

T.C.
RECEP TAYYIP ERDOĞAN ÜNİVERSİTESİ
FEN BİLİMLERİ ENSTİTÜSÜ

BAZI *TRICHODERMA* SPP. SUŞLARININ MISIR (*ZEA MAYS* L.)
BİTKİSİNDEKİ TUZLULUK STRESİNE ETKİLERİ

ABDULLAH MUHAMMED YEŞİLYURT

TEZ DANIŞMANI

DOÇ. DR. NURAN DURMUŞ

TEZ JÜRİLERİ

PROF. DR. ŞENGÜL ALPAY KARAOĞLU

DOÇ. DR. NESLİHAN SARUHAN GÜLER

YÜKSEK LİSANS TEZİ
BİYOLOJİ ANABİLİM DALI

RİZE-2016

Her Hakkı Saklıdır

T.C.
RECEP TAYYIP ERDOĞAN ÜNİVERSİTESİ
FEN BİLİMLERİ ENSTİTÜSÜ

**BAZI *TRICHODERMA* SPP. SUŞLARININ MISIR (*ZEA MAYS* L.)
BİTKİSİNDEKİ TUZLULUK STRESİNE ETKİLERİ**

Doç. Dr. Nuran DURMUŞ danışmanlığında, Abdullah Muhammed YEŞİLYURT tarafından hazırlanan bu çalışma, Enstitü Yönetim Kurulu kararıyla oluşturulan jüri tarafından 12.04.2016 tarihinde Biyoloji Anabilim Dalı'nda YÜKSEK LİSANS tezi olarak kabul edilmiştir.

Jüri Üyeleri	Unvanı Adı Soyadı
Başkan :	Prof. Dr. Şengül ALPAY KARAOĞLU
Üye :	Doç. Dr. Nuran DURMUŞ
Üye :	Doç. Dr. Neslihan SARUHAN GÜLER

İmza





Prof. Dr. Selami ŞAŞMAZ
FEN BİLİMLERİ ENSTİTÜSÜ MÜDÜRÜ

ÖNSÖZ

"Bazı *Trichoderma* spp. suşlarının mısır (*Zea mays* L.) bitkisindeki tuzluluk stresine etkileri" adlı bu çalışma Recep Tayyip Erdoğan Üniversitesi Fen Bilimleri Enstitüsü Biyoloji Anabilim Dalında "Yüksek Lisans Tezi" olarak hazırlanmıştır. Bu çalışmanın konusu ile uygulanan deneysel yöntemlerin belirlenmesinde ve sonuçların değerlendirilip tartışılmasındaki değerli emeklerinden ve yönlendirici desteğinden dolayı tez danışmanım Doç. Dr. Nuran DURMUŞ' a çok teşekkür ederim.

Mantar suşlarımızın izolasyonunu yapan Prof. Dr. Şengül ALPAY KARAOĞLU' na ve Doç. Dr. Serdar ÜLKER'e ayrı ayrı teşekkür ederim. Çalışmamızda yardımlarından ve manevi desteklerinden dolayı Araş. Gör. Şule GÜZEL' e özellikle de Araş. Gör. Dr. Necla PEHLİVAN' a ayrı ayrı çok teşekkür ederim.

Yüksek lisans hayatım boyunca bilgi ve deneyimlerini bizlere öğreten RTEÜ, Fen-Edebiyat Fakültesi, Biyoloji Bölümü öğretim üyelerine teşekkür ederim.

Benim bugünlere gelmemde büyük emeği olan, hayatım boyunca her zaman maddi ve manevi yanımda olan, desteğini hiç esirgemeyen aileme, hayatımda bana dayanak ve destek olan sevgili nişanlım Tuğçe ÖZTÜRK' e sonsuz teşekkür ederim .

Hazırlanan bu Yüksek Lisans Tezi BAP tarafından 2015.53001.102.03.07 nolu proje ile desteklenmiştir.

Abdullah Muhammed YEŞİLYURT

TEZ ETİK BEYANNAMESİ

Tarafımdan hazırlanan “Bazı *Trichoderma* spp. suşlarının mısır (*Zea mays* L.) bitkisindeki tuzluluk stresine etkileri” başlıklı bu tezin, Yükseköğretim Kurulu Bilimsel Araştırma ve Yayın Etiği Yönergesindeki hususlara uygun olarak hazırladığımı ve aksinin ortaya çıkması durumunda her türlü yasal işlemi kabul ettiğimi beyan ederim.
12/04/2016

Abdullah Muhammed YEŞİLYURT

Uyarı: Bu tezde kullanılan özgün ve/veya başka kaynaklardan sunulan içeriğin kaynak olarak kullanımı, 5846 sayılı Fikir ve Sanat Eserleri Kanunundaki hükümlere tabidir.

ÖZET

BAZI *TRICHODERMA* SPP. SUŞLARININ MISIR (*Zea mays* L.) BİTKİSİNDEKİ TUZLULUK STRESİNE ETKİLERİ

Abdullah Muhammed YEŞİLYURT

Recep Tayyip Erdoğan Üniversitesi
Fen Bilimleri Enstitüsü
Biyoloji Ana Bilim Dalı
Yüksek Lisans Tezi
Danışmanı: Doç. Dr. Nuran DURMUŞ

Bu çalışmada *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarının mısır (*Zea mays* L.) bitkisindeki tuz stresi üzerine etkisi araştırıldı. Mısır tohumları, mantar suşlarıyla muamele edildikten sonra büyütülen fidelere 50 ve 100 mM NaCl uygulandıktan sonra kök ve gövdeye ait büyüme parametrelerindeki değişiklikler belirlendi. Ayrıca; kök ve yapraklardaki; nispi su içeriği, lipid peroksidasyonu, prolin, çözünebilir protein, fotosentetik pigment miktarları, süperoksit dismutaz (SOD), guaiakol peroksidaz (GPX), glutatyon redüktaz (GR) ve katalaz (KAT) gibi antioksidan enzimlerin aktiviteleri ile PS2 maksimum kuantum verimi (Fv/Fm), PS2 fotokimyasal verimi (QPS2), elektron transfer oranı (ETO), fotokimyasal olmayan floresans sönmesi (NPQ) ve fotokimyasal kullanılma (qP) değerleri ölçüldü. Mantar suşlarının; tuz stresinin etkisiyle; büyüme parametreleri, nispi su içeriği, toplam klorofil ve karotenoid miktarlarındaki azalmaları önemli ölçüde giderdiği belirlendi. Tuz stresi uygulanan fidelerdeki lipid peroksidasyonu, çözünebilir protein ve prolin içeriklerinin arttığı, mantar suşlarının lipid peroksidasyonunu önemli oranda azalttığı, buna karşılık çözünebilir protein ve prolin içeriklerini ise daha fazla artırdığı tespit edildi. Tuz stresi ile fidelerdeki SOD, GPX, GR ve KAT aktivitelerinin arttığı, mantar ön uygulaması ile enzim aktivitelerinde; tuz konsantrasyonuna ve mantar suşlarının etkilerine bağlı olarak farklı değişimler bulundu. Tuz stresi ile Fv/Fm, QPS2, ETO ve qP değerlerinde azalma, NPQ değerinde ise artış meydana geldi. Mantarlarla muamele edilen ve tuz stresi uygulanan fidelerde ise Fv/Fm, QPS2, ETO ve qP değerlerinin sadece tuz uygulanan fidelerden daha fazla olduğu, NPQ değerinin ise azaldığı görüldü. Bu sonuçlar çalışmada kullanılan suşların mısır bitkisinde tuz stresi altında fotosentetik etkinliği artırdığını göstermektedir. Ayrıca söz konusu suşların mısır bitkisindeki tuz stresinin olumsuz etkilerini önemli ölçüde giderdiği ve kullanılan suşlar içerisinde en etkili olanın *Trichoderma atroviride* ID20G olduğu belirlendi.

2016, 106 sayfa

Anahtar Kelimeler: Tuz Stresi, *Trichoderma* spp., Antioksidan Enzim, Klorofil Floresans.

ABSTRACT

THE EFFECTS OF SOME *TRICHODERMA* SPP. STRAINS IN MAIZE (*Zea mays* L.) PLANTS UNDER SALT STRESS

Abdullah Muhammed YEŞİLYURT

Recep Tayyip Erdoğan University
Graduate School of Natural and Applied Sciences
Department of Biology

Master Thesis

Supervisor: Assoc. Prof. Dr. Nuran DURMUŞ

The effects of the *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C and ID11D strains on salt stress were investigated in maize plants (*Zea mays* L.) in the present study. After pre-treatment of maize seeds with fungal strains, differences in root and shoot growth parameters were recorded in 50 mM and 100 mM NaCl treated plants. Moreover, Relative water content, lipid peroxidation, prolin, soluble proteins, photosynthetic pigment amounts, antioxidant enzyme activities such as superoxide dismutase (SOD), guaiacol peroxidase (GPX), glutathione reductase (GR) and catalase (CAT) maximum quantum yield of PSII photochemistry (Fv/Fm), the effective quantum yield of PS2 (QPS2), electron transfer rate (ETR), non-photochemical quenching (NPQ) and photochemical quenching (qP) values were measured in roots and shoots. Pre-treatment of *Trichoderma* strains significantly rescued the adverse effects of salt stress in relative water (RWC) content, total carotenoid and chlorophyll contents. While lipid peroxidation, soluble protein and prolin contents were increased in maize seedlings under salt stress, fungal treatment significantly decreased the lipid peroxidation in roots and shoots. The increment was much more in soluble protein and prolin contents in *Trichoderma* treated maize seedlings. The activity of SOD, GPX, GR and CAT were increased with salt stress. Variations were obtained regarding enzyme activities in maize plants, depends on the effect of pre-treated fungal strains and applied salt concentration. While salt stress caused reduction in Fv/Fm, QPS2, ETR and qP, NPQ was enhanced in maize seedlings under salt stress. Fv/Fm, QPS2, ETO and qP values were recorded higher than that of salt stress treated only seedlings, as for NPQ values were decreased in of *Trichoderma* and salt treated plants. These results show that these fungal strains have capability to increase photosynthetic efficiency in maize plants under salt stress. In addition, related strains significantly rescued the adverse effects of salt stress and *T. atroviride* ID20G was determined the most effective strain among all strains.

2016, 106 pages

Keywords: Salt stress, *Trichoderma* spp., Antioxidant enzyme, Chlorophyll fluorescence

İÇİNDEKİLER

ÖNSÖZ	I
TEZ ETİK BEYANNAMESİ.....	II
ÖZET	III
ABSTRACT.....	IV
İÇİNDEKİLER	V
ŞEKİLLER DİZİNİ	VIII
TABLolar DİZİNİ.....	IX
SEMBOLLER ve KISALTMALAR DİZİNİ.....	X
1. GENEL BİLGİLER.....	1
1.1. Giriş.....	1
1.2. Tuz Stresi.....	5
1.2.1. Tuz Stresine Bağlı Diğer Stresler.....	7
1.2.1.1. Osmotik ve İyonik Stres.....	7
1.2.1.2. Oksidatif Stres.....	8
1.2.1.2.1. Reaktif Oksijen Türleri.....	8
1.2.2. Tuz Stresinin Bitkiler Üzerine Etkileri.....	12
1.2.2.1. Tuz Stresinin Hücresel Düzeydeki Etkileri.....	13
1.2.2.2. Tuz Stresinin Fotosentez Üzerine Etkileri.....	14
1.2.2.3. Tuz Stresinin Klorofil Floresansı Üzerine Etkileri	16
1.2.3. Tuz Tolerans Mekanizmaları	17
1.2.3.1. Tuz İçeriğinin Regülasyonu	18
1.2.3.2. İyon Homeostasisının Düzenlenmesi ve SOS Sinyal İletim Yolu.....	19
1.2.3.3. Düzenleyici Osmolitlerin Biyosentezi	21
1.2.3.4. Antioksidan Enzim Sistemlerinin Aktivitesi.....	22
1.2.3.4.1. Süperoksit Dismutaz Enzimi.....	22
1.2.3.4.2. Peroksidaz Enzimi.....	23
1.2.3.4.3. Katalaz Enzimi	24
1.2.3.4.4. Glutatyon Redüktaz Enzimi	24
1.3. <i>Trichoderma</i> Cinsi ile İlgili Genel Özellikler	25
1.4. Mısır (<i>Zea mays</i> L.) Bitkisinin Genel Özellikleri	28
2. YAPILAN ÇALIŞMALAR	30
2.1. <i>Trichoderma</i> spp. Suşlarının Hazırlanması ve Tohumlarla Muamelesi.....	30

2.2.	Bitkilerin Büyütülmesi	31
2.3.	Büyüme Parametreleri	31
2.4.	Nispi Su İçeriği Tayini	31
2.5.	Fotosentetik Pigmentlerin Tayini	32
2.6.	Lipid Peroksidasyonu Tayini	32
2.7.	Çözünabilir Protein Tayini	32
2.8.	Prolin Tayini.....	33
2.9.	Antioksidan Enzim Aktivitelerinin Belirlenmesi	33
2.9.1.	Enzim Ekstraktının Hazırlanması.....	33
2.9.2.	SOD Aktivitesinin Tayini.....	33
2.9.3.	GPX Aktivitesinin Tayini.....	34
2.9.4.	GR Aktivitesi Tayini	34
2.9.5.	KAT Aktivitesi Tayini	34
2.10.	Klorofil Floresans Ölçümleri	35
2.11.	İstatistiksel Analizler	35
3.	BULGULAR	36
3.1.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Büyüme Parametreleri	36
3.2.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Nispi Su İçerikleri	40
3.3.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Fotosentetik Pigment İçerikleri.....	42
3.4.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Lipid Peroksidasyonu Verileri	43
3.5.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Çözünabilir Protein İçerikleri	45
3.6.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Prolin İçerikleri	47
3.7.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Antioksidan Enzim Aktiviteleri	49
3.7.1.	Süperoksit Dismutaz (SOD) Aktivitesi	49
3.7.2.	Guaiakol Peroksidaz (GPX) Aktivitesi	51
3.7.3.	Glutatyon Redüktaz (GR) Aktivitesi	53
3.7.4.	Katalaz (KAT) Aktivitesi	55
3.8.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Klorofil Floresans Ölçümü Verileri.....	57
3.8.1.	PS2 Maksimum Kuantum Verimi (Fv/Fm).....	57

3.8.2.	Fotokimyasal Verim (QPS2).....	58
3.8.3.	Fotokimyasal Olmayan Floresans Sönmesi (NPQ).....	60
3.8.4.	Elektron Transfer Oranı (ETO).....	61
3.8.5.	Fotokimyasal Kullanılma (qP).....	63
4.	TARTIŞMA ve SONUÇLAR.....	65
5.	ÖNERİLER.....	81
KAYNAKLAR.....		83
ÖZGEÇMİŞ.....		105



ŞEKİLLER DİZİNİ

Şekil 1.	Moleküler oksijenden (O ₂) reaktif oksijen türlerinin oluşumu ve Haber-Weiss ve Fenton reaksiyonu.....	9
Şekil 2.	Hidroksil radikalının hücreye etkileri.....	12
Şekil 3.	İyon dengesinin SOS sinyal iletim yolu, tuz stresi ve kalsiyum düzeyleri tarafından düzenlenmesi.....	21
Şekil 4.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki nispi su içeriklerindeki değişiklikler.....	41
Şekil 5.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki çözünebilir protein miktarındaki değişiklikler.....	46
Şekil 6.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki prolin miktarındaki değişiklikler.....	48
Şekil 7.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki SOD aktivitelerindeki değişiklikler.....	50
Şekil 8.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki GPX aktivitelerindeki değişiklikler.....	52
Şekil 9.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki GR aktivitelerindeki değişiklikler.....	54
Şekil 10.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki KAT aktivitelerindeki değişiklikler.....	56
Şekil 11.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerine ait Fv/Fm sonuçlarındaki değişiklikler.....	58
Şekil 12.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerine ait QPS2 sonuçlarındaki değişiklikler.....	59
Şekil 13.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerine ait NPQ sonuçlarındaki değişiklikler.....	61
Şekil 14.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerine ait ETO sonuçlarındaki değişiklikler.....	62
Şekil 15.	<i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerine ait qP sonuçlarındaki değişiklikler.....	64

TABLÖLAR DİZİNİ

Tablo 1. <i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla muamele edilmiş ve tuz stresi uygulanmış mısır fidelerine ait kök ve gövde uzunlukları.....	37
Tablo 2. <i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla muamele edilmiş ve tuz stresi uygulanmış mısır fidelerine ait kök yaş -kuru ağırlıkları.....	38
Tablo 3. <i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla muamele edilmiş ve tuz stresi uygulanmış mısır fidelerine ait gövde yaş -kuru ağırlıkları	40
Tablo 4. <i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla muamele edilmiş ve tuz stresi uygulanmış mısır fidelerine ait toplam klorofil ve karotenoid miktarları (mg/g taze ağırlık)	43
Tablo 5. <i>T. harzianum</i> ve <i>T. atroviride</i> suşlarıyla muamele edilmiş ve tuz stresi uygulanmış mısır fidelerinin kök ve yapraklarına ait lipid peroksidasyonu miktarları (nmol/g taze ağırlık)	44

SEMBOLLER VE KISALTMALAR DİZİNİ

APX	Askorbat Peroksidaz
CMC	Karboksi Metil Selüloz
CPDK	Kalsiyum Bağlı Protein Kinaz
DHAR	Dehidrosi Askorbat Redüktaz
EC	Elektriksel İletkenlik
EDTA	Etilen Diamine Tetra Asetik Asit
ETO	Elektron Transfer Oranı
F _m	Maximum Floresans
F _{NR}	Ferrodoksin NADP Redüktaz
F _o	Minimum Floresans
GPX	Guaiakol Peroksidaz
GR	Glutasyon Redüktaz
GSH	İndirgenmiş Glutasyon
GSSG	Yükseltgenmiş Glutasyon
HO ₂ [•]	Perhidroksil Radikali
ID	İkizdere
KAT	Katalaz
kDa	Kilo Dalton
LEA	Geç Embriyogenez Bolluk Proteinleri
MDA	Malondialdehit
MDAR	Mono Dehidroksi Askorbat Redüktaz
mM	Milimolar
NBT	Nitro Blue Tetrazolium
NPQ	Fotokimyasal Olmayan Floresans Sönmesi
OH [•]	Hidroksil Radikali
O ₂ ^{•-}	Süperoksit Radikali
¹ O ₂	Singlet Oksijen
PSI	Fotosistem I
PSII	Fotosistem II
PAR	Photosynthetic Active Radiation
PDA	Patates Dekstroza Agar

PrX	Peroksiredoksin
PVPP	Polyvinylpolypyrrolidone
qP	Fotokimyasal Kullanılma
QPS II	Fotokimyasal Verim
ROT	Reaktif Oksijen Türleri
SOD	Süperoksit Dismutaz
SOS	Salt Overly Sensitive
SPSS	Statistical Package Social Sciences
μ M	Mikromolar
μ L	Mikrolitre
TBA	Tiyobarbütirik Asit
TCA	Trikloroasetik Asit

1. GENEL BİLGİLER

1.1. Giriş

Tuzluluk, bitkilerin gelişimini etkileyerek ürün verimliliğini sınırlandıran önemli abiyotik stres faktörlerinden biridir. Bu durum, özellikle kurak ve yarı kurak iklim bölgelerinde yıkanarak yeraltı suyuna karışan çözünebilir tuzların yüksek taban suyuyla birlikte kapillarite yoluyla toprak yüzeyine çıkması ve buharlaşma sonucu suyun topraktan ayrılarak tuzun toprak yüzeyinde ve yüzeye yakın bölümünde birikmesi olayıdır (Kara, 2002; Dölarslan ve Gül, 2012). Tuzluluk sorununa neden olan bileşikler klorürler (NaCl, CaCl₂, MgCl₂), sülfatlar (Na₂SO₄, MgSO₄), nitratlar (Na₂NO₃, KNO₃), boratlar, karbonatlar ve bikarbonatlardır (CaCO₃, Na₂CO₃, NaHCO₃). Ancak genelde toprak tuzluluğu ve tuz stresi denildiğinde NaCl'nin varlığından söz edilmektedir. Toprak çözeltisinde NaCl oranı % 0,5'ten daha fazla ise bu topraklar tuzlu topraklar olarak nitelendirilmektedir (Sevengör, 2010). Dünyada tarım alanlarının % 17'si sulanmakta olup bu sulanan tarım alanlarının yaklaşık % 20'sinin tuzdan etkilendiği belirlenmiştir (Pitman ve Läuchli, 2002; Tuteja, 2007). Çevik (1986), Türkiye topraklarının toplam alanının 78 milyon hektar olduğunu, bunun % 35,6'sının işlenebilir arazi olup, bu alanların % 3,2'sinin tuzluluk problemine sahip olduğunu belirtmektedir. Ülkemizde yaklaşık 1.512.772 ha alan NaCl tuzluluğunun etkisi altındadır (Dinç vd., 1993). Ekonomik anlamda öneme sahip bitkilerin çoğu tuzluluğa karşı duyarlıdır. Tuzlu ortamlarda yetişen bir bitki için büyümeyi engelleyici faktörleri üç grupta toplamak olasıdır: a) kök bölgesindeki düşük su potansiyeli nedeniyle su alınımının azalması veya diğer bir deyişle su stresi, b) iyon toksisitesine neden olacak düzeyde yükselen Na⁺ ve Cl⁻ iyonlarının bitki bünyesinde birikimi, c) besin maddelerinin alımı ve taşınımı sırasında ortaya çıkan dengesizlikler ve özellikle K⁺ ve kısmen Ca⁺² eksikliklerinin ortaya çıkması (Munns ve Termaat, 1986; Marschner, 1995; Karanlık, 2001). Tuz stresi, bitkilerin gelişimini yapısal, fizyolojik, biyokimyasal ve moleküler mekanizmalarında değişimlere neden olarak etkilemektedir. Bitkilerin tuza karşı gösterdiği tepkiler, tuzun çeşidine, stresin düzeyine ve süresine, strese maruz kalan bitkinin genotipine ve gelişim evresine, ayrıca iklim ve toprak özelliklerine bağlı olarak da değişir (Greenway ve Munns, 1980). Bitkilerde genellikle gövde ile kök uzunluğunda ve ağırlığında azalma; yapraklarda küçülme ve incelme ile sayılarında azalma; yaprak yüzeyinde bulunan

mumsu tabaka ile kutikula tabakasında incelme; vasküler doku farklılaşmasında ve gelişiminde azalma ile erken dönemde kökte lignifikasyon oluşumu gözlenir (Çulha ve Çakırlar, 2011). Hücreler arası Na^+ birikimi metabolizma için toksiktir ve toprakta aşırı Na^+ birikimi birçok duyarlı bitki için büyüme inhibisyonunda önemli rol oynamaktadır (Mengel ve Kirkby, 2001). Tuz stresi bitkinin ölümüne neden olabildiği gibi tolerans durumuna bağlı olarak büyümeyi engellemekte, kloroz, nekrotik lekelerin oluşumuna yol açabilmekte, verim ve kalitenin azalmasına neden olmaktadır. Tuzluluğun tarımda yılda yaklaşık 12 milyon dolar zarara neden olduğu belirlenmiş ve bu değer toprak tuzluluğundaki artış ile birlikte yükselebileceği öngörülmektedir (Sevengör, 2010). Bitkiler tuzdan sakınma veya tolerans mekanizmaları geliştirebilirler. Bitkiler tuza karşı dayanıklılığı, tuz regülasyonu denilen protoplazmaya ulaşan fazla tuzdan sakınma veya artan iyon konsantrasyonuna bağlı olarak ortaya çıkan osmotik ve iyon stresine karşı geliştirilen tolerans mekanizmaları ile kazanırlar (Çulha ve Çakırlar, 2011). Bitkiler tarafından genotipler düzeyinde farklı tepkilerin bulunduğu tuza tolerans mekanizmasının anlaşılabilmesi için çok değişik özellikler incelenmiş olup bir genotipin tuz stresine karşı toleransını gösteren yaklaşık 200 adet morfolojik, fizyolojik veya biyokimyasal parametre olduğu ileri sürülmektedir (Tunçer, 2007). Çeşitli çalışmalarda bitkilerin antioksidan savunma sistemleriyle ilgili parametrelerdeki bazı değişikliklerin tuzluluk stresine karşı toleransı artırdığı kaydedilmiştir (Verma ve Mishra, 2005; Duan vd., 2008). Nitekim, tuz stresi altında yetişen bitkilerde görülen nekrozların, oksijen radikallerince gerçekleştirilen hücre zarlarındaki lipid tahribatından; klorozun ise oksijen radikallerinin klorofili parçalamasından kaynaklandığı gösterilmiştir (Gossett vd., 1994). Stres faktörünün etkisine maruz kalan bitkilerde hücrede sentezlenen ve yine hücre içerisinde sitoplazma ve organellerde bazı çözünebilir maddeler biriktirildiği ve bu sayede bitkilerin stres toleranslarının artırıldığı bilinmektedir. Bu özelliğe sahip olan bir aminoasit prolinidir. Tüm dünyada pek çok bitki türünde değişik stres faktörlerinin etkisi altındaki sentezlenme miktarı üzerinde çalışılan prolinin bitkideki miktarı tuzlulukla bağlantılı olarak değişebilmektedir (Buhl ve Stewart, 1983). Stres sonrasında iyileşme ve büyüme için gerekli olan N ve C depolama işlevine sahip prolinin osmotik düzenleyici olmasının yanında (Jain vd., 2001) subselular yapıların (membranlar ve proteinler gibi) stabilizasyonu, serbest radikallerin yakalanması, hücresel redoks potansiyelinin korunması (Vijayan, 2009), sitoplazmik asitleşmenin azaltılması, metabolizmadaki uygun $\text{NADP}^+/\text{NADPH}$ oranının korunması (Hare ve Cress, 1997) ve

