic-damage-rice-paddy-yield/> [Zugegriffen: 28 April 2022].

USDA 2022a. *USDA ERS - Market Outlook*. Verfügbar unter: <https://www.ers.usda.gov/topics/crops/rice/market-outlook/> [Zugegriffen: 19 Mai 2022].

USDA 2022b. *World Agricultural Production*. Verfügbar unter: <https://www.fas.usda.gov/data/world-agricultural-production> [Zugegriffen: 4 Juli 2022].

van Oort, P.A.J. 2018. Mapping abiotic stresses for rice in Africa: Drought, cold, iron toxicity, salinity and sodicity. *Field Crops Research* 219, S. 55–75. doi: 10.1016/j.fcr.2018.01.016.

World Resources Institute, Searchinger (WRI and Princeton University), T., Waite (WRI), R., Hanson (WRI), C. und Ranganathan (WRI), J. 2018. *World Resources Report - Creating a sustainable food future - A Menu of Solutions to Feed Nearly 10 Billion People by 2050*. WASHINGTON, DC 20002, USA.

Yamauchi, A., Kono, Y. und Tatsumi, J. 1987. Quantitative Analysis on Root System Structures of Upland Rice and Maize. *Japanese journal of crop science* 56(4), S. 608–617. doi: 10.1626/jcs.56.608.

8 Anhang

Suakoko 8				
Zeitpunkt [Stunden]	1	2	3	4
0	0,00637529	0,00562934	0,00477501	0,0038325
1		0,00477501	0,0038325	0,0029267
2			0,0029267	0,0025942
3				0,00532652
IR64				
Zeitpunkt [Stunden]	1	2	3	4
0	0,250029961	0,175485558	0,102371931	0,041519384
1		0,102371931	0,041519384	0,006632731
2			0,006632731	0,007884159
3				0,044966365
IR31785				
Zeitpunkt [Stunden]	1	2	3	4
0	0,274659476	0,187726353	0,103929176	0,03727282
1		0,103929176	0,03727282	0,003061417
2			0,003061417	0,008899045
3				0,049310779
Sahel 108				
Zeitpunkt [Stunden]	1	2	3	4
0	0,046945171	0,040792943	0,033335293	0,024300567
1		0,033335293	0,024300567	0,013710139
2			0,013710139	0,003307207
3				0,004175547
Pokkali				
Zeitpunkt [Stunden]	1	2	3	4
0	0,03817383	0,03271063	0,02666329	0,02032625
1		0,02666329	0,02032625	0,01475388
2			0,01475388	0,01332979
3				0,02708681

Tabelle 6: p-Werte der t-Tests der Oxidativität verschiedener Sorten zu verschiedenen Zeitpunkten (0-4 Stunden). Verglichen wurden die Zeitpunkte. Signifikant unterschiedliche Werte sind grau hinterlegt ($\alpha=0,05$).

9 Danksagung

Auf dieser Seite möchte ich mich recht herzlich bei allen Personen bedanken, die in unterschiedlichster Art und Weise bei der Erstellung dieser Arbeit geholfen haben.

An erster Stelle möchte ich mich vor allem bei meiner Betreuerin Julia Asch für ihre große Unterstützung, ihre Geduld und Zeit bedanken. Durch die nette Zusammenarbeit erlangte ich wertvolles und praktisches Wissen und viele Einblicke in die Forschung am Institut.

Mein besonderer Dank gilt auch Prof. Dr. Folkard Asch, welcher mich bei Fragen zum Thema immer gut beraten hat, fachlich immer beiseite stand und diese Arbeit ermöglichte.

Vielen Dank auch an Tanja Weinand für ihre Unterstützung und die hilfreichen Tipps während des Versuchsablaufs.

Des Weiteren möchte ich mich bei meiner Familie und meinem Freund James für die stetige Unterstützung bedanken und insbesondere meinem Vater Hans-Georg danken, welcher mich vor allem beim Schrauben und Bohren, aber auch bei Fragen zur Kamera immer tatkräftig unterstützt hat und sich auch sehr für das Thema begeisterte.