DNA hasarlarının engellenmesinde de görev aldığı düşünülmektedir (Lima-Costa vd., 2008). Son zamanlarda yapılan çalışmalarda bitkilerin stres faktörlerine karşı toleranslarını artırıcı özelliğe sahip bu bileşikler dışarıdan bitkilere uygulanarak strese karşı dayanıklı olmaları sağlanmaktadır. Tıpırdamaz ve Karakullukçu (1993), tarafından domates embriyo kültürü sistemi kullanılarak yapılan bir araştırmada domates embriyoları 150 mM NaCl ilave edilmiş veya tuz katılmamış kontrol ortamları ile, tuzun yanısıra değişik dozlarda prolin ve glisinbetain ilave edilmiş besin ortamlarına dikilmiştir. Tuzlu ortamlarda embriyo gelişmesinde inhibisyon görülürken, tuzun yanında besin ortamlarına prolin veya glisinbetain ilave edilmesi, embriyoların gelişimi üzerine olumlu etkide bulunmuştur. Tuza toleranslı ve duyarlı olan iki pirinç kültürü ile yapılan bir başka çalışmada, dışardan uygulanan glisinbetainin, tuz stresinin büyüme ve senesens üzerindeki olumsuz etkisini azalttığını, fidelerin protein içeriği ve PS2'nin fotosentetik etkinliğini artırdığı kaydedilmiştir (Demiral ve Türkan, 2006). Salatalık kültürleri ile yapılan çalışmada ise dışardan spermidin uygulanan tuz stresli köklerde, tuzun meydana getirdiği membran hasarı, bitki büyüme ve fotosentez inhibisyonunun iyileştirildiği, poliamin, prolin ve antioksidan enzim aktivitelerinin arttığı tespit edilmiştir (Duan vd., 2008). Benzer şekilde putrescinin de tuz stresinin olumsuz etkilerini azalttığı ve stresli ortamda fide büyümesini artırdığı kaydedilmiştir (Verma ve Mishra, 2005). Ayrıca, ekzojenik uygulanan salisilik asitin arpa çeşitleri arasında özellikle stres öncesi uygulama ile tuz stresine daha yüksek tolerans kazanıldığı ortaya konulmuştur (Torun, 2012). Laboratuvar koşullarında söz konusu maddelerin stresin olumsuz etkilerini giderici özellikleri olduğu kaydedilmesine karşın bunların tarımsal sistemlerde kullanılabilirliği konusunda önemli bir yol alınmamıştır. Bu nedenle bu çalışmada toprak mikroflorasının önemli bir bileşeni olan *Trichoderma* spp. funguslarının tuzluluk stresine ilişkisinin araştırılması amaçlanmıştır. Bugüne kadar bu amaçla kullanılmamış olan bazı *Trichoderma harzianum* ve *Trichoderma atroviride* suşlarının mısır bitkisindeki tuzluluk stresine etkileri ilk defa bu çalışmayla belirlenmiştir. Bu çalışmada tuzluluğa karşı hassas ve ekonomik bir bitki olan mısırın *Trichoderma harzianum* ve *Trichoderma atroviride* mantarlarının bazı suşlarıyla ön muamelesi sonucu tuzluluk stresinin olumsuz etkilerinin giderilmesine katkısı olup olmadığı belirlenip, en etkili olan suşun tespit edilmesi amaçlanmaktadır. Bu konu üzerinde yapılan literatür çalışmalarında, kökte kolonize olan *Trichoderma* spp.'nin bitki hastalıklarına karşı dayanıklılığı uyardığı gibi, aynı zamanda sürgün ve kök

gelişimini teşvik ettiği, verimi, abiyotik stres koşullarına dayanıklılığı arttırdığı, besin alınımı ve kullanımını teşvik ettiği, fotosentezi arttırdığı bilinmektedir (Inbar vd., 1994; Yedidia vd., 2001; Harman vd., 2004; Harman, 2006). Özellikle, toprak kaynaklı hastalıkların biyolojik mücadelesinde kullanılan en yaygın funguslardan birisi (Agrios, 2001) olan *Trichoderma* spp. birçok olayda katkısı olmasının yanında, tuzluluğa karşı dirençte de etkili olduğu kaydedilmiştir (Mastouri vd., 2010; Rawat vd., 2011; Rawat vd., 2013). Buğday bitkisiyle yapılan bir çalışmada da bazı *Trichoderma harzianum* izolatlarının tuzluluk stresi sırasında çimlenme yüzdesini, köklenmeyi, sürgün uzunluklarını, klorofil içeriğini, membran stabilitesini tüm tuz konsantrasyonlarında kontrole göre artırdığı belirlenmiştir (Rawat, 2011). Altomare vd. (1999), tarafından yapılan bir çalışmada ise, bitki gelişimini teşvik eden ve biyokontrol etmeni olan *T. harzianum* Rifaii 1295-22 (T22)'nin in vitro olarak bazı mikro besinleri ve fosfatı çözübilirliği araştırılmış, bu izolatın MnO₂, metalik çinko ve kalsiyum fosfatı çözebildiği ortaya konmuştur. Ayrıca *T. harzianum* T22 suşunun stressiz koşullar altında fide performansı üzerinde az bir etkisinin olduğu, ancak osmotik, tuz ve sıcaklık stresi gibi koşullarda tohum çimlenmesini artırdığı, söz konusu stres koşulları altında reaktif oksijen türlerinin birikiminden kaynaklanan hasarları azalttığı kaydedilmiştir (Mastouri vd., 2010). Bitkiler üzerinde olumlu etkileri belirlenen *T. harzianum* suşlarının bazıları ticari mikrobiyal gübre bileşimine katılmaktadır (Emrebaş, 2010).

Bu çalışmada Rize'deki çay bahçelerinden izole edilmiş olan bazı yeni *Trichoderma* spp. suşlarının mısır bitkisindeki tuzluluk stresine etkisi araştırılmıştır. Bu amaçla bazı *Trichoderma* spp. suşlarıyla muamele edilmiş ve edilmemiş olan tuz stresli bitkilerde, stres çalışmalarında ölçülen parametreler olan büyüme, klorofil, karotenoid, lipid peroksidasyonu, çözünebilir protein ve prolin miktarlarındaki değişimlerin yanı sıra çeşitli antioksidan enzim (süperoksit dismutaz, guaiakol peroksidaz, katalaz, glutatyon redüktaz) aktiviteleri de belirlenmiştir. Ayrıca klorofil floresans parametrelerindeki değişimler ölçülerek bitkilerin fotosentez verimlilikleri tespit edilmiştir. Kullanılan *Trichoderma* spp. suşlarının bu parametrelere etkisi değerlendirilerek bitkilerin tuzluluk stresine toleranslarına katkısı olup olmadığı belirlenmiş ve söz konusu suş veya suşların biyolojik gübre olarak kullanılabilmesi çalışmalarına altyapı oluşturacaktır. Böylece birim alandan daha fazla ürün elde edilmek amacıyla bitkilere uygulanan çeşitli kimyasalların yerine bitkinin yetiştiği toprağın

mikroflorasında bulunan fungusun kullanılması planlanmış ve suni gübrelerin kullanılması sonucu ortaya çıkabilecek toprak yapısı bozulmaları, toprak mikroorganizmalarının faaliyetlerinin azalması ve biyolojik dengenin bozulması gibi problemlerin önüne geçilebileceği düşünülmüştür. Ayrıca, bitkilerin yetiştiği ortamı olumsuz koşullarda değiştirme imkanı olmadığı için, strese karşı toleransını artırıcı etkisi olan ve bu çalışma neticesinde belirlenen *Trichoderma* spp. suş veya suşlarının toprağa uygulanması sonucu bitkilerde tuzluluk gibi streslerden kaynaklanan verim kayıpları azaltılacağı için, çalışma sonuçlarının üreticiye katkısı olacaktır.

1.2. Tuz Stresi

Bitkiler yaşamları boyunca, gelişimlerini kısıtlayıcı çeşitli olumsuz koşullara maruz kalmaktadır. Bitkilerde büyüme, gelişme ve metabolizmayı olumsuz yönde etkileyen bu durumlara stres adı verilmektedir (Gürel ve Avcıoğlu, 2001). Stres; önemli fizyolojik ve metabolik değişimlere yol açarak bitkilerde büyüme ve gelişmeyi olumsuz şekilde etkilerken, üründe nitelik ve nicelik kaybına (ürün kalitesinin ve miktarının azalmasına), bitkinin veya organların ölümüne yol açabilmektedir. Stres faktörleri, bitkiler üzerine etkilerini çoğunlukla, eş zamanlı ve kombine şekilde göstermektedirler (Kalefetoğlu ve Ekmekçi, 2005). Stres faktörleri, orijinlerine göre abiyotik ve biyotik stres faktörleri olmak üzere iki grupta incelenebilmektedir. Biyotik stres faktörleri; virüs, bakteri ve fungusları içeren patojenler, böcekler ve herbivorlardır. Abiyotik stres faktörleri ise; soğuk, sıcak, kuraklık, tuzluluk, su fazlalığı, radyasyon, çeşitli kimyasallar, oksidatif stres, rüzgar ve toprakta besin yetersizliği gibi çevresel faktörlerdir (Mahajan ve Tuteja, 2005; Yılmaz vd., 2011).

Abiyotik stres faktörlerinden biri olan tuzluluk, tarımsal üretimin yapıldığı alanlarda, toprağın verimliliğini olumsuz yönde etkileyerek bitki büyümesi, verimi ve kalitesini sınırlandıran en önemli sorunların başında gelmektedir (Zehtab-Salmasi, 2008). Toprak tuzluluğu, toprağın saturasyon ekstraktının elektrik iletkenliği ile (EC: Electrical conductivity) ifade edilir. Toprağın tuz yoğunluğu ne kadar fazla ise elektrik iletkenliği o kadar yüksektir ve ozmotik potansiyeli de o derece düşüktür. Tuzlu toprakların saturasyon ekstraktının elektrik iletkenliği 4 dS/m'den daha yüksektir (Akman vd., 2001; Hirt ve Shinozaki, 2004). Bazı araştırmacılara göre ise çözeltilisinde

% 0,5'ten daha fazla NaCl içeren toprak tuzlu topraktır (Öztürk ve Seçmen, 1991). Kültür bitkilerinin yetiştirildiği topraklarda toplam sodyum (Na^+) miktarı % 0,27 ile % 2,58 arasında değişmektedir. Yağışlı yöre toprakları ise; yağmur sularıyla yıkanma nedeniyle çok az Na^+ içerirken, kurak ve yarı kurak bölgelerde ise topraktaki Na^+ miktarı nispeten daha fazladır. Genellikle toprakta tuz, NaCl, NaNO_3 , boraks ve diorit gibi çözünebilir Na^+ bileşikleri halinde bulunur. Toplam klorür (Cl) ise; toprakta genellikle 50 ile 500 ppm arasında değişim göstermekte olup, bitkiye diğer elementlere nazaran daha fazla miktarda gerekli olan bir mikro elementtir (Munns ve Termaat, 1986).

Tuzluluğun artışına bağlı olarak, önümüzdeki 25 yıl içerisinde tarım alanlarının % 30'unun, 21. yüzyılın ortalarında ise; % 50'sinin tahrip olabileceği bildirilmektedir (Munns, 2002; Bonilla vd., 2004; Ahmadi vd., 2009). Debauba vd. (2006), iklimsel değişikliklerin beraberinde getirdiği kalitesiz ve kontrolsüz su kullanımı nedeniyle, 1,5 milyar hektar (ha) tarım alanının yaklaşık olarak % 5'inin (77 milyon ha) tuzluluktan etkilendiğini ayrıca bu alanların dünya yiyecek ihtiyacının üçte birini karşıladığını belirtmektedirler. Ülkemiz ise; 1,5 milyon ha alan tuzluluk problemi ile savaşmaktadır. Bu alanların % 60'ı tuzlu, % 19,6'sı orta derecede tuzlu, % 0,4'ü orta derecede alkali, % 12'si hafif tuzlu-alkali, % 8'i ise orta derecede tuzlu-alkali olarak sınıflandırılmaktadır (URL-1, 2008).

Tuzluluğun zararlı etkisini azaltmak, tuz birikimi nedeniyle ortaya çıkan verim kaybını geri çevirmek ve yeniden canlandırılmış topraklar elde etmek için bazı uygulamalar yapılabilir. Bu uygulamalar esas olarak; çok miktarda kaliteli su, enerji ve dikkatli bir toprak yönetimi gibi bileşenlerden oluşmaktadır. Tuzlulukta en fazla zararlı etkiyi oluşturan ve doğada yaygın olarak bulunan Na^+ ve Cl iyonlarının toprakta yüksek düzeylerde bulunduğu anlaşılmaktadır (Munns ve Termaat, 1986). Bu durumda, bol temiz su kullanılarak sodyum klorürün bitki kök bölgesinden yıkanması başvurulacak ilk yöntemdir. Tam bir yıkamanın gerçekleştirilebilmesi için yıkama suyunun miktarı ve kalitesi, toprağın yapısı, tuzun türü ve konsantrasyonu, toprak geçirgenliği, drenaj sisteminin etkinliği önemlidir. Bunun için; sulama ve drenaj maliyetinin dikkate alınması da gereklidir. Öngörülen iyileştirme planlarına karşın, tuzluluk probleminin daha çok kurak ve yarı kurak alanlarda görülmesi, suyla yıkama şeklindeki bir çözümün

pratik olmayacağını açıkça ortaya koymaktadır. Tuzun su ile toprak profilinden yıkanması, organik olmayan gübrelemeden kaçınılması, yüksek dolgu maddesi ve klor gibi toprak tuzunu artırıcı elementleri içeren gübreler kullanılmaması, seralarda topraksız yetiştiricilik yapılması veya belli zaman aralıkları ile toprağın üst katmanının değiştirilmesi gibi işlemler, topraklardaki tuz düzeyini kontrol altına almak veya bunun zararlarından kaçınmak için uygulanabilecek bazı yöntemler arasında yer alsa da; bu işlemler zaman alıcı ve çoğunlukla da pahalı olmaktadır. Ayrıca iyileştirilen alanlarda uygun sulama yöntemlerinin kullanılmadığı durumlarda yeniden tuzlu topraklar oluşabilmektedir (Aktaş, 2002). Tuzlu koşullar altında normal bir gelişme ve büyüme göstererek, ekonomik bir ürün oluşturabilen, tuzluluğa dayanıklı bitki genotiplerinin seçilmesi, üreticilere bu genotiplerin önerilmesi ile ıslah yoluyla yeni genotiplerin geliştirilmesi ya da stresle etkilenmiş topraklarda biyolojik olarak aktif biçimde bitki büyüme ve gelişimini uyaracak organik biyokontrol ajanları kullanılması kalıcı ve tamamlayıcı çözüm yolları olacaktır (Epstein vd., 1980; Foolve, 1996).

1.2.1. Tuz Stresine Bağlı Diğer Stresler

Tuz stresi bitkilerde osmotik, iyonik ve oksidatif stres oluşumu sonucunda büyüme ve gelişmeyi olumsuz etkilemektedir.

1.2.1.1. Osmotik ve İyonik Stres

Osmotik ve iyonik stres tuz stresinin temel bileşenleri olarak tanımlanmıştır (Azevedo Neto vd., 2006). Osmotik stres, bitkilerde kökün çevresindeki tuz konsantrasyonunun artışıyla oluşmaktadır. Topraktaki tuz miktarının artışı osmotik basıncı artırdığı ve su potansiyelini düşürdüğü için köklerin topraktan su alımını engelleyerek bir çeşit kuraklık stresine sebep olduğu bildirilmektedir. Dolayısıyla bu çeşit tuz stresi gerek belirtileri gerekse sonuçları itibariyle “fizyolojik kuraklık” olarak adlandırılır.

Özellikle Na^+ bitkiye fazla alındığında, buna bağlı Cl^- ve SO_4^{-2} anyonlarının artmasını sağlayarak protoplazmada iyon dengesinin (K^+ , $\text{Ca}^{+2}/\text{Na}^+$) bozulmasına neden olur. Bu şekilde halofit olmayan bitkilerde toksik etkiler oluşur. Sonuçta mitoz bölünme

engellenir ve enzim aktiviteleri azalırken, protein sentezi geriler, zar geçirgenliği azalır ve diğer önemli hücresel yapılar da zarar görür. İyonik denge bozulduğunda tuzu oluşturan iyonlarla bitki için gerekli besin elementleri arasında rekabet oluşur ve bitkiler kendileri için gerekli olan besin elementlerini yeterli miktarda alamazlar (Kaçar vd., 2006). Dolayısıyla mineral alımında dengesizlik gibi sonuçlar doğar. Bu etkiler bitki gelişimi ve büyümesini önemli derecede sınırlandırır (Kocaçalışkan, 2003). Normalde yüksek bitkilerin sitosolü 100-200 mM K⁺ ve 1-10 mM Na⁺ içermektedir ve bu şartlarda metabolik faaliyetler devam etmektedir (Yılmaz vd., 2011).

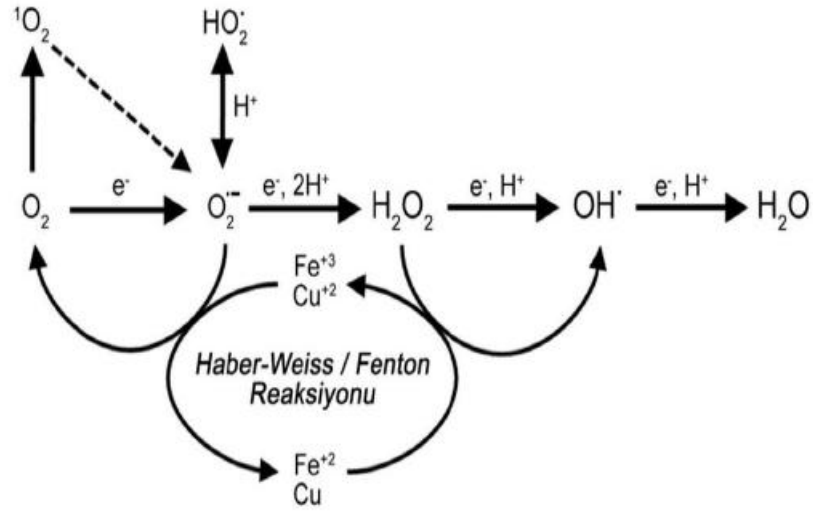
1.2.1.2. Oksidatif Stres

Bitkilerde reaktif oksijen türlerinin (ROT) normal şartlarda üretimi ve yıkımı dengede seyretmektedir. Ancak çevresel stresler altında reaktif oksijen türlerinin üretimi ve antioksidan sistemin baskılama aktivitesi arasındaki denge bozulmaktadır (Harinasut vd., 2003). Tuz stresi mitokondri ve kloroplastlardaki oksijene elektronların kaçışını artırma yoluyla reaktif oksijen türlerinin miktarını artırır (Ahmad vd., 2008). Ayrıca tuz stresi stomaların kapanmasına yol açmaktadır. Stomaların kapanması bitki hücrelerindeki CO₂/O₂ oranını düşürür ve yüksek miktardaki oksijen, reaktif oksijen türlerinin oluşmasına neden olur (Frery vd., 2010). Tuz stresi, süperoksit, hidrojen peroksit ve hidroksil radikali gibi reaktif oksijen türlerinin oluşmasıyla oksidatif hasara neden olmaktadır (Smirnoff, 1993; Türkan ve Demiral, 2009). Genellikle stres altında üretilen ROT'ların lipid peroksidasyonu, enzim inaktivasyonu, proteinlerde çapraz bağlanmalar, fotosentezde azalma ve DNA'da mutasyonlara sebep olan zararlı faktörler olduğu kabul edilir (Alscher vd., 2006)

1.2.1.2.1. Reaktif Oksijen Türleri

Bitkiler ve tüm aerobik canlılar için atmosferik oksijen (O₂) düzeyi oldukça önemlidir. O₂ normal koşullar altında bitki büyümesi ve gelişmesi için gerekli iken, konsantrasyonu gereğinden fazla arttığı zaman, ölüm ile sonuçlanabilecek hücresel hasarlar oluşmasına neden olabilir. Bunun nedeni, moleküler O₂'nin hücrede sürekli indirgenerek çeşitli reaktif oksijen türlerini oluşturmasıdır (Şekil 1).

Hücresel metabolizmalarda ROT'lar sürekli üretilmektedir ve bitki hücreleri normal koşullar altında bu ROT'ların miktarını antioksidanlar ve çeşitli korunma sistemleri ile düşük düzeyde tutmaktadır. Ancak, yüksek veya düşük sıcaklık, kuraklık, tuzluluk, UV, ozon ve SO₂ kaynaklı hava kirliliği, herbisitler, besin eksikliği veya patojen enfeksiyonları gibi çeşitli çevresel stres faktörlerinin etkisi altında antioksidan sistemlerin aktiviteleri azalır. Bu çevresel koşullar ROT'ların sentezlenmesini tetikler ve bu moleküllerin birikimine neden olur (Breusegem vd., 2001; Mittler, 2002; Jaspers ve Kangasjärvi, 2010).



Şekil 1. Moleküler oksijenden (O₂) reaktif oksijen türlerinin oluşumu ve Haber-Weiss ve Fenton reaksiyonu (Vranova, 2002).

Reaktif oksijen türleri [singlet oksijen (¹O₂), süperoksit molekülü (O₂^{•-}), hidrojen peroksit (H₂O₂) ve hidroksil radikali (OH[•]), perhidroksil radikali (HO₂[•])]; moleküler O₂'nin H₂O oluşturmak için enerji veya elektron transferinin gerçekleştirdiği indirgenme reaksiyonlarının ara ürünleridir (Breusegem vd., 2001; Apel ve Hirt, 2004). Stres koşulları altında konsantrasyonlarında artış meydana gelen ROT'lar; zardaki lipidlerin peroksidasyonuna, protein oksidasyonuna, enzimlerin inhibisyonuna, klorofil parçalanmasına, DNA ile RNA'da hasarlara ve hücre ölümlerine neden olurlar (Mittler, 2002; Ekmekçi ve Terzioğlu, 2005). Ayrıca ROT'lar; bitki gelişiminde önemli rol oynayan hormonal sinyal üretiminde, hücre duvarı polimer yapısının değişiminde, bitkinin çevreyi algılamasıyla ilişkili mekanizmalarda, gen ekspresyonlarında, metabolik ve fizyolojik düzenlemelerde kritik fonksiyonlara sahip olması nedeniyle

“oksidatif sinyal molekülü” olarak da görev alırlar (Foyer ve Noctor, 2005; Swanson ve Gilroy, 2010).

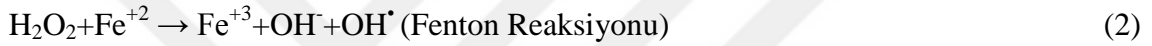
ROT'lar bitki hücrelerinin bir çok bölümünde, farklı yollarla sentezlenir. Kloroplastlar, ROT'ların en önemli kaynağını oluşturur ve bunlar, pigmentlerin yüksek enerjili eksitasyonu ve elektron akışı esnasında moleküler O₂'nin indirgenmesi sonucu sentezlenir (Galvez-Valdevieso ve Mullineaux, 2010). ROT'ların miktarındaki artışın CO₂ fiksasyonunun sınırlandırılmasına bağlı olarak gerçekleştiği ifade edilmektedir (Mittler vd., 2004). Mitokondride de elektron taşıma sisteminde yer alan kompleksler tarafından ROT'ların sentezi gerçekleştirilir ve sentezlenme düzeyi dışsal uyarımlara bağlı olarak artar (Blokhina ve Fagerstedt, 2010). Peroksizom ise ROT'ların sentezlendiği diğer bir organel olup burada pürin nükleotidlerinin yıkımında görev alan ksantin oksidaz, fotosolunumda glikolat oksidaz ve yağ asidi oksidasyon enzimleri gibi çeşitli enzimler tarafından sentezlenir. Ayrıca ROT'ların sentezi; apoplastta amin oksidaz ile okzalat oksidaz enzimleri tarafından, hücre duvarında ise hücre duvarına bağlı peroksidazlar ve NADPH oksidazlar tarafından gerçekleştirilir (Mittler, 2002; Desikan vd., 2005).

Moleküler O₂, normal koşullar altında ortamdan aldığı dört elektron ile H₂O'ya indirgenir. Ancak, eğer O₂ bulunduğu ortamdan sadece bir elektron alırsa süperoksit molekülüne (O₂^{•-}) indirgenir (Şekil 1). O₂^{•-} dış yörüngesinde bulunan paylaşılmamış bir elektrona sahip olması nedeniyle kararsız bir moleküldür. Triptofan, histidin ve methiyonin gibi amino asitlerin oksidasyonu ile hücre zarının zayıflamasına neden olacak lipid peroksidasyonu O₂^{•-} tarafından katalizlenir. O₂^{•-} stabil bir molekül olmadığı için ya kendiliğinden ya da süperoksit dismutaz (SOD) enzimi tarafından H₂O₂'ye indirgenir. H₂O₂'nin biyolojik toksisitesi -SH (tiyol) gruplarını okside etmesinden kaynaklanır. H₂O₂'nin ortamdan uzaklaştırılması Katalaz (KAT), Askorbat Peroksidaz (APX), Glutasyon Redüktaz (GR), Peroksiredoksin (PrX) ve Tip-III peroksidaz enzimleri tarafından gerçekleştirilir. Diğer ROT'lara göre daha kararlı olan H₂O₂ (Blokhina ve Fagerstedt, 2010) yüksek konsantrasyonlarda olduğu zaman toksik bir molekül olarak, düşük konsantrasyonlarda olduğunda ise sinyal molekülü olarak da görev alır (Neill vd., 2002; Fedina vd., 2009). Ayrıca, H₂O₂ yüklü bir molekül olmadığı için sıvı ve lipid çevrelerden difüze olabilme özelliğine sahiptir (Blokhina ve

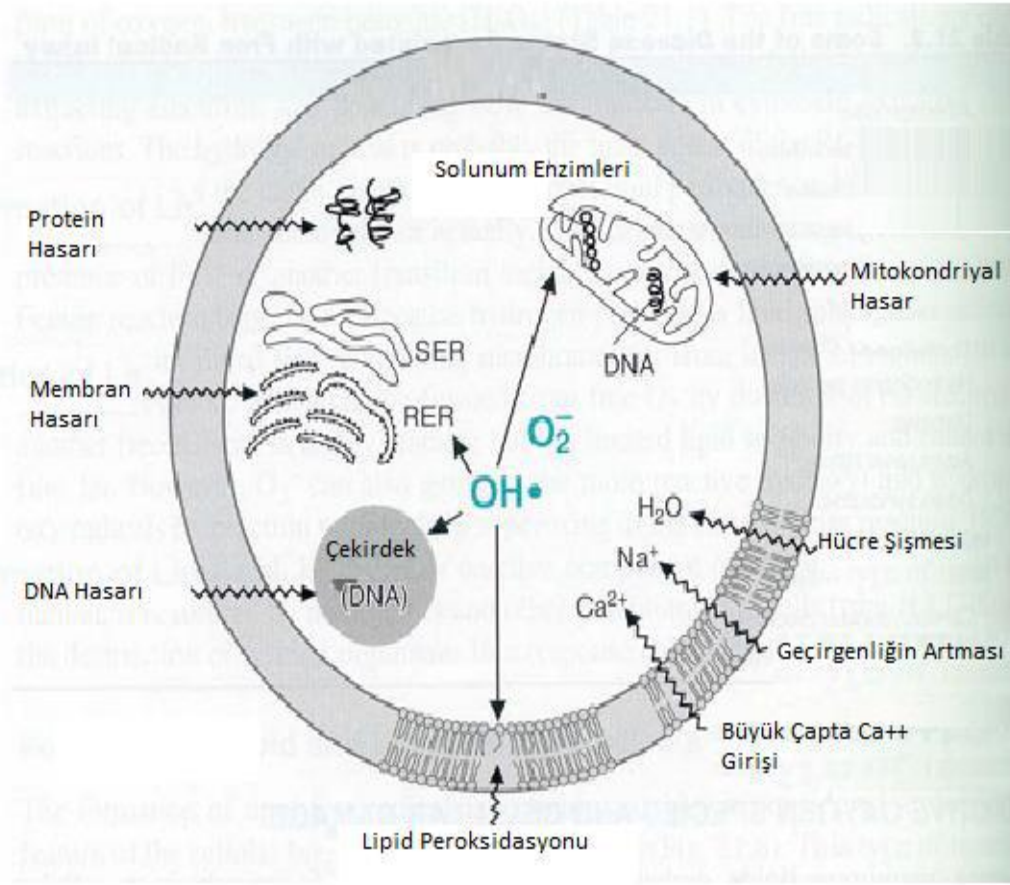
Fagerstedt, 2010). Bu özelliği sayesinde hücreler arasındaki önemli mesafeleri difüzyon ile geçerek hücreler arası iletişimde sinyal molekülü olarak görev alabilir. Süperoksit molekülü ise yükünden dolayı zarları geçebilecek özelliğe sahip olmamasına rağmen yükseltgenerek yüksüz perhidroksil radikalini (HO_2^\bullet) oluşturabilir (Breusegem vd., 2001; Desikan vd., 2004; Dietz vd., 2006).

Aktif metaller varlığında H_2O_2 , süperoksit molekülü ile birlikte Fenton ve Haber-Weiss reaksiyonuyla hidroksil radikaline dönüştürülür (Breusegem vd., 2001).

Fenton ve Haber-Weiss reaksiyonu:



Hücreler arası reaksiyonlar sonucu geçiş metal iyonlarının (Fe^{+2} , Cu^{+2}) serbest bırakılması hidroksil radikalini oluşumunu tetikler. Hidroksil radikalini diğer ROT'lara göre daha reaktif olup (Jamei vd., 2009) DNA, karbohidratlar, lipidler ve proteinlerle etkileşime girerek bu makromoleküllerde oksidatif hasara neden olurlar (Şekil 2) (Blokina ve Fagerstedt, 2010). Reaktif oksijen türleri arasında en fazla hasar oluşturan hidroksil radikalini olduğu için hücreler katalitik metalleri etkin bir biçimde metaloşaperonlara dönüştürerek hidroksil radikalini oluşumundan sakınırlar (Jasper ve Kangasjärvi, 2010).



Şekil 2. Hidroksil radikalının hücreye etkileri (URL-2, 2008).

1.2.2. Tuz Stresinin Bitkiler Üzerine Etkileri

Bitkilerin tuz stresine cevabı, bitkinin gelişme dönemine, ortamdaki tuz konsantrasyonuna, tuza maruz kalma süresi ve şiddetine, ışık, sıcaklık ve toprak tekstürü gibi ortam koşulları ile farklı bitki türlerine ve tür içerisindeki genotiplere bağlı olarak değişebilmektedir (Greenway ve Munns, 1980; Marschner, 1995). Doğada bitkiler tuzlu ortamlara göstermiş oldukları tolerans bakımından iki grupta toplanmaktadır. Yüksek tuz yoğunluklarından etkilenen ve zarar gören bitkiler olan glikofitler $100-200 \text{ mmol}^{-1} \text{ NaCl}$ 'ye kadar yaşamlarını devam ettirebilirken, yüksek tuz şartlarına adapte olmuş ve bu şartlarda doğal olarak yaşamlarını sürdürebilen halofitler (*Atriplex vesicaria* Benth., *Suaeda maritima* (L.) Dumort. vs.) ise $300 \text{ mmol}^{-1} \text{ NaCl}$ 'den daha yüksek konsantrasyondaki tuzlulukta yaşayabilmektedirler (URL-3, 2007). Yüksek bitkilerin hemen hemen tamamı ve hatta tarım için önemli olan çoğu bitki glikofit bitkiler kapsamında yer almaktadır ve yüksek tuz konsantrasyonlarında

yaşayamamaktadır (Torun, 2012). Mısır, soğan, turunçgiller (özellikle limon), marul, fasulye, ceviz, fındık, kayın ve zambak tuza çok duyarlı bitkilerdir (Yılmaz vd., 2011).

Tuz stresi durumunda bitkinin boyu, sürgün ağırlığı, yaprak sayısı, gövde ve kök uzunluğunda ve vasküler doku farklılaşmasında azalma; yapraklarda küçülme ve yaprak yüzeyinde bulunan mumsu tabaka ile kutikula tabakasında incelmeye meydana gelir. Ayrıca, erken dönemde kökte lignifikasyon oluşumu da gözlenir (Mohammad vd., 1998; Reddy ve Evanger, 1999). Tuz stresi hücre genişlemesi ve hücre döngüsünü baskılaması sonucunda primer kök sisteminin büyümesini engeller (West vd., 2004; Wang vd., 2009). Kök tüyleri ise artan tuz konsantrasyonuna bağlı olarak aktivitelerini kaybeder ve kaybolurlar (Ali vd., 1999). Kök sistemi tuz stresine doğrudan maruz kalmasına rağmen, yaprak büyümesi tuz stresine karşı kök büyümesinden daha duyarlıdır (Munns ve Tester, 2008). Tuz stresi bitkinin bütün gelişim evrelerini etkilemesine rağmen, en çok etkilenen evre tohum üretim safhası, dolayısıyla da tohum verimidir (Khatun ve Flowers, 1995).

Ayrıca tuzluluk, bitkilerde reproduktif evrede üretken çiçek ile canlı polen sayısında azalmalara ve çiçeklenme zamanında değişimlere de neden olur (Khatun ve Flowers, 1995; Munns, 2002b).

1.2.2.1. Tuz Stresinin Hücresel Düzeydeki Etkileri

Hücre duvarı, bitki hücrelerinde hücrenin en dışında bulunan, polisakkaritler gibi polimerlerden oluşan, hücrenin hacmini düzenlemek ve şeklini belirlemek gibi temel işlevlere sahip destek örtüsüdür. Tuz stresi koşullarında apoplastta yüksek konsantrasyonda Na^+ birikir. Biriken Na^+ , hücre duvarı yapısında bulunan pektin gibi yapısal elemanların iyonik bağlantılarını bozarak veya apoplastik enzimleri olumsuz yönde etkileyerek hücre duvarının temel işlevlerini yerine getirmesini engelleyebilir (Rengel, 1992).

Tuz stresinin bir diğer zararlı etkisi ise hücre zarı üzerinedir. Hücre zarı, çift fosfolipid tabakası ile bu tabakanın içinde gömülü proteinlerden oluşan seçici geçirgen bir zardır. Tuz stresi zarın yapısındaki lipid kompozisyonunun değişimini tetikleyerek

zar hasarlarının oluşumuna neden olur (Huang, 2006) ve bu durum zarın akışkanlığını, geçirgenliğini ve zar proteinlerinin aktivitesini etkiler (Wu vd., 1998). Ayrıca tuz stresi; lipidlerin parçalanma ve modifikasyonunda görev alan lipoksigenaz enzim aktivitesinin artmasını da sağlamaktadır. Bu artış hücre zarında yer alan fosfolipidlerin miktarının azalmasını tetiklemektedir (Huang, 2006).

Yüksek miktarda NaCl alınımı hücrede, Na⁺ ve Cl⁻ düzeyinin artmasına, Ca⁺², K⁺ ve Mg⁺² konsantrasyonlarının ise azalmasına sebep olur (Parida ve Das, 2005). Na⁺, hücre zarındaki Ca⁺² ile yer değiştirerek zarın apoplast kısmında Na⁺/Ca⁺² iyon oranının artmasını sağlar. Bu durumda, zarın fizyolojik ve fonksiyonel yapısı bozulur ve hücrenin Ca⁺² dengesi etkilenir (Yokoi vd., 2002). Ayrıca; hücreye giren Na⁺, anyon kanalları vasıtasıyla hücre dışındaki Cl⁻'nin pasif olarak hücreye girişini kolaylaştırır (Niu vd., 1995; Tuteja, 2007). Bu durum hücre için toksiktir. Bitki hücrelerinde birçok sitozolik enzimin fonksiyonel olabilmesi belirli bir Na⁺/K⁺ dengesine bağlıdır (Mahajan vd., 2008). Tuz stresinin artmasıyla birlikte Na⁺/K⁺ dengesi de bozulur (Tester ve Davenport, 2003). Tüm bu iyonlar (Mg⁺², K⁺, Ca⁺²) bitki büyüme ve gelişimi için gerekli temel elementlerdendir ve osmotik dengenin korunmasında, enzim aktivitesinin düzenlenmesinde, protein sentezinde, negatif yüklü proteinlerin nötralizasyonunda ve stomaların hareketinde rol alır (Wu vd., 1996).

Ayrıca tuz stresi durumunda hücresel organellerin önemli düzeyde etkilendiği; mitokondride yapısal parçalanma, şişme, kristalarda azalma, vakuol oluşumunda artış ve elektron transportunun azaldığı kaydedilmiştir (Koyro, 2002). Çekirdek boyutunda değişimler, degradasyonlar ve bu degradasyonları takiben moleküler yıkımlar, endoplazmik retikulumda kısmi şişmeler ve vakuolizasyon; tonoplastta vesikülasyon ve parçalanma ile golgi aparatında hipertrofi (aşırı büyüme) gözlenmiştir (Katsuhara ve Kawasaki, 1996; Rahman vd., 2000).

1.2.2.2. Tuz Stresinin Fotosentez Üzerine Etkileri

Tuz stresinde en belirgin değişimlerin meydana geldiği organel, kloroplasttır (Koyro, 2002). NaCl'nin kloroplastta tetiklediği en önemli değişim, tilakoidlerin ve stromanın şişmesidir. Bu şişmenin nedeni kloroplastların tilakoidlerinde üretilen H₂O₂

ve hidroksil radikalidir (Hernveez vd., 1995; Miyake vd., 2006a). Yapılan bir çalışmada; Zhu (2001), tuzluluğun; stomaların kapanmasıyla transpirasyonun ve kloroplastlara net CO₂ difüzyonunun azalmasına yol açarak fotosentezin olumsuz şekilde etkilendiğini rapor etmiştir. Fotosentetik dokularda tuzluluğun artışı, bitişik grana membranlarında yığılmaya, tilakoidlerin büzülmesine ve klorofillerin parçalanmasına sebep olmaktadır (Ashraf, 2004). NaCl, çeltik bitkilerinde tilakoidlerin şişmesine, lipid damlacıkları ile polisakkarit tanelerinin birikimine ve grana dizilerinin bükülmesine neden olmaktadır (Rahman vd., 2000).

Tuz stresi, osmotik potansiyeli düşürerek, kullanılabilir su içeriğini azaltır. Bu durumda bitkilerde transpirasyon ile su kaybını önlemek için meydana gelen ilk tepki, stomaların kapanmasıdır. Stomaların kapanması, transpirasyonu engeller ve stoma iletkenliğinin azalmasına yol açar. Stoma iletkenliğinin azalması ile birlikte, kloroplastlara giren CO₂ miktarı sınırlanmış olur ve bununla beraber net CO₂ asimilasyon oranı ile Rubisco aktivitesi azalır (Munns ve Tester, 2008). Tuz stresinin kloroplast tilakoidlerinde yer alan proteinlerin ve hücredeki fotosentetik enzimlerin yapısında meydana gelen değişimlerle elektron taşınımını etkilemesinden dolayı fotosistem II (PSII) aktivitesi inhibe olur ve fotosentez sekteye uğrar, fotoinhibisyon meydana gelir (Rita ve Frederick, 2005). Fotoinhibisyon sonucu, PSII boyunca elektron taşınımını engellenir ve PSII'deki serbest oksijenlerden süperoksit radikali sentezlenebilir. Tuz stresi ile klorofilaz enziminin aktivasyonu sonucu klorofil, klorofilid ile fitole yıkılır. Ayrıca toplam karotenoid miktarları azalır (Çulha ve Çakırlar, 2011).

NaCl, stomaların kapanmasını tetikleemesinin yanında, kloroplast tilakoidlerinde yer alan proteinlerin yapısında da değişimlere neden olarak elektron transport aktivitesini etkilemektedir. Yapılan çalışmalar, artan Na⁺'un oksijen oluşturan kompleksin yapısında değişimler meydana getirmesi ve PSII'nin reaksiyon merkezinde yer alan D1 proteininin degradasyonuna neden olması sebebiyle, NaCl'ün tilakoid zarında asıl hedefinin PSII olduğunu göstermektedir (Ferroni vd., 2007). Tuz stresi, PSII gibi PSI'yi de etkilemektedir. Stomaların kapanmasına bağlı olarak CO₂ miktarı sınırlandırıldığında O₂, PSI tarafından da indirgenir Calvin döngüsündeki enzimlerin inaktivasyonu döngüye katılan NADPH'nin oksitlenememesine neden olur. PSI'deki ferrodoksin, ortamda indirgeyecek NADP⁺ bulamayınca elektronunu ferrodoksin NADP

redüktaz (FNR) yerine O_2 'e aktarır ve O_2 'e dönüştürülür. Buna Mehler reaksiyonu adı verilir (Asada, 1999; Apel ve Hirt, 2004). Ayrıca tuz stresi; kloroplast stromasında pH'nın azalmasına da sebep olabilir ve bu durum karbon reaksiyonlarında görev alan enzimlerin aktivitelerini olumsuz etkiler. Örneğin; Fruktoz-1,6-bisfosfat enziminin aktivitesi, çok küçük pH düşüşlerinde bile ciddi düzeyde azalır (Berkowitz, 1998).

1.2.2.3. Tuz Stresinin Klorofil Floresansı Üzerine Etkileri

Fotosentetik pigmentler (klorofil ve karotenoidler vs.) tilakoid zar üzerinde PS I ve PS II halinde kümelenmişlerdir. Burada yer alan klorofil molekülleri absorbe ettikleri ışık enerjisini, kısa dalga boyu absorbe eden pigmentten uzun dalga boyu absorbe eden pigmente doğru iletirler. Yani absorbe edilen ışık enerjisinin seviyesi gittikçe azalır. Böylece enerji bir pigmentten diğerine aktarılarak fotosistemin reaksiyon merkezine (P680 veya P700) iletilir. Fazla enerji ise ısı olarak dağıtılır ya da klorofil floresansı olarak adlandırılan kırmızı ışık olarak yansıtılır. Bu üç işlem eş zamanlı olarak meydana gelir. Bir tanesinin etkinliğindeki artış, diğer ikisinin verimliliğini azaltır. Bu sebeple klorofil floresansın verimliliğini ölçerek fotokimyasal etkinlik ve ısı dağılımı hakkında bilgi edinmek mümkündür (Maxwell ve Johnson, 2000).

Floresans azalmasına katkıda bulunan iki işlem vardır. Birincisi, PS2'den taşınan elektron oranının karbon metabolizmasını içeren enzimlerin ışık teşvikli aktivasyonu ve stoma açılması yüzünden artmasıdır. Bu olay fotokimyasal sönme (qP) olarak adlandırılır. İkincisi, enerjinin ısıya dönüşümündeki artıştır. Bu fotokimyasal olmayan sönme (NPQ) olarak adlandırılır. Fotosentetik yapılarda PS II'nin reaksiyon merkezi yeni elektron kabul edemeyecek yani redükte durumdayken ki bu durumda reaksiyon merkezi kapalı denilir, maksimum floresans ışığın sadece % 3'ü kadardır. Eğer reaksiyon merkezleri yeni elektron kabul edebilecek yani okside durumdayken ki bu durumda da reaksiyon merkezi açık denilir, floresans % 0,6 civarındadır. F_0 , reaksiyon merkezleri açıkken yani aktif durumdaki minimum floresansdır. Q_A tamamen indirgenmiş PSII'nin uyarılması sabit yük dağılımını sağlayamaz. Buradan maksimum floresans (F_m) elde edilir. Yani PSII merkezi indirgenmiş durumda olduğunda fotosistemlerdeki klorofillerden elektron alamayacağı için klorofiller enerjilerini floresansla dağıtma yoluna gidecekleri için maksimum floresans (F_m)

olacaktır. PS II merkezi okside olduğu zaman yani açıkken elektron alabileceği için klorofil fluoresansı minimum olacaktır (Fo). Fv, tüm fotokimyasal olmayan prosesler minimumda iken maksimum değişen fluoresansdır (Fm-Fo). Fv/Fm bütün PSII merkezleri açık durumdayken ki etkinliktir. Bu parametre PSII'nin maksimum etkinliğinin ölçüsüdür. Fv/Fm'nin karanlığa adapte olmuş ölçümleri alınarak PSII'nin potansiyel etkinliğini hesaplamak için kullanılabilir. QPSII veya YII fotokimyada kullanılan PSII tarafından absorbe edilen ışık oranının ölçüsüdür. Karanlık adaptasyonu sonucu ölçülen Fv/Fm'nin çoğu bitki için yaklaşık optimum değeri 0,79- 0,85 aralığındadır. Düşük değerler bitki stresini gösterir. Bir bitki ışığa maruz kaldığı zaman fotokimyasal olmayan sönme (NPQ) normal olarak Fv/Fm'yi düşürür (Maxwell ve Johnson, 2000). Fv/Fm oranındaki bu azalma Fo ve Fm değerlerindeki değişiklikler nedeniyle ortaya çıkmaktadır ve diğer fluoresans parametreleri de (qP, NPQ, ETO vs.) bu değişikliklerden etkilenmektedir (Çiçek ve Çakırlar, 2006). Çevresel faktörlere karşı bitkilerin tolerans derecelerinin ölçülmesinde bir indikatör olarak, PSII (Fv/Fm)'nin fotokimyasal etkinliğinin ölçülmesi kullanılabilir (Demiral ve Türkan, 2006). Tuz stresi etkisindeki *Thermopsis turcica* fidelerinin PSII'nin fotosentetik etkinliğinin iyi olarak korunduğu (Kara, 2013), yine tuz stresinin bazı arpa türlerinde PSII etkinliğini (Fv/Fm) değiştirmedeği belirlenmiştir (Seçkin vd., 2010). Bu sonuçlar iki arpa türü içinde yaprak fotokimyasının stres altında çok iyi korunduğunu göstermiştir. Benzer şekilde tuz stresi ile arpa (Chen vd., 2007), pamuk (Meloni vd., 2003) ve mısır çeşitlerinde (Shabala vd., 1998) PSII etkinliğinin tuz stresinden etkilenmediği rapor edilmiştir. Tuza duyarlı ve toleranslı iki pirinç kültüründe yapılan çalışmada tuz stresi durumunda duyarlı kültürdeki Fv/Fm oranının önemli ölçüde azaldığı dirençli kültürde ise ciddi bir azalmanın meydana gelmediği belirlenmiştir (Demiral ve Türkan, 2006). Tuz stresi uygulanan iki mısır kültüründe ise Fv/Fm, QPSII ve qP değerlerinin azaldığı NPQ değerinin ise arttığı kaydedilmiştir (Cha-um ve Kirdmanee, 2009).

1.2.3. Tuz Tolerans Mekanizmaları

Bitkiler tuz stresinin üstesinden gelmek için değişik moleküler ve biyokimyasal mekanizmalar geliştirmiştir. Bu mekanizmalar kökler tarafından iyon alınımının kontrolü ve iyonların yapraklara taşınması, hücresel ve tüm bitki düzeyinde iyonların belli bölgelerde tutulması, uyumlu bileşiklerin sentezi, fotosentetik yolda değişme,

membran yapısında değişme, antioksidan enzimlerin indüklenmesini ve bitki hormonlarının indüksiyonunu içerir (Bohnert, 1999; Parida ve Das, 2005).

1.2.3.1. Tuz İçeriğinin Regülasyonu

Tuzlu ortamlarda yetişen bitkiler yapılarındaki tuz miktarını çeşitli mekanizmalar ile düzenlerler. Bu mekanizmalar (Dajic, 2006);

a) Tuzun hücrelere alınmaması ile tuzdan sakınma: Tuzun hücrelere alınmaması, rizosferde yüksek tuz konsantrasyonu varlığında kökün belirli iyonlar için (Na^+ , Cl^-) düşük geçirgenliğe sahip olması ile gerçekleşir. Bu esnada yine de belirli bir miktar tuz hücrelere alınmaktadır (Lüttge, 2002). Kökte bu engelleme ultrafiltrasyon denilen (kaspari şeridi) filtre sistemi ile gerçekleştirilir (Botella vd., 2005). Bazı bitkiler, kökleri ile topraktan Na^+ almasına rağmen fazla tuzun kök, gövde ve yaprak ile iek saplarında tutulması sonucu meristemlere, gelişen yapraklara ve genç meyvelere ulaşan tuz miktarı azalır (Larcher, 1995). Na^+ miktarının kök tarafından düzenlenmesi kökte iletim hücrelerinde yer alan kontrol noktaları (transport proteinleri vb.) tarafından gerçekleştirilir (Botella vd., 2005).

b) Tuzun eliminasyon (eleme, atma) yoluyla uzaklaştırılması sonucu tuzdan sakınma: Bitkiler fazla tuzdan, özelleşmiş yapılar aracılığıyla tuzun uzaklaştırılması ve tuz içeren yaprak bölümlerinin dökülmesiyle kurtulurlar. Bu uzaklaştırma işlemi yaprak epidermisinde lokalize tuz salgı tüyleri (trikomdan kökenli) ve tuz bezleri (epidermis hücrelerinin modifikasyonu ile oluşmuş) tarafından gerçekleştirilir (Munns ve Tester, 2008). Tuz salgı bezleri tuzu dışa salgımlarken, tuz tüyleri fazla tuzu vakuollerinde biriktirir ve her iki durumda da tuz aktif dokulardan fizyolojik olarak uzaklaştırılır (Breckle, 2002).

c) Bitki dokularında sukkulentlik kazanma veya tuzun yeniden dağılımı ile yüksek tuz konsantrasyonunun seyreltilmesi: Sukkulentlik, yaprak dokusundaki fazla NaCl 'nin seyrelmesini sağlayan mekanizmadır (Glenn vd., 1999) ve hücre duvarının elastikiyetine bağlıdır. Sukkulent halofitik bitkilerde meydana gelen morfolojik ve anatomik değişiklikler; özellikle sünger ve su içeren depo parankimasını oluşturan

hücrelerin hacimlerinde ve yaprak kalınlığında artış ile stoma sayısında azalmaz (Dajic, 2006). Tuzun yeniden dağılımı ise transpirasyonun gerçekleştiği, aktif genç dokulardan Na^+ 'nın ve Cl^- 'nin tekrar floeme aktarılarak, yapraklardaki tuz miktarının seyreltilmesi ile gerçekleşir (Larcher, 1995). Floeme gönderilen iyonlar, yapraklardan köke (Botella vd., 2005), tuzun atılması için özelleşmiş yapılara veya fazla tuzu biriktiren yaşlı yapraklara gönderilerek zararsız hale getirilebilir.

1.2.3.2. İyon Homeostasisının Düzenlenmesi ve SOS Sinyal İletim Yolu

Bitkilerde tuz stresine maruz kalınması durumunda, K^+ ve Na^+ iyon dengesinin sağlanması oldukça önemlidir ve bu yüzden iyon taşınımının düzenlenmesi gerekmektedir. Tuzluluk ile beraberinde gelen Na^+ stresi bitkilerde kök hücreleri tarafından K^+ alımını engeller (Wang vd., 2003).

Hayvanların aksine, bitki hücrelerinde Na-ATPaz veya Na/K-ATPaz olmadığı için tüm iyon ve metabolitlerin taşınımı H-ATPazlar ve H-pyrofosfatazlar ile gerçekleştirilir. Stres koşulları altında bitkilerde birtakım düzenlemeler dahilinde H-ATPazlar ve H-pyrofosfatazlar aracılığı ile iyonların iletimine bağlı olarak homeostaz sağlanır (Hasegawa vd., 2000).

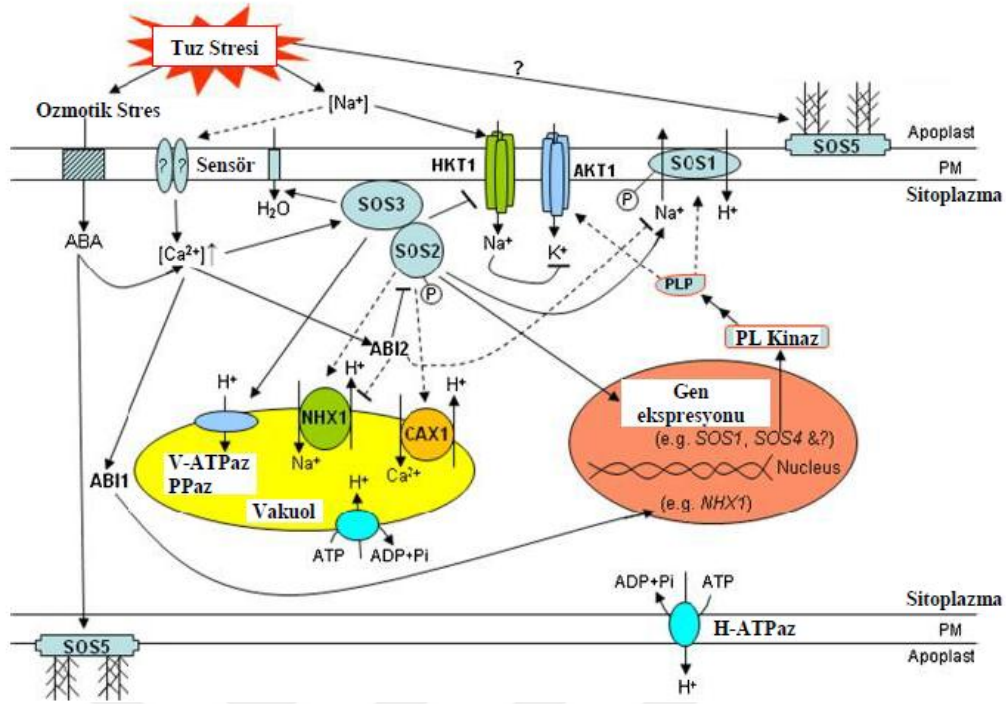
Bitkilerin dehidrasyona karşı olan temel cevap mekanizması su iletimi ve iyon dengesinin kontrolü ile su geçişinde rol oynayan hidrofilik transmembran kanallar olan aquaporinlerin ve iyon taşıma sistemlerinin aktivasyonunu/inaktivasyonunu kapsamaktadır (Zhu JK, 2000; Munns R, 2002).

Yüksek tuz konsantrasyonlarında Na^+ hücreye spesifik olmayan kanallarla girerek membran depolarizasyonuna neden olur. Membran polarizasyonundaki değişiklikler kalsiyum kanallarını aktive ederek tuz stres sinyallerini oluşturur (Sveers vd., 1999). Osmotik stresin neden olduğu turgor kaybı hücre hacminde değişime yol açar ve hücre duvarından plazma membranı içeri çekilir. Hücre duvarından membran içeri çekilmesi hücre duvarı ile temas halinde olan membrana bağlı reseptör kinazların, iyon kanallarının, iyon taşıyıcılarının biçimsel olarak değişime ya da birlikte kümelenmesine yol açar. Proteinlerdeki bu değişimler osmotik stresin algılanmasını sağlar. İyonların

geçiş ve osmotik stresle ortaya çıkan turgor değişiklikleri tuz stres sinyali için başlangıç görevi görür.

İyon kanalları, iyon taşıyıcıları, hücre içi ya da plazma membranı üzerindeki iyon bağlı proteinler iyonik stresin ilk algılayıcılarıdır (Hirt ve Shinozaki, 2004). Ya hücre içi depolardan ya da hücre dışından kalsiyum alınmasıyla meydana gelen sitozolik kalsiyum artışı kuraklık, soğuk ve tuz streslerinde ikinci mesajcı olarak işlev görmektedir. Bitki hücrelerindeki kalsiyum salınımı stres çeşidine, stresin gelişme derecesine, önceden strese maruz kalıp-kalmadığına ve doku çeşidine bağlı olarak değişir. Tuz stresinde kalsiyum salınımının çok kısa zamanda meydana gelmesi ve 1-10 dakika devam etmesi tuz sinyalinin oluşturulmasında başlangıç olaylarından biri olduğu düşünülmektedir (Hirt ve Shinozaki, 2004).

Tuz stresi ile oluşan kalsiyum sinyali kalsiyum bağlı protein kinazlar (CPDK) tarafından algılanır. Kalsiyum bağlı protein kinazlar kalsiyum sinyalini fosfoproteinlere aktarırlar. Protein fosforilasyonu enzimatik aktiviteyi etkileyen ve geç embriyogenez (LEA: late embryogenesis abundant) proteinlerini şifreleyen genlerin de aralarında bulunduğu genlerin ifadeleri değişerek sinyale karşı hücrel cevapların oluşması sağlanır. CPDK; osmotik ve iyonik stres süresince osmoregülasyonda çok önemli rol oynayan taşıyıcı proteinleri (aquaporinler, iyon kanalları, H⁺-ATPaz) düzenler (Xiong vd., 2002; Hirt ve Shinozaki, 2004; Mehlmer vd., 2010). Tuz stresinde iyonik sinyal bakımından SOS (Salt Overly Sensitive) genlerini temel alan bir sinyal yolunun bulunduğu kanıtlanmıştır (Şekil 3). SOS sinyal yolunun muhtemelen başlangıcı, Ca⁺² sinyalini tetikleyen hücre içi ya da hücre dışı Na⁺ fazlalığıdır. Bu yolda tuz stresi sonucu ortaya çıkan sitozolik Ca⁺² sinyali, Ca⁺² bağlayan SOS3 proteini tarafından algılanır. Ca⁺² bağlı SOS3 proteini bir serin/treonin kinaz olan SOS2 ile etkileşerek SOS2'yi aktive eder ve SOS3-SOS2 kompleksini oluşturur. Aktifleşen SOS2 kinaz daha sonra sodyumu sitozolden pompalayacak olan Na⁺/H⁺ taşıyıcısı SOS1'i fosforiller. SOS3-SOS2 kinaz kompleksi SOS1 ve diğer genlerin transkripsiyon seviyesini düzenler. Ayrıca SOS3-SOS2 kinaz kompleksi NHX1 aktive ederek sodyumun vakuolde tutulmasını sağlayabilir ve plazma membranında sodyum taşıyıcısı HKT1 aktivitesini inhibe ederek sodyumun hücre içerisine girmesini sınırlayabilir (Şekil 3), (Zhu, 2002; Hirt ve Shinozaki, 2004).



Şekil 3. İyon dengesinin SOS sinyal iletim yolu, tuz stresi ve kalsiyum düzeyleri tarafından düzenlenmesi (Türkan ve Demiral, 2009).

1.2.3.3. Düzenleyici Osmolitlerin Biyosentezi

Tuz stresine maruz kalan bitkiler, birbiri yerine geçebilen bileşenler olarak bilinen osmotik koruyucu bileşikler biriktirirler (Hussein vd., 2008). Osmolit olarak da adlandırılan bu bileşenlerin bir kısmını K^+ gibi temel iyonlar oluştursa da büyük bölümünü organik maddeler oluşturur (Parvaiz ve Satyawati, 2008). Bitki hücrelerini dehidrasyona karşı koruyan osmolitler, düşük molekül ağırlığına sahip, toksik olmayan, hücre metabolizmasına zarar vermeyen ve molar konsantrasyonlarda biriken nötral maddelerdir (Djilianov vd., 2005). Osmotik koruyucuların birikim miktarı, türe/çeşide özgü sınırlar içinde suyun girişini artırmak amacıyla (veya çıkışını azaltıp) dış ortamda artan osmotik basınçla orantılı olarak değişir (Parida ve Das, 2005). Osmotik koruyucular; osmolitler (şekerler, polioller, prolin gibi aminoasitler), ısı şoku proteinleri (Heatshock) ve LEA proteinleri (geç embriyogenez bolluk proteinleri) gibi farklı özel proteinlere dayanmaktadır. Koruyucu moleküllerden olan osmolitler stres tarafından oluşturulan ROT'ların temizlenmesinde görev yapan osmotik ayarlayıcı olarak rol oynarlar. Sitoplazmada suyun alıkonmasını sağlarlar ve sodyumun apoplast ve vakuollerde tutulmasını kolaylaştırarak hücre yapısını korumaktadırlar (Smirnov ve Cumbes, 1989).

Ozmolitler içerisinde en fazla çalışılan prolin, kullanılabilir azot birikimini düzenler, membran stabilitesini devam ettirir ve hücre membranının bozulmasını engellemektedir (Ashraf ve Haris, 2004). Prolin, tuz stresi altında diğer aminoasitlere göre daha fazla birikir (Ábrahám vd., 2003). Normal şartlarda sitozolde biriken prolin, sitoplazmanın osmotik ayarlamalarında görev alır (Parvaiz ve Satyawati, 2008).

1.2.3.4. Antioksidan Enzim Sistemlerinin Aktivitesi

Bitkilerin tuz stresine karşı dayanıklılığını arttırmak için, artan ROT'ların neden olduğu oksidatif hasarları azaltması gerekmektedir. Oksidatif hasarın azaltılması için toksik düzeye ulaşan ROT'ların engellenmesi gerekmektedir. Bu engelleme enzimatik ve enzimatik olmayan antioksidan sistem tarafından gerçekleştirilir (Bohnert vd., 1999). Enzimatik olmayan antioksidan sistem bileşenlerini; önemli redoks tepkimelerine tampon görevi yapan askorbat, glutatyon (GSH), α -tokoferoller, karotenoidler ve fenolik bileşikler oluşturur. Enzimatik savunma sistemini ise süperoksit dismutaz (SOD), askorbat peroksidaz (APX), katalaz (KAT), glutatyon redüktaz (GR), guaiakol peroksidaz (GPX), monodehidroksiaskorbat redüktaz (MDAR) ve dehidroksiaskorbat redüktaz (DHAR) enzimleri oluşturur (Mittler vd., 2004).

1.2.3.4.1. Süperoksit Dismutaz Enzimi

Süperoksit dismutaz (SOD, EC 1.15.1.1), süperoksit serbest radikalinin hidrojen peroksit ve oksijene dönüşümünü katalizleyen bir enzimdir (Fridovich, 1986; Elstner, 1987). Canlı organizmalar SOD ile süperoksiti uzaklaştırır ve Haber-Weiss reaksiyonuyla hidroksil radikalinin oluşum riskini azaltır. SOD, süperoksit anyonlarını uzaklaştırmasına rağmen toksik bir oksijen türevini ($O_2^{\cdot-}$) diğerine (H_2O_2) dönüştürür (Mehlhorn vd., 1996). Bu reaksiyon sonucu oluşan H_2O_2 , fotosentezin güçlü bir inhibitörüdür ve kloroplast fonksiyonu için risk oluşturur. Bu toksik ürün peroksidazlar tarafından temizlenebilir.



SOD bütün aerobik organizmalarda ve aktifleşmiş oksijen üreten bütün hücre alt yapılarında bulunduğu için oksidatif strese karşı savunmada merkezi bir rolünün olduğu düşünülmektedir (Bowler vd., 1992). SOD'un üç farklı izoenzimi vardır. Bunlar bakır/çinko (Cu/ZnSOD), mangan (MnSOD) ve demir (FeSOD) izoenzimleri olup KCN ve H₂O₂'ye duyarlılıklarına bağlı olarak belirlenirler ve hücre alt yapılarındaki dağılımları farklıdır. MnSOD her iki inhibitöre dirençli olup prokaryotik organizmalar ve ökaryotik hücrelerin mitokondrisinde, Cu/ZnSOD her iki inhibitöre duyarlı olup yüksek bitkilerin hem sitoplazma hem de kloroplastlarında (Scvealios, 1993), FeSOD ise, KCN'ye dirençli, H₂O₂'ye duyarlı olup, prokaryotik organizmalarda ve bazı bitki türlerinin kloroplastlarında bulunabilirler (Bowler vd., 1992).

1.2.3.4.2. Peroksidaz Enzimi

Peroksidazlar (POX; EC 1.11.1.17) birkaç maddeyi (askorbat, guaiakol vb.) elektron akseptörü olarak kullanıp peroksitleri indirgerler. Bitkilerde yaygın olarak bulunan ve hem grubu ihtiva eden oksidaz grubu enzimlerdir. Bitki peroksidazları enzime kararlılık sağlayan protein kısmına bağlı oligosakkarit zincirleri ile karakterize edilen glikoproteinlerdir (Hu ve Van Huystee, 1989).



Bu enzimin kloroplastlarda tilakoid membrana bağlı ve stromada bulunan formları vardır (Chen ve Asada, 1989; Miyake ve Asada, 1992). Yaygın şekilde çalışılan guaiakol peroksidazlar askorbat peroksidazlara benzerler (Nakano ve Asada, 1987). Guaiakol peroksidazlar, guaiakola olan yüksek spesifikliklerine rağmen başka birçok substratı elektron verici olarak kullanabilirler. Ayrıca askorbat peroksidazların aksine guaiakol peroksidazlar glikoproteinlerdir (Creissen vd., 1994).

Peroksidazların bol miktarda substrat çeşidi ve izoform varlığından dolayı belirli bir hücresel yapı veya dokuyla ilgili izoformlarını belirlemek çok zor olmuştur. H₂O₂ membranlardan geçebildiği için, hücrede bulunan bütün H₂O₂'yi temizleyen enzimlerin antioksidan savunma sisteminde önemli bir rol oynadığı düşünülür. Yüksek oranda reaktif olan hidroksil radikallerinin oluşumunu önlemek için süperoksit ve H₂O₂ nin temizlenmesi gereklidir.

1.2.3.4.3. Katalaz Enzimi

Katalaz (KAT, EC 1.11.1.6), tabiatta çok yaygın dağılım göstermektedir. Bu enzim, aerobik mikroorganizmaların hepsinde, omurgalılarda, omurgasızlarda, bitkilerde ve mantarlarda bulunmaktadır (Bergmeyer ve Grabl, 1983). Katalaz yüksek konsantrasyonlardaki H_2O_2 'nin iki elektronunu kullanarak su ve oksijene indirgenmesini katalizleyen tetramerik demir porfirin içeren yüksek molekül ağırlığına sahip bir enzimdir. Aynı zamanda katalaz, düşük H_2O_2 konsantrasyonlarında alkoller, askorbat ve fenol içeren indirgenmiş substratları kullanarak peroksidatif aktivite gösterebilir (Chaudiere ve Ferrari-Iliou, 1999). Katalazın görev aldığı genel bir reaksiyon aşağıda gösterilmiştir.



Katalaz kararlı bir enzim değildir. Yüksek ışık yoğunluğu ve stresli bitki hücrelerinde oluşan H_2O_2 'nin yüksek konsantrasyonlarıyla inhibe edilebilir (Feierabend vd., 1992; Streb vd., 1993). Siyanid, azid, süperoksit ve indirgenmiş glutatyon tarafından da katalaz aktivitesinin inhibe edildiği rapor edilmiştir (Fridovich, 1986). Ayrıca H_2O_2 'ye olan zayıf affinitesi bu enzimin etkinliğini kısıtlamaktadır (Foyer vd., 1994). Katalazın büyük bir kısmı, peroksizomlarda çok az miktarda da mitokondri matriksinde bulunur. Katalazın bitki dokusunda H_2O_2 'nin uzaklaştırılmasında önemli rol oynadığı düşünülmektedir (Patykowski ve Urbanek, 2003). Katalazın temel fonksiyonu, moleküler oksijen mevcudiyetinde H_2O_2 'in ve ROOH gibi bir peroksitin radikalliğini gidererek özellikle membranlarda oluşturabilecekleri geri dönüşümsüz hasarları engellemektir (Chaudiere ve Ferrari-Iliou, 1999).

1.2.3.4.4. Glutatyon Redüktaz Enzimi

Glutatyon redüktaz (GR; EC 1.6.4.2), elektron verici olarak NADPH'ı kullanarak yükseltgenmiş glutatyonun (GSSG) indirgenmesini (GSH) katalizleyen enzimdir (Creissen vd., 1994).



GR'nin hem prokaryotlarda hem de ökaryotlarda bulunduğu belirlenmiş olup (Creissen vd., 1994) ilk defa eritrositlerde ve mayalarda tespit edilmiştir (Meldrum ve Tarr, 1935). GR hem gymnospermler hem de angiospermlerin dahil olduğu birçok bitkide çalışılmıştır (Creissen vd., 1994). GSH'ın antioksidan özelliğinden dolayı, glutasyon redüktaz hücrenin antioksidan kapasitesinin devamlılığı için önemlidir (Meister, 1983; Creissen vd., 1994). GR, bitkilerin kuraklık, yüksek oksijen basıncı ve hava kirlenmeleri tarafından üretilen oksidatif stresin olumsuz etkilerinin düzeltilmesine ve strese karşı direnç sağlanmasına katkıda bulunur (Sairam vd., 1997). GR diğer enzimlerle birlikte H₂O₂'nin temizlenmesinde de görev alır. Hayvanlarda substrat olarak GSH'ı kullanan glutasyon peroksidazla birlikte GR, H₂O₂'nin temizlenmesine katılır (Schirmer vd., 1989). Glutasyon peroksidaz H₂O₂'yi temizlerken substrat olarak GSH'ı kullanır ve reaksiyon sonucu GSSG oluşur. Oluşan GSSG, GR enzimiyle tekrardan GSH'a indirgenir ve böylece glutasyon peroksidaz enziminin substratı yeniden oluşur. GR'nin benzer bir fonksiyonu bitkilerde mevcuttur. Oksitlenmiş askorbik asiti (dehidroaskorbat) tekrardan askorbik asite indirgeyen dehidroaskorbat redüktaz (DHAR) enzimi de GSH'ı kullanmakta ve reaksiyon sonucu GSSG oluşmaktadır. Ayrıca GR enzimi GSSG'yi GSH'a indirgerken, NADPH'ı kullanmakta ve böylece CO₂ fiksasyonu azaldığı zamanlarda, NADPH/NADP⁺ oranının ayarlanmasına yardımcı olmaktadır. Bu nedenle GR tarafından GSSG'nin GSH'a indirgenmesi, oksidan temizlenmesinde büyük bir adım olarak kabul edilmekte (Creissen vd., 1996) ve oksidatif strese karşı korunmada GR'nin önemli bir enzim olduğu düşünülmektedir (Aono vd., 1995). Nitekim, yapılan çeşitli çalışmalarda oksidatif stres durumunda bu enzim aktivitesinin arttığı kaydedilmiştir (Mehlhorn vd., 1987; Pastori ve Trippi, 1992; Edwards vd., 1994).

1.3. *Trichoderma* Cinsi ile İlgili Genel Özellikler

Mantar-bitki birlikteliklerinin stres hasarlarını hafifletici etkileri günümüzün popüler konularındandır. Mantar bitki birlikteliğine en iyi örneklerden biri *Trichoderma*'lardır. *Trichoderma* cinsi çok hızlı üreyen filamentli bir mantardır (Samuels, 1996).

Günümüzde ticari olarak satın alınabilen türleri de olan *Trichoderma*'lar toprakta yaygın olarak bulunan, bazı bitki patojeni funguslara karşı mikoparazitizm, antibiosis ve rekabetçilik özellikleri göstererek bitki fizyolojisi ve verimi üzerinde önemli ve iyileştirici etkinlikleri olan bir mikrofungus ailesidir (Garbeva vd., 2004). 1969 yılına kadar sınıflandırma bakımından çok zorluk çekilmiştir, gerçekçi bir sınıflandırma ilk kez Rifai tarafından türler bir araya getirilerek morfolojileri bakımından kıyaslanmıştır (Rifai, 1969). Chaverri ve Samuels (2002) ile Webster ve Weber (2007) yaptıkları çalışmaya göre *Trichoderma* spp. aşağıdaki gibi sınıflandırılmıştır.

Alem	:	<i>Fungi</i>
Şube	:	<i>Ascomycota</i>
Altşube	:	<i>Peizizomycotina</i>
Sınıf	:	<i>Sordariomycetes</i>
Takım	:	<i>Hypocreales</i>
Aile	:	<i>Hypocreaceae</i>
Cins	:	<i>Hypocrea</i> (Telemorf), <i>Trichoderma</i> (Anamorf)
Tür	:	<i>Hypocrea lixii</i> (<i>Trichoderma harzianum</i>)

Bütün dünyada farklı ekosistemlerde (tarım alanlarında, ormanlarda, tuzlu bataklıklarda, kırlarda veya farklı iklim zonlarında), nemli odunlarda, şapkaklı ve raf mantarı yetiştirilen odalarda yaygın olarak bulunmaktadır. *Trichoderma*'lar biyolojik mücadele ajanı ve mikrobiyal kaynaklı gübre olarak kullanımları önemli olan *Bacillus*, *Azotobacter* ve *Rhizobium* gibi cinsler arasında yer almakta olup birçok özelliklerinden dolayı ziraatte biyopestisit ve biyo-gübre yapımında kullanılmaktadırlar. Biyokontrol mikroorganizmalarında, biyokontrolü sağlayan bileşikleri kodlayan çok sayıda geni içerdiği ve biyokontrol ajanı olarak başarılı bir şekilde kullanılan *Trichoderma* suşlarının üreme ve uygun olmayan koşullarda canlı kalabilme, besinlerden yararlanabilme, rizosferde modifiye olabilme, bitki gelişme ve savunma mekanizmalarını güçlendirebilme yeteneklerinin oldukça iyi olduğu bildirilmektedir (Harman ve Kubicek, 1998).

Direkt temas halinde bitki büyüme ve verimini artırmada en yaygın kullanılan endofitik biyokontrol ajanlarıdır (Harman, 2000). Bu biyokontrol ajanlarının tohum ve fidelerde abiyotik stres kombinasyonlarını hafifletme kabiliyetine sahip olduğu ve topraktan besinleri çözebilmek suretiyle verim kayıplarını da azalttığı son on yıldır araştırılmaktadır (Kottb, 2015). Hormon benzeri çeşitli metabolitler üreterek bitkinin strese toleransını, güçlü enzim aktiviteleriyle toprak veya organik maddelerde besinlerin çözünürlüğünü artırarak bitki gelişmesini teşvik ederler. Bu biyokontrol ajanları; stres tolerans mekanizmalarını indükleyici bir savunucu eleman olarak rol almakta, ve abiyotik (kuraklık, tuzluluk, sıcaklık gibi) stres çeşitlerinden herhangi birine maruz kalmayan hasarsız tohum ve bitkiler üzerine ise hemen hemen hiçbir negatif etki oluşturmamaktadır (Navazio vd., 2007). Bitkilerin çimlenmesine, yeşillenmesine, fotosentez etkinliğinin artışına, CO₂ alınımına ve abiyotik stresin iyileşmesine pozitif yönde etki ederler. Ayrıca güçlü enzim sistemlerinden dolayı tekstil, gıda ve kağıt endüstrisi gibi diğer alanlarda da kullanımları yaygındır (Hermosa vd., 2011). *T. harzianum* abiyotik strese karşı bitkinin direncinde, stomaların açılıp kapanmasında önemli bir destek sağladığı ayrıca, bitkinin strese olan toleransının artmasını sağlayan proteinlerin kodladığı genlerin aşırı ekspresyonunu tetiklediği bildirilmektedir (Zhao vd., 2008). *Trichoderma spp.* suşlarının, bitki gelişimi esnasında kısmen kök sisteminde büyümeyi uyararak, ya da bitkinin su tutma kapasitesini veyahut da besin alınımını artırarak sürgün ve meyve veriminde artış ve abiyotik streslere tolerans sağladığı birçok raporda aydınlatılmıştır. (Pérez vd., 1992; Segarra, 2007). Bazı *Trichoderma* suşlarının bitki köklerine uzun ömürlü kolonizasyon oluşturduğu ve epidermis içine girdikleri bildirilmiştir. Böylece suşlar bölgesel veya sistemik bitki direncinden sorumlu olan birtakım metabolitler salgılamaya başlar. Bu organik metabolitler farklı sinyal yollarını aktive etme potansiyeline sahip bileşiklerdir (Howell, 2000; Hoitink vd., 2006). Fungus tarafından nispeten fazla sayıda kimyasal haberci (effektörler/uyarıcı) molekül çevreye difüz olur. Bu organik bileşenler bitkilerde strese cevap mekanizmalarında sinyal düzenleyici olarak bilinmekte olup; küçük proteinleri, peptidleri ve uçucu metabolitleri kapsamaktadır (Harman, 2004; Lorito, 2010; Shores, 2010).

1.4. Mısır (*Zea mays* L.) Bitkisinin Genel Özellikleri

Mısır, *Poaceae* (buğdaygiller) familyasına ait ve $2n=20$ kromozomlu olup diploid bir bitkidir. Geniş adaptasyon kabiliyeti nedeniyle dünyanın farklı bölgelerinde kültürü yapılabilmektedir. Deniz seviyesi ile 3000 m ye kadar olan yüksekliklerde ve ayrıca birçok toprak tipinde yetiştirilebilir (Morris, 2002). Orijini ve gen merkezi Amerika kıtası olan mısır bitkisi gerek Dünya’da ve gerekse Türkiye’de bitkisel kökenli proteinlerin yeterli ve ekonomik üretimi için büyük önem taşımaktadır (Süzer, 2004).

Poaceae familyası içerisinde çiçeklenme biçimi bakımından diğer türlerden farklıdır. Çiçekleri monoik yapıda olup, erkek (tepe püskülü) ve dişi çiçekler (koçan) aynı bitki üzerinde fakat farklı yerlerde bulunmaktadır. Bitkinin sistematigi aşağıda verilmiştir:

Alem	:	<i>Plantae</i>
Bölüm	:	<i>Magnoliophyta</i>
Sınıf	:	<i>Liliopsida</i>
Ordo	:	<i>Poales</i>
Familya	:	<i>Poaceae</i>
Cins	:	<i>Zea</i>
Species	:	<i>Zea mays</i>

Mısır, nişasta protein ve yağ kaynağı olarak kullanılmasının dışında diğer birçok kullanım alanları (glukoz; içeceklerde ve reçel yapımında, etanol; biodizel yakıt, plastik yapımında ve bunun gibi) ile de dikkat çekmektedir. Birçok kullanım alanı nedeniyle günümüzde koçan uzunluğu, tane büyüklüğü, dane rengi, yapısı, aroması ve lezzeti, pişirim kalitesi, yağ, protein ve nişasta içeriği gibi birçok farklı özelliklere sahip farklı mısır çeşitleri geliştirilmiştir. Ülkemizde üretilen mısırlar değişik amaçlarla tüketilmektedir. Hayvan yemi olarak kullanılmasının yanında, sanayide de farklı amaçlarla kullanılmasından dolayı, mısır üretimimiz kendimize yetmemektedir ve yurt dışından ithal yoluna gidilmektedir (URL-4, 2001). Bu nedenle, kendi kendimize yeten bir ülke konumuna gelebilmek için, ülkemizde mısır ekim alanlarındaki potansiyel iyi değerlendirilerek üretimin arttırılması gerekmektedir. Bitkisel üretimin arttırılması için

genellikle izlenen iki yol, ekim alanlarının genişletilmesi ve birim alandan elde edilecek verimin yükseltilmesidir. Ülkemizde birçok kültür bitkisinde olduğu gibi mısır ekim alanlarının genişletilmesi olanağı kalmamıştır. Çünkü tarım yapılabilecek alanlar son sınırına ulaşmıştır. Bu sonuçlar, günümüzde mısır üretiminin arttırılabilmesini, yalnızca birim alan veriminin yükseltilmesine bağlı kılmaktadır. Bu nedenle biyokontrol ajanları kullanılarak birim alandan elde edilen verimi yükseltmeye yönelik çalışmalar yapılmaktadır.



2. YAPILAN ÇALIŞMALAR

2.1. *Trichoderma* spp. Suşlarının Hazırlanması ve Tohumlarla Muamelesi

Çalışmada kullanılan mikrofunguslar, Rize-İkizdere vadisi çay bahçesi topraklarından izole edilen (Karaoğlu ve Ülker, 2006) ve Recep Tayyip Erdoğan Üniversitesi Biyoloji Bölümü Kültür Koleksiyonu'nda saklanan İkizdere (ID) çay toprağı izolatu olan *Trichoderma* spp. (*Trichoderma harzianum* ID11D, *Trichoderma harzianum* ID11C ve *Trichoderma atroviride* ID2OG) suşlarıdır. İzole edilip tanımlanan ve -20°C'de % 20 gliserol ile saklanan *Trichoderma* spp. suşları derin dondurucudan çıkarılarak PDA (Patates Dekstroz Agar) besiyerine ekimi yapıldı. 25°C'de bir hafta inkübe edilerek canlandırıldı. Bir hafta sonunda steril su kullanılarak spor yıkama metoduyla spor hasatı yapıldı. Spor sayımı 1/10 makro dilüsyon tekniğıyle sayım yapılabilecek yoğunluğa kadar sulandırıldı (Abebe, 2002). Süspansiyondaki konidiyal konsantrasyon Neubauer lamı kullanılarak ışık mikroskobu altında sayım yapılarak belirlendi. Neubauer lamı üzerine spor solüsyonundan 0,1 mL konuldu. Lamda her biri 1 mm² büyüklüğünde olan dört adet büyük kare bulunur. Bu dört kare alanındaki sporların sayımı sonucu bulunan rakam (A), ortalama almak amacıyla 4'e bölünerek 1mm³'teki spor sayısı saptandı. Daha sonra bu sayı 10³ ile çarpılarak 1 mL'deki spor sayısına ulaşıldı.

Sonucun sulandırma faktörü ile çarpılmasıyla spor sayısı: $A/4 \times (25 \times 50 \times 10^3 \times \text{sulandırma faktörü})$ formülü kullanılarak hesaplandı (Goettel ve Inglis, 1997).

PDA ortamında 25°C'de 7 gün geliştirilen, *Trichoderma* spp. kültürlerinden steril erlen içerisinde 25 mL, 1×10^7 kob/mL yoğunlukta spor süspansiyonu hazırlandı. Bu solüsyondan 25 mL, sporların tohuma yapışması için 1:1 oranında % 2'lik CMC (karboksi metil selüloz) ile karıştırıldı. Bitki tohumları % 1'lik sodyum hipoklorit içinde 5 dakika bekletilerek yüzeyi dezenfekte edildikten sonra iyice steril suyla yıkandı. Kontrol grubu tohumları saf suyla deney grubu tohumları ise *Trichoderma* spp. suşlarıyla ayrı ayrı muamele edildikten sonra tohumlar solüsyonun içinde 1 saat bekletilerek sporla kaplanması sağlandı (Mihuta-Grimm ve Rowe, 1986).

2.2. Bitkilerin Büyütülmesi

Çalışma ekonomik bir bitki olan mısır (*Zea mays* L. cv Samada 07) üzerinde yapıldı. Tohumlar Karadeniz Tarımsal Araştırma Enstitüsü Müdürlüğü'nden temin edildi. Bitkileri yetiştirmek amacıyla kullanılan toprak ticari olarak sağlandı. Toprak 121°C'de 30 dakika otoklavda steril edildikten sonra plastik saksılara konularak *Trichoderma* spp. suşları ile ve saf suyla muamele edilen (kontrol grubu) tohumlar dikildi ve 23 °C, % 70 nispi nem, 16 saat ışık/ 8 saat karanlık ve 350 $\mu\text{molm}^{-2}\text{s}^{-1}$ ışık yoğunluğuna ayarlı iklim dolabında 14 gün boyunca büyütüldü. Tuz stresi uygulaması 14. günden itibaren fidelere 50 ve 100 mM NaCl içeren saf suyun 2 günde bir verilmesiyle yapıldı. Ayrıca fidelerde besin eksikliği olmaması için beş günde bir kez Hoagland solüsyonu uygulandı (Hoagland ve Arnon, 1950). Bitkiler tuz uygulamasının 10. gününde hasat edildi. Hasat edilen örnekler sıvı azotta dondurulduktan sonra analizlere kadar -20 °C'de saklandı.

2.3. Büyüme Parametreleri

Fideler tuz uygulamasının 10. gününde hasat edildi. Her bir gruba ait bitkiler alınarak gövde ve kökler birbirinden ayrıldı. Gövde ve köklerin yaş ağırlıkları tartıldı ve uzunlukları ölçüldü. Örnekler; 70 °C'de 72 saat bekletildikten sonra kuru ağırlıkları belirlendi.

2.4. Nispi Su İçeriği Tayini

Nispi su içeriği tayini Castillo (1996)'ya göre yapıldı. Bitki yapraklarının taze ağırlıkları ölçüldükten sonra +4°C'de 16 saat saf suda bekletilerek turgid ağırlıkları alındı. Daha sonra örnekler 70 °C'ye ayarlı etüvde 48 saat bekletilerek kuru ağırlıkları kaydedildi ve aşağıdaki formülde yerine koyularak nispi su içeriği belirlendi.

$$\text{Nispi Su İçeriği (\%)} = (\text{Taze ağırlık} - \text{Kuru ağırlık} / \text{Turgid ağırlık} - \text{Kuru ağırlık}) \times 100 \quad (7)$$

2.5. Fotosentetik Pigmentlerin Tayini

Toplam karotenoid miktarı Jaspars (1965) ve klorofil tayini Arnon (1949)'a göre belirlendi. Taze yaprak örnekleri (0,25 g) 5 mL % 80 aseton içerisinde homojenize edildi. Homojenat 5000 g' de oda sıcaklığında 5 dakika santrifüj edildi. Süpernatantın absorbansı 663, 645 ve 450 nm'lerde spektrofotometrede (Biochrom Libra S70) ölçüldü. Pigment içeriklerinin belirlenmesi için Lichtenthaler (1987) tarafından geliştirilen aşağıdaki formüller kullanıldı.

$$\text{Klorofil a} = 12,7 \times A_{663} - 2,69 \times A_{645} \quad (8)$$

$$\text{Klorofil b} = 22,9 \times A_{645} - 4,68 \times A_{663} \quad (9)$$

$$\text{Toplam Klorofil} = 20,2 \times A_{645} + 8,02 \times A_{663} \quad (10)$$

$$\text{Toplam Karotenoid} = 4,07 \times A_{450} - (0,0435 \times \text{kl.a miktarı} + 0,367 \times \text{kl.b miktarı}) \quad (11)$$

2.6. Lipid Peroksidasyonu Tayini

Lipid peroksidasyonu Heath ve Packer (1968) tarafından belirlenen metoda göre hesaplandı. Bu metoda göre lipid peroksidasyonunun son ürünü olarak MDA'yı kabul eden tiyobarbütirik asit testi kullanıldı. 0,25 g bitki örneği alınarak 5 mL % 0,1 TCA içerisinde homojenize edildi. Homojenat 15.000 g' de +4 °C de 5 dakika santrifüj edildi. Süpernatantan 250 µL alınarak üzerine 1 mL % 20 TCA içerisinde hazırlanmış % 0,5 TBA ilave edildi. Kör olarak % 0,1 TCA kullanıldı. Karışım 95° C'de 30 dakika ısıtıldı ve sonra hızlı bir şekilde buz banyosunda 10-15 dakika soğutuldu. 10 dakika sonra karışım spektrofotometrede 532 ve 600 nm'de ölçüldü. 532 nm deki değerden 600 nm deki değer çıkarıldı ve formülde (A=E.c.1) yerine konularak malondialdehit (MDA) konsantrasyonu hesaplandı.

2.7. Çözünabilir Protein Tayini

Çözünabilir protein miktarının tayini için Bradford (1976) yöntemi kullanıldı. Bu yöntem fosforik asitli ortamda proteinlerin Coomassie Brilliant Blue G-250 reaktifi ile kompleks oluşturması ve oluşan kompleksin 595 nm'de maksimum absorbans göstermesi esasına dayanır. İlk olarak bovin serum albumin çözeltisi kullanılarak standart grafik çizildi. Daha sonra mısır kök ve yapraklarındaki çözünabilir protein

taini için hazırlanan antioksidan enzim ekstraktından 0,3 mL alınarak üzerine 1,7 mL fosfat tamponu ve 1,5 mL Coomassie Brilliant Blue G-250 reaktifi ilave edilerek vorteksle karıştırıldı. 2 ile 60 dakika arasında spektrofotometrede 595 nm'de absorbansları ölçüldü. Dört ölçümün ortalama absorbansına karşılık gelen protein miktarları standart grafik yardımıyla hesaplanarak mg protein/ g taze ağırlık olarak ifade edildi.

2.8. Prolin Tayini

Mısır yaprak ve köklerindeki prolin miktarı spektrofotometrik olarak Asit-Ninhidrin metodu ile belirlendi (Bates vd.,1973). Bu amaçla önce saf prolin kullanılarak standart grafik hazırlandı. Gruplar arasındaki prolin değişimini belirlemek için 1 g yaprak 5 mL % 3'lük sülfosalisilik asit içinde homojenize edildikten sonra 8000 rpm'de 15 dakika santrifüj edildi. Süpernatant kısmından 1'er mL alınarak üzerlerine 1mL glasiyel asetik asit ve 1mL asit ninhidrin çözeltisi ilave dilip 100 °C'de 1 saat bekletildi. Reaksiyonu durdurmak amacıyla 10 dakika buz banyosunda tutulduktan sonra her karışım üzerine 3 mL toluen eklendi. Oluşan iki fazdan üstteki pembe fazdan alınan örnekler 520 nm'de ölçüldü. Elde edilen absorbans değerleri standart grafik üzerinden µg prolin olarak belirlenip, 1 g taze ağırlıktaki prolin miktarı olarak hesaplandı.

2.9. Antioksidan Enzim Aktivitelerinin Belirlenmesi

2.9.1. Enzim Ekstraktının Hazırlanması

Mısır yaprak ve köklerinden 0,5 g alınarak 5 mL soğuk ekstraksiyon tamponunda (50 mM K₂HPO₄, 1 mM EDTA (pH 7,0) , %1 polyvinylpolypyrrolidone (PVPP)'la buz üzerinde ekstrakte edildi. Ekstrakt +4 °C'de 20.000 g'de 20 dakika santrifüj edildi. Elde edilen süpernatant enzim aktivitesinin tayini için kullanıldı.

2.9.2. SOD Aktivitesinin Tayini

Süperoksit dismutaz aktivitesi, Beauchamp ve Fridovich (1971) metoduna göre belirlendi. Bu metotta aktivite, indikatör molekül olarak kullanılan nitro blue tetrazolium (NBT)'un süperoksit radikalleri ile mavi renkli fomazona indirgenmesi

reaksiyonunun SOD enzimi tarafından engellenmesinin ölçülmesiyle tayin edildi. Bu reaksiyonun % 50'sinin inhibisyonuna uygun süpernatant hacmi 1 enzim ünitesi olarak kabul edildi. Aktivite tayini için 50 mM potasyum fosfat tamponu (pH 7,8), 0,1 mM EDTA, 13 mM metiyonin, 75 µM nitro blue tetrazolium, ve 2 µM ribofilavin içeren karışıma 70µL enzim ekstraktı ilave edildi. Riboflavin en son konularak tüplerin 10 dakika beyaz ışık altında tutulması ile reaksiyon sonlandırıldı. Oluşan reaksiyon ürünü 560 nm dalga boyunda spektrofotometrede okundu. SOD aktivitesi mg protein başına ünite enzim olarak ifade edildi.

2.9.3. GPX Aktivitesinin Tayini

GPX aktivitesi, Urbanek vd. (1991)'nin yöntemine göre belirlendi. Enzim aktivitesi, 100 mM potasyum fosfat tamponu (pH 7,0), 0,1 mM EDTA, 5 mM guaiakol, 15 mM H₂O₂ ve 50 µL enzim ekstraktı içeren 3 mL'lik reaksiyon karışımının 470 nm'de 1 dakika süreyle ölçülmesiyle belirlendi. GPX aktivitesi 26,6 mM⁻¹cm⁻¹ epsilon katsayısının kullanılmasıyla hesaplandı ve sonuçlar mg protein başına verildi.

2.9.4. GR Aktivitesi Tayini

Glutasyon redüktaz aktivitesi spektrofotometrik olarak Foyer ve Halliwell (1976)'e göre belirlendi. Substrat olarak 0,25 mM NADPH ve 1 mM oksitlenmiş glutasyon (GSSG) kullanıldı. Yükseltgenmiş glutasyonun enzim tarafından indirgenmesi için indirgeyici faktör olarak NADPH kullanıldı. Aktivite tayini için, 200 µL 0,5 mM EDTA içerisinde hazırlanmış 50 mM Tris-HCl (pH 7,8), 250 µL GSSG ve 500 µL NADPH ihtiva eden karışıma 50 µL enzim ekstraktı ilave edildi. NADPH'ın oksidasyonu 340 nm'de 5 dakika boyunca azalmanın ölçülmesiyle belirlendi. GR aktivitesi, NADPH için 6,22 mM⁻¹cm⁻¹ epsilon katsayısının kullanılmasıyla hesaplandı ve sonuçlar mg protein başına verildi.

2.9.5. KAT Aktivitesi Tayini

KAT aktivitesi Aebi (1983)'e göre ölçüldü. Reaksiyon, 250 µL 70 mM H₂O₂ ve 250 µL 100 mM sodyum fosfat tamponu (pH 7,0) içeren karışıma 20 µL enzim ekstraktının ilave edilmesi ile başlatıldı. 240 nm'de ve 25 °C'den 3 dakika boyunca

absorbansdaki azalış ölçülerek KAT aktivitesi tayin edildi. KAT aktivitesi, H₂O₂ için 39,4 mM⁻¹cm⁻¹ epsilon katsayısının kullanılmasıyla hesaplandı ve sonuçlar mg protein başına verildi.

2.10. Klorofil Floresans Ölçümleri

Klorofil floresans ölçümleri OS5p klorofil florometresi (OptiScience Corporation, Tyngsboro, MA, USA) ile yapıldı. Bu amaçla, her bir uygulamaya ait 6 farklı bitkinin en üstteki katlanmamış yaprakları kullanıldı. Floresans ölçümlerinden önce yaprağın üst yüzeyindeki 1 cm²'lik dairesel bir bölge 20 dakika boyunca yaprak klipsleri kullanılarak karanlığa alıştırdı. Karanlıktaki minimum floresans (F₀), karanlıktaki maksimum floresans (F_m), değişken floresans (F_v) ve F_v/F_m oranları ölçüldü. Karanlık ölçümlerinin ardından PAR (Photosynthetic Active Radiation) klipi kullanılarak PS II'nin fotokimyasal reaksiyonunun verimi (QPS II), ETO, qP ve NPQ değerleri 20 tekrarlı olarak ölçüldü.

2.11. İstatistiksel Analizler

Analizlerin sonucunda elde edilen veriler Statistical Package for Social Sciences (SPSS for Windows 10.0) paket programı içerisinde yer alan Tek-Yönlü Varyans Analizi (One-way ANOVA) ile analiz edilerek, Duncan Çoklu Karşılaştırma Testi ile ortalamalar arasındaki farklar p<0,05 önemli olarak tespit edildi.

3. BULGULAR

3.1. *T. harzianum* ve *T. atroviride* Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Büyüme Parametreleri

Çalışmada kullanılan deneysel gruptaki mısır fidelerine ait büyüme parametreleri istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu bulundu (Tablo 1, 2,3).

50 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök uzunlukları, kontrol grubu fidelerine göre % 18,3, 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök uzunlukları ise kontrol grubuna kıyasla % 24,19 azalma gösterdi (Tablo 1). ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök uzunlukları yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 27,95 artış; ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök uzunlukları ise yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 27,48 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök uzunlukları, yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 20,67 artmış olup, 100 mM NaCl uygulananlarda ise bu oran % 24,06 artış olarak bulundu. ID11D ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin kök uzunlukları, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla sırasıyla % 16,93 ve % 15,6 oranında arttı.

50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde uzunluğu, kontrol grubu bitkilerine göre % 13,3, 100 mM NaCl uygulanmış fidelerde ise gövde uzunluğu % 21,29 azalma gösterdi (Tablo 1). ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde uzunlukları, yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 10,08 artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde uzunlukları, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 13,52 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde uzunlukları ise; yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 7,89 artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde uzunlukları ise; yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 13,52 oranında arttı. ID11D ile muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde

uzunlukları ile yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fideler arasında istatistiksel olarak fark bulunamadı. ID11D ile muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde uzunlukları, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 8,69 oranında artış gösterdi.

Tablo 1. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla muamele edilmiş ve tuz stresi uygulanmış mısır fidelerine ait kök ve gövde uzunlukları

Gruplar	Kök Uzunluğu (cm)	Gövde Uzunluğu (cm)
Kontrol	42,475±0,88 fg	65,750±1,70 g
50 mM NaCl	34,700±0,66 b	57,000±0,81 b
100 mM NaCl	32,200±0,92 a	51,750±3,30 a
ID20G Kontrol	46,575±1,33 j	65,000±0,81 fg
ID20G+50 mM NaCl	44,400±1,14 hi	62,750±1,50 def
ID20G+100 mM NaCl	41,050±0,55 de	58,750±0,95 bc
ID11C Kontrol	45,650±1,07 ij	63,500±1,29 efg
ID11C+50 mM NaCl	41,875±0,18 ef	61,500±1,91 de
ID11C+100 mM NaCl	39,950±1,44 d	58,750±0,95 bc
ID11D Kontrol	43,475±0,42 gh	60,750±1,50 cd
ID11D+50 mM NaCl	40,575±0,50 de	58,250±0,95 b
ID11D+100 mM NaCl	37,225±0,53 c	56,250±1,50 b

± Dört tekerrürlü ortalamaların standart sapması. Aynı harflerle gösterilen değerler önemli ölçüde farklı değildir ($P \leq 0,05$). Ortalamalar satır olarak değil, her bir sütun kendi içinde karşılaştırılmıştır (Duncan Çoklu Karşılaştırma Testi).

50 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök yaş ağırlıkları, kontrol grubu bitkilerine göre % 14,92 azalma gösterirken, 100 mM NaCl uygulanan fidelere ise bu azalış % 33,52 oranında olduğu belirlendi (Tablo 2). ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök yaş ağırlıkları yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelere kıyasla % 16,11 artmış iken, ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök yaş ağırlıkları ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 44,06 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök yaş ağırlıkları ise; yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 20,21 artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök yaş ağırlıkları ise; yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 31,69 oranında arttı. ID11D ile muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanan fidelerin kök yaş ağırlıkları ile yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelerin kök yaş ağırlıkları arasında istatistiksel olarak fark bulunamadı. ID11D ile muamele edilmiş 100

mM NaCl uygulanmış fidelerin kök yaş ağırlıkları, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 21,58 oranında artış gösterdi.

Tablo 2. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla muamele edilmiş ve tuz stresi uygulanmış mısır fidelerine ait kök yaş -kuru ağırlıkları

Gruplar	Kök Yaş Ağırlık (g)	Kök Kuru Ağırlık (g)
Kontrol	1,775±0,10 e	0,206± 0,02 d
50 mM NaCl	1,510±0,10 bc	0,113± 0,01 b
100 mM NaCl	1,180±0,10 a	0,090± 0,01 a
ID20G Kontrol	1,977±0,10 f	0,202± 0,01 d
ID20G+50 mM NaCl	1,753±0,01 e	0,169±0,01 c
ID20G+100 mM NaCl	1,700±0,10 de	0,121± 0,01 b
ID11C Kontrol	1,984±0,10 f	0,190±0,01 d
ID11C+50 mM NaCl	1,815±0,09 ef	0,160±0,01 c
ID11C+100 mM NaCl	1,554±0,10 bcd	0,129±0,01 b
ID11D Kontrol	1,770±0,11 e	0,192± 0,01 d
ID11D+50 mM NaCl	1,656±0,10 cde	0,158±0,01 c
ID11D+100 mM NaCl	1,434±0,10 b	0,120±0,01 b

± Üç tekerrürlü ortalamaların standart sapması. Aynı harflerle gösterilen değerler önemli ölçüde farklı değildir ($P \leq 0,05$). Ortalamalar satır olarak değil, her bir sütun kendi içinde karşılaştırılmıştır (Duncan Çoklu Karşılaştırma Testi).

50 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök kuru ağırlıkları kontrol grubu bitkilerine göre % 45,14, 100 mM NaCl uygulanmış fidelede ise % 56,31 oranında azalma gösterdi (Tablo 2). ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök kuru ağırlıkları yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelelere kıyasla % 49,55 artmış iken, ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök kuru ağırlıkları ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelelere kıyasla % 34,44 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök kuru ağırlıkları ise; yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelelere kıyasla % 41,59 artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök kuru ağırlıklarında ise; yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelelere kıyasla % 43,33 oranında artış bulundu. ID11D ile muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök kuru ağırlıkları, yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelerin kök kuru ağırlıklarına kıyasla % 39,82 oranında arttı. ID11D ile muamele edilmiş 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök kuru ağırlıkları, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelelere kıyasla % 33,33 oranında artış gösterdi.

50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde yaş ağırlıkları kontrol grubu bitkilerine göre % 17,16 azalma göstermiş olup, 100 mM NaCl uygulanan fidelerde ise bu oran % 24,62 olarak hesaplandı (Tablo 3). ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde yaş ağırlıklarında, yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 8,41 artış bulundu. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde yaş ağırlıklarında, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla istatistiki bakımdan önemli bir fark bulunamadı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde yaş ağırlıkları ise; yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 6,5 artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde yaş ağırlıkları ise; yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 7,28 artış gösterdi. ID11D ile muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fideler ile yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde yaş ağırlıkları arasında istatistiksel olarak fark bulunamadı. ID11D ile muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde yaş ağırlıkları, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 7,91 oranında arttı.

50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde kuru ağırlıkları kontrol grubu bitkilerine göre % 14,91 azalma göstermiş olup, 100 mM NaCl uygulanan fidelerde ise bu oran % 31,21 olarak hesaplandı (Tablo 3). ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde kuru ağırlıklarında, yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 19,48 artış bulundu. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde kuru ağırlıkları, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 24,9 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde kuru ağırlıkları ise; yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 16,88 arttığı belirlendi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde kuru ağırlıkları ise; yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 20,48 artış olarak bulundu. ID11D ile muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde kuru ağırlıkları, yalnızca 50mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde kuru ağırlıklarına kıyasla % 19,48 oranında arttı. ID11D ile muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin gövde kuru ağırlıkları, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla % 24,09 oranında arttı.

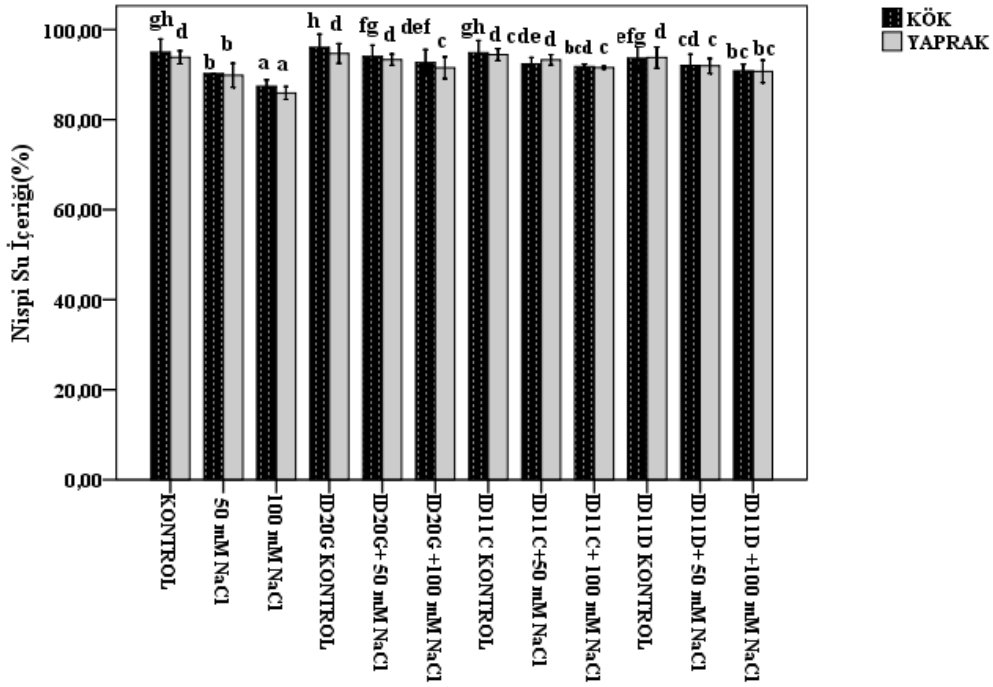
Tablo 3. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla muamele edilmiş ve tuz stresi uygulanmış mısır fidelerine ait gövde yaş -kuru ağırlıkları

Gruplar	Gövde Yaş Ağırlık (g)	Gövde Kuru Ağırlık (g)
Kontrol	3,533±0,01 f	0,362±0,01 c
50 mM NaCl	2,926±0,01 bc	0,308±0,01 b
100 mM NaCl	2,663±0,10 a	0,249±0,01 a
ID20G Kontrol	3,975±0,10 h	0,385±0,01 d
ID20G+50 mM NaCl	3,173±0,10 de	0,368±0,01 c
ID20G+100 mM NaCl	2,806±0,10 ab	0,315±0,01 b
ID11C Kontrol	3,724±0,10 g	0,369±0,01 c
ID11C+50 mM NaCl	3,117±0,10 de	0,360±0,01 c
ID11C+100 mM NaCl	2,857±0,10 b	0,300±0,01 b
ID11D Kontrol	3,266±0,10 e	0,371±0,01 cd
ID11D+50 mM NaCl	3,067±0,01 cd	0,368±0,01 c
ID11D+100 mM NaCl	2,874±0,10 b	0,309±0,01 b

± Üç tekerrürlü ortalamaların standart sapması. Aynı harflerle gösterilen değerler önemli ölçüde farklı değildir ($P \leq 0,05$). Ortalamalar satır olarak değil, her bir sütun kendi içinde karşılaştırılmıştır (Duncan Çoklu Karşılaştırma Testi).

3.2. *T. harzianum* ve *T. atroviride* Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Nispi Su İçerikleri

Çalışmada kullanılan deneysel gruplardaki mısır fidelerine ait nispi su içerikleri istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu bulundu. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin kök ve yapraklarına ait nispi su içerikleri Şekil 4’de gösterildi. 10. günün sonunda kontrol fidelerinin kök nispi su içeriği % 95 olarak bulunmuş iken, 50 mM ve 100 mM NaCl uygulanan fidelerin nispi su içerikleri sırasıyla % 90,25 ve % 87,39 olarak bulundu.



Şekil 4. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki nispi su içeriklerindeki değişiklikler. (Barlar üç tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Kök ve yapraklar ayrı ayrı incelendiğinde aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök nispi su içerikleri sırasıyla % 94,06 ve % 92,68 olarak bulundu. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin kök nispi su içeriklerinin ise sırasıyla % 92,36 ve % 91,78 olduğu bulundu. Diğer bir suş olan ID11D de ise; 50 mM NaCl uygulanan fidelerin kök nispi su içeriği % 92,04 iken 100 mM NaCl uygulanan fidelerin kök nispi su içeriği % 90,83 olarak bulundu.

Kontrol grubuna ait fidelerin yapraklarındaki nispi su içeriği % 93,82, 50 mM NaCl uygulanan fidelerin nispi su içeriği % 89,85 ve 100 mM NaCl uygulanan fidelerin nispi su içeriği ise % 85,88 olarak bulundu. ID20G ve 50 mM NaCl uygulamasına ait fidelerin yapraklarındaki nispi su içeriği % 93,32 iken ID20G ve 100 mM NaCl uygulanan fidelede ise % 91,53 olarak bulundu. ID11C ve 50 mM NaCl uygulamasına ait fidelerin yapraklarındaki nispi su içeriği % 93,29 iken, ID11C ve 100 mM NaCl uygulamasına ait fidelerin yapraklarındaki nispi su içeriği % 91,54 olarak bulundu. ID11D ve 50 mM NaCl uygulamasına ait fidelerin yapraklarındaki nispi su içeriği % 91,92 iken 100 mM NaCl uygulanan fide yapraklarında ise % 90,70 olarak bulundu.

3.3. *T. harzianum* ve *T. atroviride* Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Fotosentetik Pigment İçerikleri

Çalışmada kullanılan deneysel gruplardaki mısır fidelerine ait toplam klorofil ve toplam karotenoid miktarlarındaki değişim istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu belirlendi (Tablo 4).

Kontrol grubuna ait fidelerin toplam klorofil miktarı 1,73 iken 50 mM NaCl uygulanan fidelerin toplam klorofil miktarı 1,54, 100 mM NaCl uygulanan fidelerin toplam klorofil miktarları 1,20 olarak bulundu. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin toplam klorofil miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelere kıyasla % 5,01 artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin toplam klorofil miktarı ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelere kıyasla % 12,48 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin toplam klorofil miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelere kıyasla % 5,99 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin toplam klorofil miktarı, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelere kıyasla % 14,61 oranında artış gösterdi. ID11D ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin toplam klorofil miktarları, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla sırasıyla % 4,59 ve % 12,3 artış göstermiştir.

Kontrol grubuna ait fidelerin toplam karotenoid miktarı 0,38 iken 50 mM NaCl uygulanan fidelerin toplam karotenoid miktarı 0,28, 100 mM NaCl uygulanan fidelerin toplam karotenoid miktarı 0,21 olarak bulundu. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin toplam karotenoid miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelere kıyasla % 7,49 artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin toplam karotenoid miktarı ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelere kıyasla % 23,36 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin toplam karotenoid miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelere kıyasla % 7,79 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin toplam karotenoid miktarı, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelere kıyasla % 26,49 oranında artış gösterdi.

Tablo 4. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla muamele edilmiş ve tuz stresi uygulanmış mısır fidelerine ait toplam klorofil ve toplam karotenoid miktarları (mg/g taze ağırlık)

Gruplar	Toplam Klorofil	Toplam Karotenoid
Kontrol	1,73646±0,01 g	0,38151±0,002 h
50 mM NaCl	1,54098±0,01 d	0,28176±0,006 d
100 mM NaCl	1,20130±0,01 a	0,21774±0,003 a
ID20G Kontrol	1,74621±0,01 gh	0,38157±0,001 h
ID20G+50 mM NaCl	1,61833±0,01 e	0,30287±0,002 e
ID20G+100 mM NaCl	1,35124±0,01 b	0,26862±0,002 b
ID11C Kontrol	1,77595±0,01 ı	0,37454±0,002 g
ID11C+50 mM NaCl	1,63344±0,01 f	0,30372±0,001 e
ID11C+100 mM NaCl	1,37693±0,01 e	0,27544±0,002 c
ID11D Kontrol	1,75326±0,01 h	0,37029±0,002 f
ID11D+50 mM NaCl	1,61179±0,01 e	0,30086±0,001 e
ID11D+100 mM NaCl	1,34912±0,01 b	0,26851±0,001 b

± Dört tekerrürlü ortalamaların standart sapması. Aynı harflerle gösterilen değerler önemli ölçüde farklı değildir ($P \leq 0,05$). Ortalamalar satır olarak değil, her bir sütun kendi içinde karşılaştırılmıştır (Duncan Çoklu Karşılaştırma Testi).

ID11D ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin toplam karotenoid miktarlarında, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla sırasıyla % 6,77 ve % 23,31 oranında artış belirlendi.

3.4. *T. harzianum* ve *T. atroviride* Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Lipid Peroksidasyonu Verileri

Çalışmada kullanılan deneysel gruplardaki mısır fidelerine ait lipid peroksidasyonu miktarlarındaki değişim istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu belirlendi (Tablo 5).

Kontrol grubunun köklerine ait fidede lipid peroksidasyonu ürünü olan malondialdehit miktarı 10,83 iken 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidedeki malondialdehit miktarı sırasıyla 16,38 ve 20,64 olarak bulundu (Tablo 5). ID20G

suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki malondialdehit miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerine kıyasla % 18,1 azaldı. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki malondialdehit miktarının ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerine kıyasla % 26,87 oranında azaldığı belirlendi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki malondialdehit miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerine kıyasla % 20,47 oranında azalma gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki malondialdehit miktarı, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerine kıyasla % 28,12 oranında azalma gösterdi. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerine ait malondialdehit miktarlarında, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerine kıyasla sırasıyla % 12,59 ve % 20,62 oranında azalış bulundu.

Tablo 5. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla muamele edilmiş ve tuz stresi uygulanmış mısır fidelerinin kök ve yapraklarına ait lipid peroksidasyonu miktarları (nmol/g taze ağırlık)

Gruplar	Lipid Peroksidasyonu (Kök)	Lipid Peroksidasyonu (Yaprak)
Kontrol	10,8387±0,72 bc	29,9355±0,47 b
50 mM NaCl	16,3871±0,25 f	37,4839±1,76 g
100 mM NaCl	20,6452±0,42 g	42,4516±1,76 h
ID20G Kontrol	9,54840±0,51 a	28,3226±0,89 a
ID20G+50 mM NaCl	13,4194±0,42 d	33,4839±2,38 e
ID20G+100 mM NaCl	15,0968±0,49 e	36,7742±1,28 fg
ID11C Kontrol	10,3226±0,42 b	29,3548±0,69 ab
ID11C+50 mM NaCl	13,0323±0,49 d	32,4516±1,01 de
ID11C+100 mM NaCl	14,8387±0,49 e	35,8065±1,06 f
ID11D Kontrol	11,2258±0,49 c	30,4516±0,99 bc
ID11D+50 mM NaCl	14,3226±0,88 e	31,8065±1,53 cd
ID11D+100 mM NaCl	16,3871±0,25 f	36,4516±2,60 fg

± Dört tekerrürlü ortalamaların standart sapması. Aynı harflerle gösterilen değerler önemli ölçüde farklı değildir ($P \leq 0,05$). Ortalamalar satır olarak değil, her bir sütun kendi içinde karşılaştırılmıştır (Duncan Çoklu Karşılaştırma Testi).

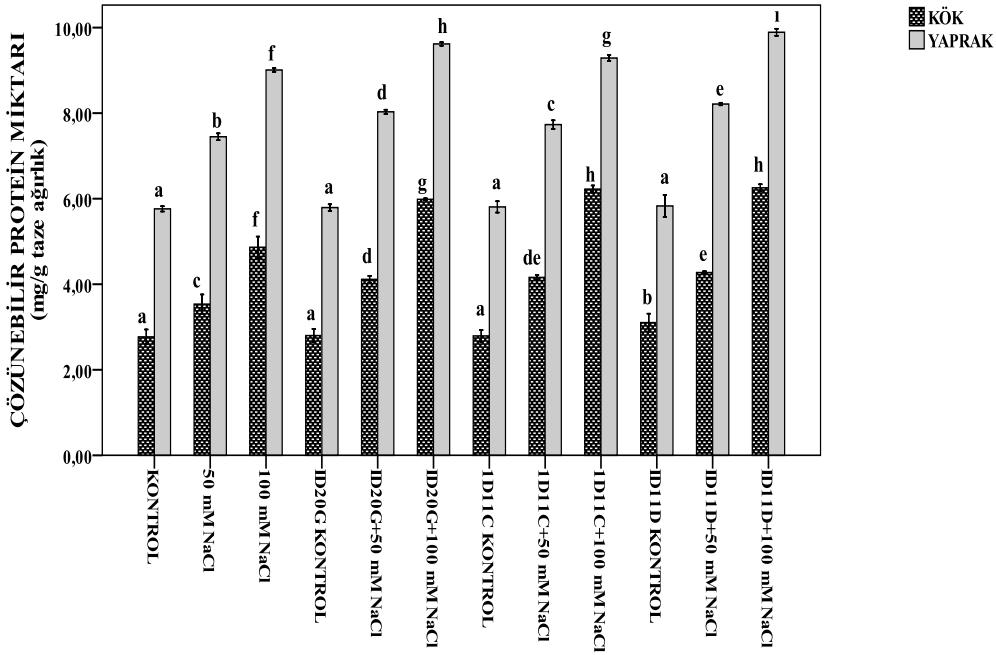
Kontrol grubunun yapraklarına ait fidelerde lipid peroksidasyonu ürünü olan malondialdehit (MDA) miktarı 29,93 iken 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki malondialdehit miktarları sırasıyla 37,48 ve 42,45 olarak bulundu (Tablo 5). ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki malondialdehit miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 10,67 azalma gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki malondialdehit miktarının ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 13,37 oranında azaldığı belirlendi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki malondialdehit miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 13,42 oranında azalma gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki malondialdehit miktarı, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 15,65 oranında azalma gösterdi. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait malondialdehit miktarlarında, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarına kıyasla sırasıyla % 15,14 ve % 14,13 oranında azalma bulundu.

3.5. *T. harzianum* ve *T. atroviride* Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Çözünebilir Protein İçerikleri

Çalışmada kullanılan deneysel gruptaki mısır fidelerinin kök ve yapraklarına ait çözünebilir protein miktarları istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu belirlendi. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin kök ve yapraklarına ait çözünebilir protein miktarları Şekil 5’de gösterildi.

50 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarı, kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 27,62 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarı ise kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 75,62 oranında artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarına kıyasla % 16,39 oranında artış gösterdiği belirlendi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarının ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarına

kıyasla % 23,04 oranında arttığı bulundu. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarına kıyasla % 17,68 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarı, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarına kıyasla % 27,95 oranında artış gösterdi. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerine ait çözünebilir protein miktarlarında ise, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarına kıyasla sırasıyla % 20,89 ve % 28,57 oranında artış bulundu.



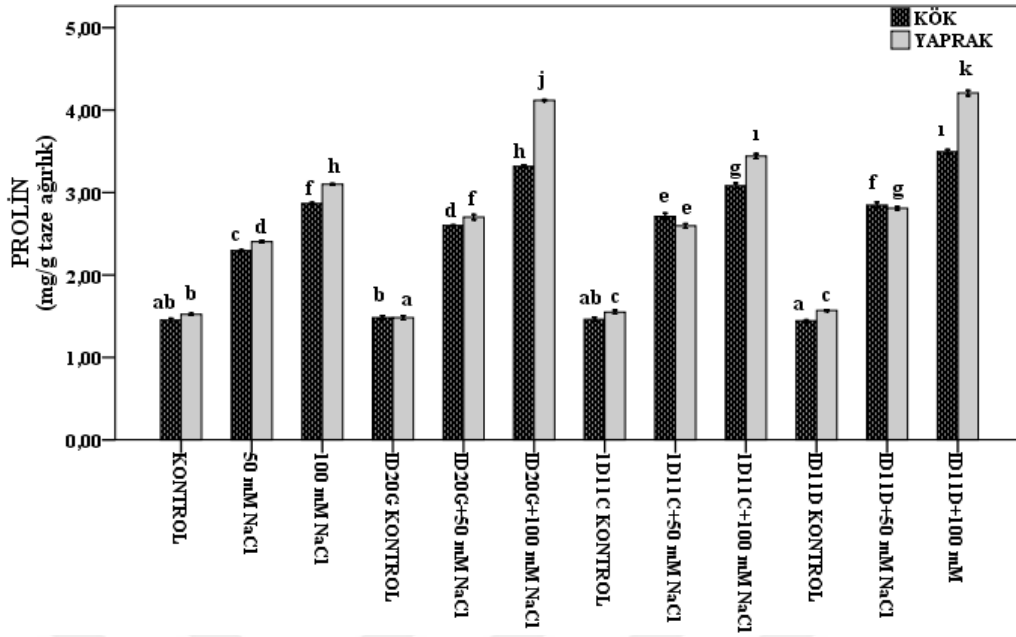
Şekil 5. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki çözünebilir protein miktarındaki değişiklikler (Barlar dört tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Kök ve yapraklar ayrı ayrı incelendiğinde aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

50 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarı, kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 29,25 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarında ise kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 56,33 oranında artış belirlendi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki çözünebilir

protein miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarına kıyasla % 7,83 oranında artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarının ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarına kıyasla % 6,77 oranında arttığı belirlendi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarına kıyasla % 3,81 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarı, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarına kıyasla % 3,11 oranında artış gösterdi. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait çözünebilir protein miktarlarının ise, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarlarına kıyasla sırasıyla % 10,27 ve % 9,79 oranında artış gösterdiği bulundu.

3.6. *T. harzianum* ve *T. atroviride* Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Prolin İçerikleri

Çalışmada kullanılan deneysel gruplardaki mısır fidelerinin kök ve yapraklarına ait prolin miktarları istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu belirlendi. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin kök ve yapraklarına ait prolin miktarları Şekil 6'da gösterildi.



Şekil 6. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki prolin miktarındaki değişiklikler. (Barlar sekiz tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Kök ve yapraklar ayrı ayrı incelendiğinde aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

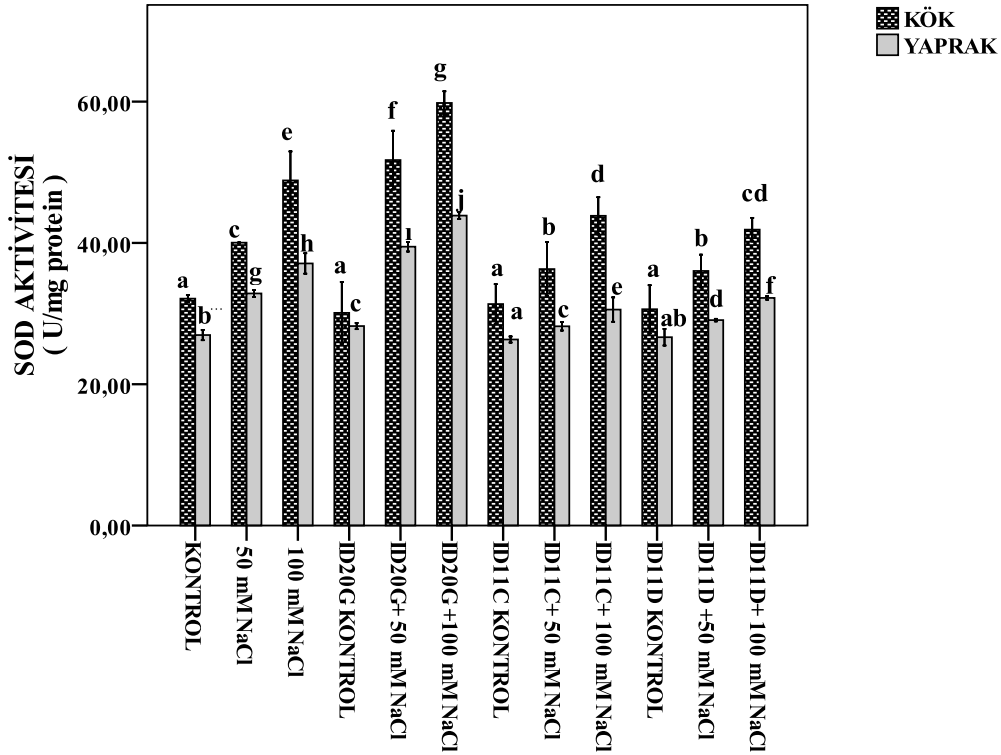
50 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki prolin miktarı, kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 57,96 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki prolin miktarında ise kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 97,39 oranında artış belirlendi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki prolin miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki prolin miktarına kıyasla % 13,29 oranında artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki prolin miktarının ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki prolin miktarına kıyasla % 15,72 oranında arttığı bulundu. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki prolin miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki prolin miktarına kıyasla % 18,09 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki prolin miktarı, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki prolin miktarına kıyasla % 7,49 oranında artış gösterdi. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerine ait prolin miktarlarında ise, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki prolin miktarına kıyasla sırasıyla % 24,08 ve % 21,87 oranında artış belirlendi.

50 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki prolin miktarı, kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 57,73 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki prolin miktarında ise kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 103,53 oranında artış bulundu. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki prolin miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki prolin miktarına kıyasla % 12,45 oranında artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki prolin miktarının ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki prolin miktarına kıyasla % 32,85 oranında arttığı belirlendi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki prolin miktarı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki prolin miktarına kıyasla % 8,05 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki prolin miktarı, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki prolin miktarına kıyasla % 10,99 oranında artış gösterdi. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait prolin miktarlarında ise, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki prolin miktarına kıyasla sırasıyla % 16,93 ve % 35,71 oranında artış bulundu.

3.7. *T. harzianum* ve *T. atroviride* Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Antioksidan Enzim Aktiviteleri

3.7.1. Süperoksit Dismutaz (SOD) Aktivitesi

Çalışmada kullanılan deneysel gruplardaki mısır fidelerinin kök ve yapraklarına ait SOD aktiviteleri istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu belirlendi. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin kök ve yapraklarına ait SOD aktiviteleri Şekil 7'de gösterildi.



Şekil 7. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki SOD aktivitelerindeki değişiklikler. (Barlar üç tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Kök ve yapraklar ayrı incelendiğinde aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

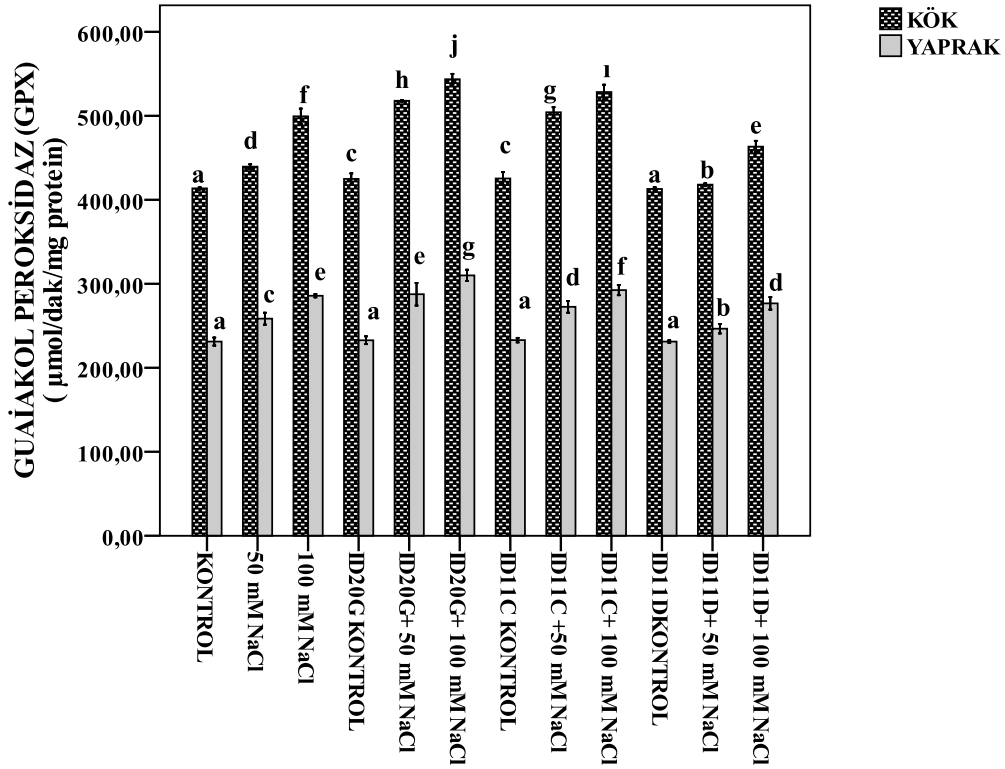
50 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki SOD aktivitesi, kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 24,66, 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki SOD aktivitesi ise % 52,09 oranında artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki SOD aktivitesine kıyasla % 29,2 oranında artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki SOD aktivitesinin ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki SOD aktivitesine kıyasla % 22,44 oranında arttığı belirlendi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki SOD aktivitesi, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki SOD aktivitesine kıyasla % 9,33 oranında azalma gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki SOD aktivitesi, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki SOD aktivitesine kıyasla % 10,25 oranında azaldı. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerine ait SOD aktivitesi ise, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin

köklerindeki SOD aktivitesine kıyasla sırasıyla % 10 ve % 14,25 oranında azalma gösterdi.

Kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla tuz stresi uygulanmış fidelerdeki SOD aktivitesinin istatistiki bakımdan önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde arttığı belirlendi. 50 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesi, kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 21,83 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesinde ise kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 37,59 oranında artış bulundu (Şekil 7). ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesi, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesine kıyasla % 20,15 oranında artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesi ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesine kıyasla % 18,26 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesi, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesine kıyasla % 14,15 oranında azalma gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesi, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesine kıyasla % 21,36 oranında azaldı. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait SOD aktivitesinde ise, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesine kıyasla sırasıyla % 11,48 ve % 13,15 oranında azalış bulundu.

3.7.2. Guaiakol Peroksidaz (GPX) Aktivitesi

Çalışmada kullanılan deneysel gruplardaki mısır fidelerinin kök ve yapraklarına ait GPX aktiviteleri istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu belirlendi. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin kök ve yapraklarına ait GPX aktiviteleri Şekil 8’de gösterildi.



Şekil 8. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki GPX aktivitelerindeki değişiklikler. (Barlar üç tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Kök ve yapraklar ayrı incelendiğinde aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

50 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki GPX aktivitesi, kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 6,25 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki GPX aktivitesi ise kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 20,74 oranında arttı. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GPX aktivitesi, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GPX aktivitesine kıyasla % 17,84 oranında artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GPX aktivitesinin ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GPX aktivitesine kıyasla % 8,83 oranında arttığı belirlendi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GPX aktivitesi, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GPX aktivitesine kıyasla % 14,74 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GPX aktivitesi, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GPX aktivitesine kıyasla % 5,78 oranında arttı. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl

uygulanmış fidelerin köklerine ait GPX aktivitesi ise, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki GPX aktivitesine kıyasla sırasıyla % 4,87 ve % 7,22 oranında azaldı.

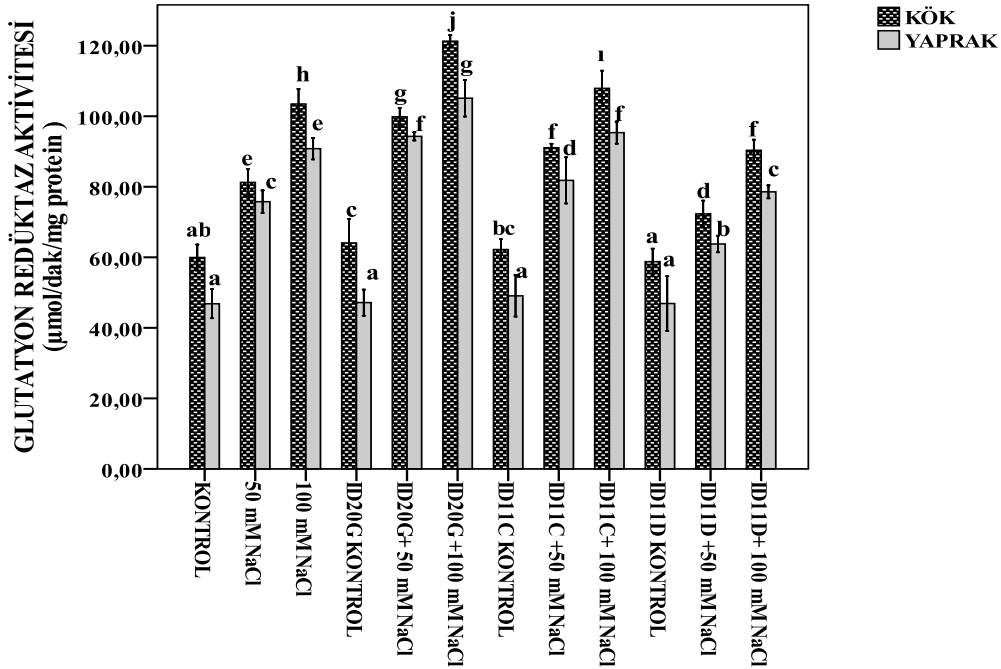
Kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla tuz stresi uygulanmış fidelerdeki GPX aktivitesinin istatistiksel olarak önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde arttığı belirlendi (Şekil 8). 50 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesi, kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 11,8 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesi ise kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 23,59 oranında artış gösterdi (Şekil 8). ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesinde, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesine kıyasla % 11,25 oranında artış belirlendi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesi ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesine kıyasla % 8,48 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesinde, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesine kıyasla % 5,45 oranında artış görüldü. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesi, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesine kıyasla % 2,36 oranında arttı. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait GPX aktivitesi ise, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki GPX aktivitesine kıyasla sırasıyla % 4,62 ve % 3,17 oranında azaldı.

3.7.3. Glutatyon Redüktaz (GR) Aktivitesi

Çalışmada kullanılan deneysel gruplardaki mısır fidelerinin kök ve yapraklarına ait GR aktiviteleri istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu belirlendi. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin kök ve yapraklarına ait GR aktiviteleri Şekil 9'da gösterildi.

50 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki GR aktivitesi, kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 35,5 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan

fidelerin köklerindeki GR aktivitesinde ise kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 72,59 oranında artış belirlendi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GR aktivitesi, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GR aktivitesine kıyasla % 22,89 oranında artış gösterdi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GR aktivitesinin ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GR aktivitesine kıyasla % 17,21 oranında arttığı belirlendi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GR aktivitesi, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GR aktivitesine kıyasla % 12,1 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GR aktivitesi, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki GR aktivitesine kıyasla % 4,28 oranında arttı. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerine ait GR aktivitesi ise, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki GR aktivitesine kıyasla sırasıyla % 10,99 ve % 12,68 oranında azaldı.



Şekil 9. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki GR aktivitelerindeki değişiklikler. (Barlar üç tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Kök ve yapraklar ayrı incelendiğinde aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

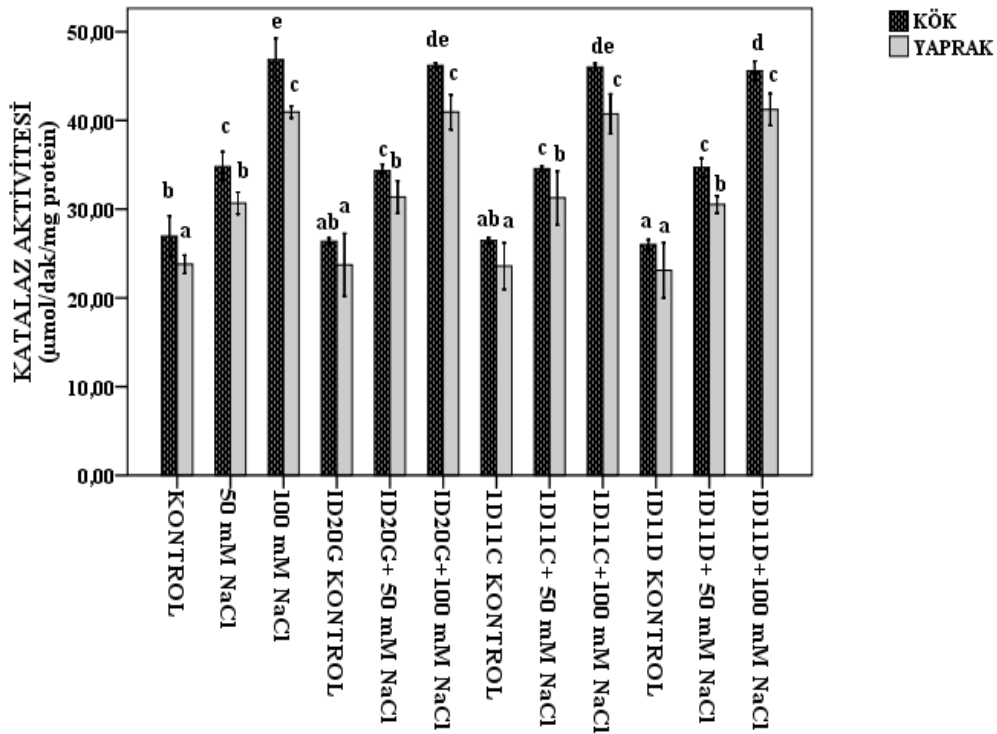
Kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla tuz stresi uygulanmış fidelerdeki GR aktivitesinin istatistiki bakımdan önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde arttığı belirlendi (Şekil 9). 50 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesi, kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 61,81 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesi ise kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 93,91 oranında artış gösterdi (Şekil 9). ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesinde, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesine kıyasla % 24,43 oranında artış belirlendi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesi ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesine kıyasla % 15,75 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesi, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesine kıyasla % 7,96 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesi, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesine kıyasla % 5 oranında arttı. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait GR aktivitesi ise, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki GR aktivitesine kıyasla sırasıyla % 15,83 ve % 13,48 oranında azaldı.

3.7.4. Katalaz (KAT) Aktivitesi

Çalışmada kullanılan deneysel gruplardaki mısır fidelerinin kök ve yapraklarına ait KAT aktiviteleri istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu görüldü. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin kök ve yapraklarına ait KAT aktiviteleri Şekil 10'da gösterildi.

Kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki KAT aktivitesinin istatistiki bakımdan önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde arttığı bulundu. 50 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki KAT aktivitesi, kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 29,12 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki KAT aktivitesi ise kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 73,88 oranında artış gösterdi. ID20G ve ID11C suşlarıyla muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki KAT aktivitesi, yalnızca 50 ve 100

mM NaCl uygulanmış fidelerin köklerindeki KAT aktivitesiyle kıyaslandığında istatistiksel olarak önemli ($P \leq 0,05$) bir fark bulunamadı. Benzer şekilde ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki KAT aktivitesi, yalnızca 50 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki KAT aktivitesiyle kıyaslandığında aralarında istatistiksel olarak bir fark yoktu. Ancak ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki KAT aktivitesi, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki KAT aktivitesiyle kıyaslandığında % 2,69 oranında azaldı.



Şekil 10. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerindeki KAT aktivitelerindeki değişiklikler. (Barlar üç tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Kök ve yapraklar ayrı incelendiğinde aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

Kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki KAT aktivitesinin istatistiksel olarak önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde arttığı bulundu. 50 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki KAT aktivitesi, kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 28,95 oranında artış gösterdi. 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki KAT aktivitesinin ise kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 72,05 oranında arttığı bulundu. ID20G, ID11C ve ID11D

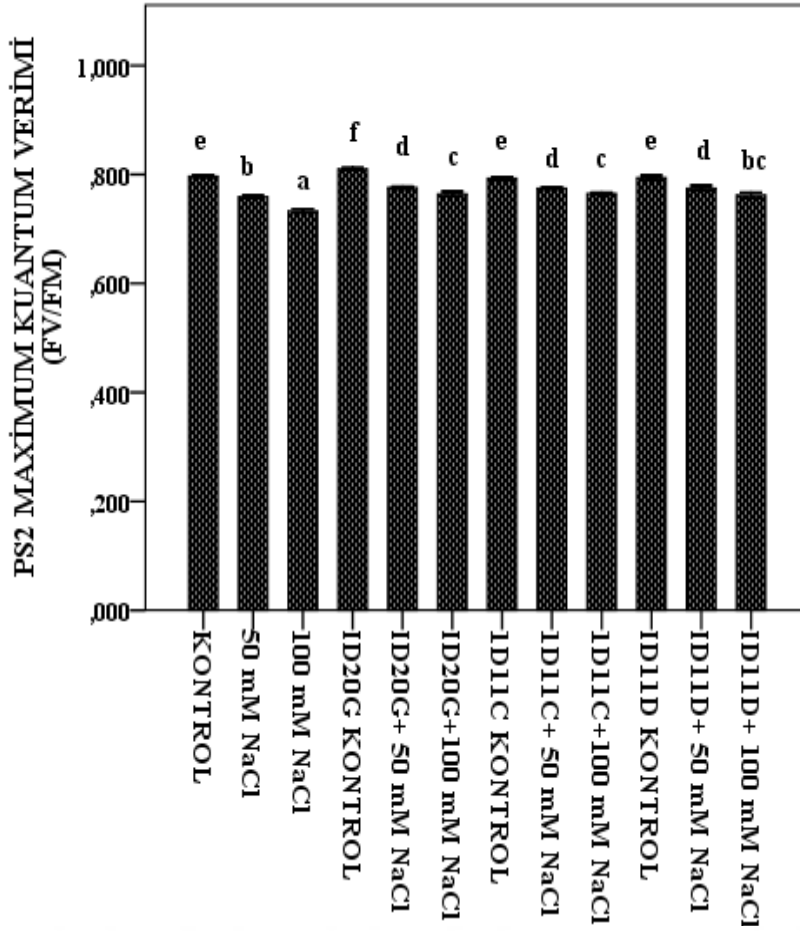
suşlarıyla muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki KAT aktivitesi, yalnızca 50 ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki KAT aktivitesi ile kıyaslandığında istatistiksel olarak önemli ($P \leq 0,05$) bir fark bulunamadı.

3.8. *T. harzianum* ve *T. atroviride* Suşlarıyla Muamele Edilmiş ve Tuz Stresi Uygulanmış Mısır Fidelerine Ait Klorofil Floresans Ölçümü Verileri

3.8.1. PS2 Maksimum Kuantum Verimi (Fv/Fm)

Çalışmada kullanılan deneysel gruptaki mısır fidelerinin yapraklarına ait PS 2 maksimum kuantum verimi (Fv/Fm) sonuçları istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu görüldü. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin yapraklarına ait Fv/Fm sonuçları Şekil 11’de gösterildi.

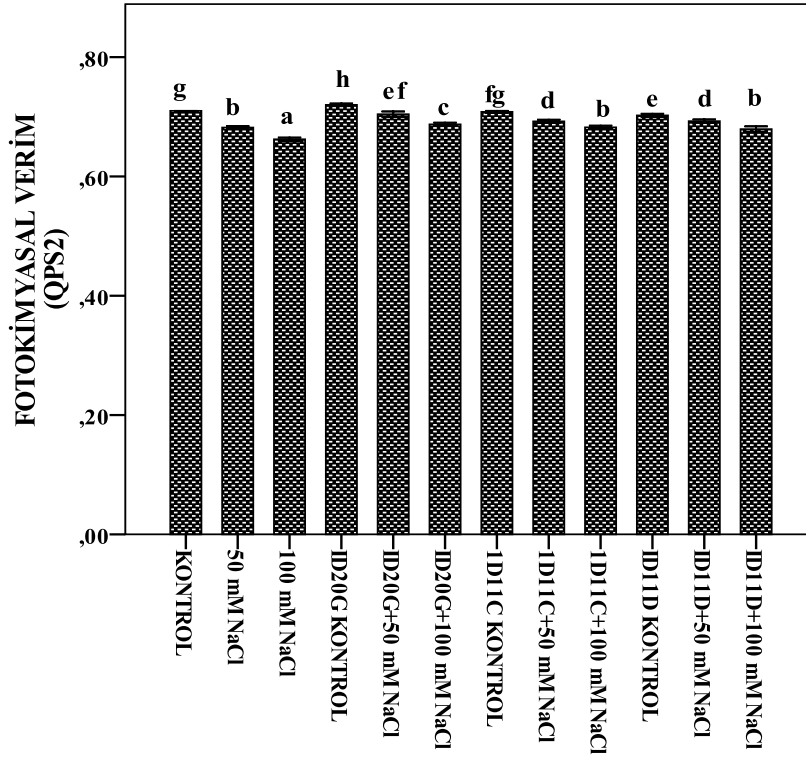
Tuz uygulamasının 10. gününden sonra kontrol grubu fidelerinin yapraklarında ölçülen Fv/Fm ile 50 ve 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarında ölçülen Fv/Fm sonuçlarının istatiki bakımdan önemli ölçüde ($P \leq 0,05$) azaldığı bulundu. Kontrol grubuna ait fidelerde ölçülen Fv/Fm 0,796 iken, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki Fv/Fm sırasıyla 0,758 ve 0,732 olarak ölçüldü. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki Fv/Fm değerinde, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 2,24 artırıcı etki bulundu. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki Fv/Fm ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 4,27 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki Fv/Fm, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 2,1 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki Fv/Fm, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 4,41 oranında artış gösterdi. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait Fv/Fm, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarına kıyasla sırasıyla % 2,1 ve % 4 oranında arttı.



Şekil 11. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerine ait Fv/Fm sonuçlarındaki değişiklikler. (Barlar sekiz tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

3.8.2. Fotokimyasal Verim (QPS2)

Çalışmada kullanılan deneysel gruptaki mısır fidelerinin yapraklarına ait fotokimyasal verim (QPS2) sonuçları istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu belirlendi. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin yapraklarına ait QPS2 sonuçları Şekil 12’de gösterildi.



Şekil 12. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerine ait QPS2 sonuçlarındaki değişiklikler. (Barlar sekiz tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

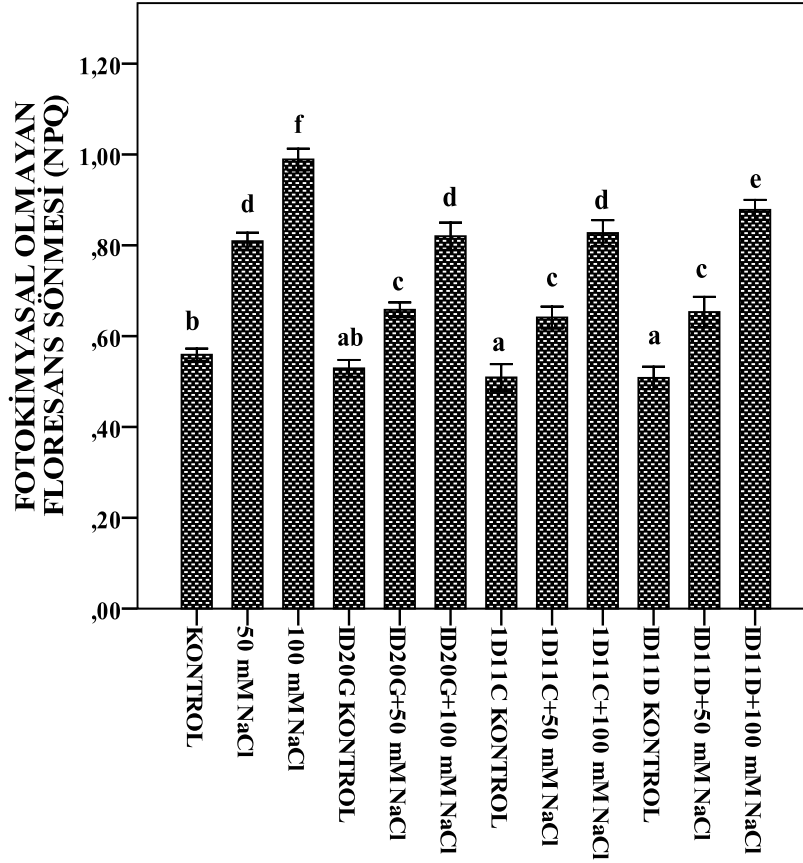
QPS2'nin tuzluluk stresinin artması ile paralel olarak azaldığı bulundu. Kontrol grubuna ait fidelerde ölçülen fotokimyasal verim 0,71 iken, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulan fidelerdeki fotokimyasal verim sırasıyla 0,682 ve 0,662 olarak ölçüldü. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal verim, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 3,26 oranında arttı. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal verim ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 3,77 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal verim, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 1,51 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal verim ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 3,01 oranında arttı. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait fotokimyasal verim, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl

uygulanan fidelerin yapraklarına kıyasla sırasıyla % 1,56 ve % 2,56 oranında artış gösterdi.

3.8.3. Fotokimyasal Olmayan Floresans Sönmesi (NPQ)

Çalışmada kullanılan deneysel gruptaki mısır fidelerinin yapraklarına ait fotokimyasal olmayan floresans sönmesi (NPQ) sonuçları istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu gözlemlendi. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin yapraklarına ait NPQ sonuçları Şekil 13’de gösterildi.

Fotokimyasal olmayan floresans sönmesinin tuz stresinin artmasına paralel olarak arttığı kaydedildi. Kontrol grubuna ait fidelerde ölçülen fotokimyasal olmayan floresans sönmesi 0,559 iken, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki fotokimyasal olmayan floresans sönmesinin sırasıyla 0,809 ve 0,989 olduğu bulundu. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal olmayan floresans sönmesinin, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 18,66 azaltıcı etkisi belirlendi. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal olmayan floresans sönmesinin ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 17,08 oranında azaltıcı etkisi olduğu görüldü. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal olmayan floresans sönmesi, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 20,7 oranında azalış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal olmayan floresans sönmesinin, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 16,38 oranında azaldığı görüldü. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait fotokimyasal olmayan floresans sönmesi, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarına kıyasla sırasıyla % 19,28 ve % 11,22 oranında azaldı.

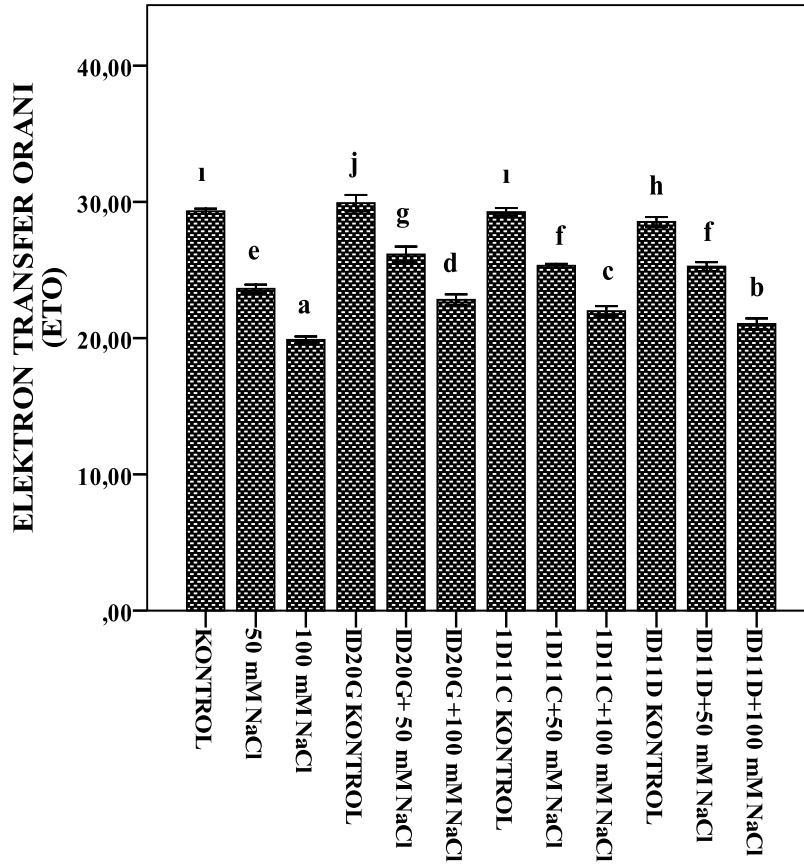


Şekil 13. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerine ait NPQ sonuçlarındaki değişiklikler. (Barlar on tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

3.8.4. Elektron Transfer Oranı (ETO)

Çalışmada kullanılan deneysel gruptaki mısır fidelerinin yapraklarına ait elektron transfer oranı (ETO) sonuçları istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu belirlendi. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin yapraklarına ait ETO sonuçları Şekil 14’de gösterildi.

ETO nun tuz stresinin artmasına paralel olarak azaldığı ($P \leq 0,05$) kaydedildi. Kontrol grubuna ait fidelerde ölçülen elektron transfer oranı 29,31 iken, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki elektron transfer oranı değerleri sırasıyla 23,62 ve 19,87 olarak ölçüldü.



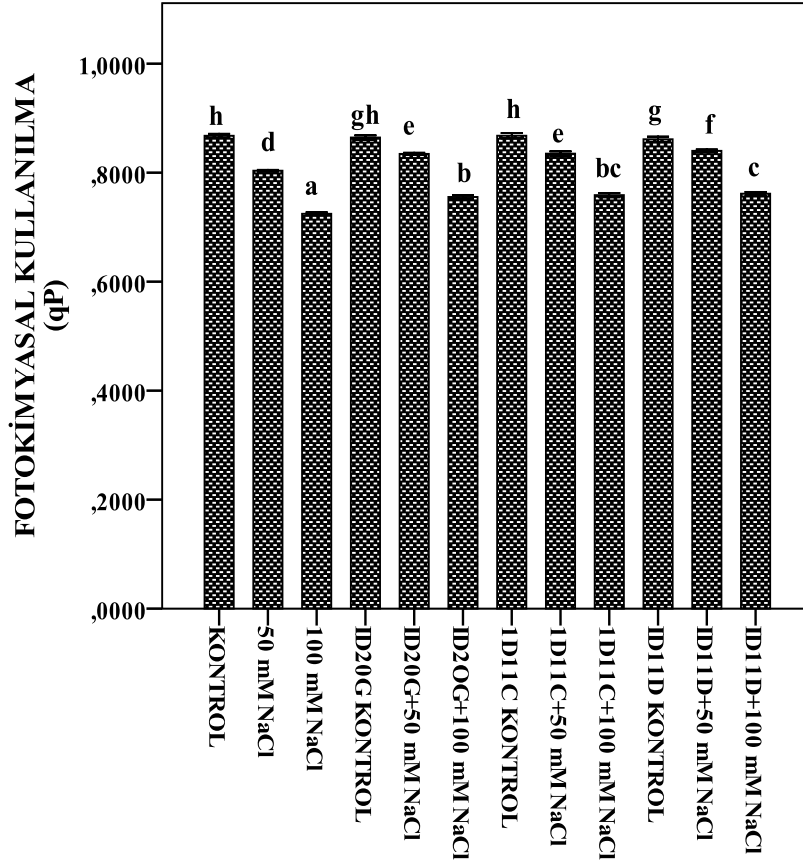
Şekil 14. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerine ait ETO sonuçlarındaki değişiklikler. (Barlar on tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki elektron transfer oranı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 10,66 oranında arttı. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki elektron transfer oranı ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 14,79 artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki elektron transfer oranı, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 7,15 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki elektron transfer oranı, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 10,61 oranında artış gösterdi. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait elektron transfer oranı, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarına kıyasla sırasıyla % 6,9 ve % 5,88 oranında arttı.

3.8.5. Fotokimyasal Kullanılma (qP)

Çalışmada kullanılan deneysel gruptaki mısır fidelerinin yapraklarına ait fotokimyasal kullanılma (qP) sonuçları istatistiksel olarak incelendiğinde gruplar arasında önemli ($P \leq 0,05$) ölçüde fark olduğu belirlendi. 10 gün süresince tuz stresi uygulanan fidelerin yapraklarına ait qP sonuçları Şekil 15’de gösterildi.

Fotokimyasal kullanılmanın (qP), tuz stresinin artmasına paralel olarak azaldığı ($P \leq 0,05$) kaydedildi. Kontrol grubuna ait fidelerde ölçülen fotokimyasal kullanılma 0,867 iken, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki fotokimyasal kullanılma değerleri, sırasıyla 0,803 ve 0,724 olarak ölçüldü. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal kullanılma oranında, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 3,83 artış bulundu. ID20G suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal kullanılma ise, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 4,26 oranında arttı. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal kullanılma, yalnızca 50 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 3,89 oranında artış gösterdi. ID11C suşuyla muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarındaki fotokimyasal kullanılma, yalnızca 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına kıyasla % 4,73 oranında artış gösterdi. ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış fidelerin yapraklarına ait fotokimyasal kullanılma, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarına kıyasla sırasıyla % 4,52 ve % 5,09 oranında arttı.



Şekil 15. *T. harzianum* ve *T. atroviride* suşlarıyla ön muamele edilen ve tuz stresi uygulanan mısır fidelerine ait qP sonuçlarındaki değişiklikler. (Barlar on tekerrürlü ölçümlerin standart sapmalarını göstermektedir. Aynı harflerle gösterilen sütunlar arasındaki fark % 5 ($P \leq 0,05$) seviyesinde önemsizdir.)

4. TARTIŞMA ve SONUÇLAR

Bitkilerin çoğunun büyümesi tuz stresi koşullarında inhibe edilir (Khodary, 2004; Gunes vd., 2007; Parvaiz ve Satyawati, 2008; Yılmaz vd., 2011). Bu çalışmada da 50 ve 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerinin büyümesinin önemli ölçüde etkilendiği ve yapraklarında klorozis ve turgor azalmasının meydana geldiği belirlenmiştir. Ayrıca tuz stresi altında fotosentetik pigmentler, lipid peroksidasyonu, çözünebilir protein, prolin miktarlarındaki değişimlerin yanı sıra, fotosentetik etkinlikte ve antioksidan enzimlerde meydana gelen değişimler belirlenmiş ve *Trichoderma atroviride* ID20G ile *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarının bu değişikliklere olan etkisi tespit edilmiştir. Nitekim, *Trichoderma*'nın spesifik suşlarıyla aşılana tarımsal bitkilerde önemli büyüme artışı gözlenmiştir (Shoresh ve Harman, 2008; Hoyos-Carvajal vd., 2009). Abiyotik stres koşulları altında suşların daha etkili olduğu tespit edilmiştir (Mastouri vd., 2010; Mastouri vd., 2012). Bu çalışmada kullanılan *T. atroviride* ve *T. harzianum* suşları bölümümüz mikrobiyoloji laboratuvarında Rize İkizdere ilçesi çay topraklarından izole edilmiş ve ilk defa bu çalışmayla beraber tuz stresinin olumsuz etkilerini giderici etkisi olup olmadığı araştırılmıştır. 50 ve 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki kök ve sürgün uzunluğunda meydana gelen azalmanın *Trichoderma* suşlarıyla muamele edilen bitkilerde önemli ölçüde giderildiği, ayrıca bu organlara ait taze ve kuru ağırlıklarının da sadece tuz uygulanan fidelere nazaran istatistiksel olarak önemli ölçüde arttığı kaydedilmiştir. Harman vd. (2004)'de T22 suşu ile muamele ettikleri tohumlardan ürettikleri 10 günlük mısır sürgün ve köklerinin uzunluğunun mantar uygulanmamış fidelere nazaran daha fazla olduğunu, özellikle köklerin uzunluğunun 2 kat arttığını belirlemişlerdir. Başka çalışmalarda da tuz stresi altındaki mikorizalı mısır bitkilerinin kök ve sürgün kuru ağırlığının kontrolden daha yüksek olduğu rapor edilmiştir (Feng, 2002; Sheng vd., 2008; Mastouri vd., 2012). Ayrıca, *T. harzianum* T22 suşu ile muamele edilen domates fidelerinin su eksikliği durumunda kök ve sürgünlerinin hem taze hem de kuru ağırlıklarının arttığı, su eksikliği durumunda görülen klorofil içeriğindeki azalmanın ise mantarla muamele ile büyük oranda giderildiği belirlenmiştir (Mastouri vd., 2012). Benzer şekilde, tuz stresli kabak bitkilerinin taze ağırlığının *T. harzianum* T22 suşu ile muamele edilen bitkilerde kontrolden daha fazla olduğu kaydedilmiştir (Yıldırım vd., 2006). Metallerle kontamine olmuş toprakta T22 ile birlikte 12 hafta büyütülen söğüt fidanlarının kuru ağırlığının

kontrolden % 39, uzunluğunun ise % 16 daha fazla olduğu belirlenmiştir (Adams vd., 2007). Hardal bitkisinde yapılan bir çalışmada da 200 mM NaCl uygulanması ile gövde uzunluğu, kök uzunluğu ve kuru ağırlıkta azalma gözükürken, *Trichoderma harzianum* uygulanan bitkilerde bu parametrelerde artış olduğu görülmüştür (Ahmad vd, 2015). Abd El-Baki vd. (2014)'de bakla (*Vicia faba*) bitkisinde tuz stresi üzerine yaptıkları çalışmada stres uygulanan fidelerde yaş ve kuru ağırlıkta ciddi azalmalar gözlenmişken, *Trichoderma harzianum* uygulanmasıyla yaş ve kuru ağırlıkta önemli artış olduğunu belirtmişlerdir. *Trichoderma* izolatlarının bitkilerdeki büyümeyi teşvik etmesiyle ilgili mekanizmalar arasında besin çözünürlüğünü ve besin alımını etkinliğini artırması ile minerallerin şelasyonunu sağlaması vardır (Shukla vd., 2012). *Trichoderma* suşlarının bitkilere uygulanması su alımını artıran köklerin uzamasını sağlar ve böylece abiyotik streslere karşı dirençliliği artırır. Nitekim *T. harzianum* ile muamele edilen tohumlardan büyütülen mısır bitkilerinin su eksikliğine dayanabildiği ve bu duruma artan köklenmenin katkı sağladığı gösterilmiştir (Harman, 2000). Köklenmedeki artış absorblama yapan yüzey alanının artmasını sağlar ve uzun kökler toprağın derinliklerine yayılarak derin yeraltı sularının alınmasını gerçekleştirir. Tuz stresinin *Arabidopsis thaliana* bitkisine uygulandığı bir çalışmada, *Trichoderma* uygulanmasıyla tuz stresinin zararlı etkilerinin hafifletildiği belirlenmiştir. *Trichoderma*'nın bu hafifletmeyi köklerden Na^+ 'u uzaklaştırarak gerçekleştirdiği tespit edilmiştir. Ayrıca oksin sinyal yollarını uyararak yan kökleri ve kök tüylenmesinin arttığını belirtmişlerdir (Contreras-Cornejo, vd. 2014). Bitkilerin normal rizosferinde *Trichoderma* misellerinin varlığı, mikoriza mantarlarındakine benzer bitki-mantar ilişkisinin gelişmesini sağlar. Köklerinde *Trichoderma* kolonize olan mısır bitkilerinin soğuk uygulamasının bütün sürelerinde % 70 daha büyük olduğu belirlenmiştir (Bjorkman vd., 1998).

Tuz stresi uygulanan mısır fidelerinin nispi su içeriği, toplam klorofil ve toplam karotenoid miktarlarının azaldığı kaydedilmiştir. Benzer sonuçlar başka çalışmalarda da rapor edilmiştir (Dela-Rosa ve Maiti, 1995; Khodary, 2004). *Trichoderma atroviride* ID20G ile *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen mısır bitkilerinde, tuz stresi etkisiyle nispi su içeriği ve fotosentetik pigmentlerde meydana gelen azalmanın önemli ölçüde giderildiği tespit edilmiştir. Nispi su içeriğindeki azalmayı önlemede en etkili suşun ID20G olduğu bulunmuştur. 50 ve 100 mM NaCl uygulanan fidelerde sırasıyla % 90,25 ve % 87,39 olan nispi su içeriğinin, ID20G

suşuyla muamele edilenlerde sırasıyla % 94,06 ve % 92,68 olduğu bulunmuştur. Fotosentetik pigmentlerdeki azalmayı önlemede en etkili suşun ise ID11C olduğu tespit edilmiştir. Toplam klorofil miktarı 50 ve 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla sırasıyla % 5,99 ve % 14,61 oranında, toplam karotenoid miktarı 50 ve 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla sırasıyla % 7,79 ve % 26,49 oranında artış göstermiştir. Başka çalışmalarda da NaCl uygulanmış mikorizalı mısır bitkilerinin klorofil içeriği ve nispi su içeriğinin daha yüksek olduğu rapor edilmiştir (Feng, 2002; Sheng vd., 2008). Stres altındaki bitkilerde nispi su içeriği ve fotosentetik pigmentlerde meydana gelen azalmaların mantarlarla muamele sonucu önemli ölçüde önlenmesi bitkilerin strese karşı toleransını artırıcı bir durumdur. Nitekim toleranslı genotiplerde daha yüksek klorofil ve karotenoid miktarları tayin edilmiştir (Pastori ve Trippi, 1992).

Stresle ilgili çalışmalarda ölçümü yapılan önemli parametrelerden birisi lipid peroksidasyonudur. Tuz stresine maruz kalan mısır fidelerinde lipid peroksidasyonu ürünü olan malondialdehit (MDA) miktarının arttığı tespit edilmiştir. Literatürde tuz stresinin MDA miktarını artırdığına dair çalışmalar mevcuttur. Örneğin; Demiral ve Türkan (2005)'de çeltikte yaptıkları çalışmada, artan tuz konsantrasyonu karşısında MDA miktarında fidelere artış meydana geldiğini; Azevedo Neto vd. (2006)'da mısırdaki tuz stresinin özellikle hassas olan BR5011 çeşidinde MDA miktarının kontrol bitkilerine göre % 24 oranında artış gösterdiğini; Zhu vd. (2008)'de salatalıkta yaptıkları bir çalışmada tuz stresi sonucu bitki yapraklarında MDA miktarının artış gösterdiğini ancak tolerant olan çeşitte bu artışın daha sınırlı olduğunu tespit etmişlerdir.

Bu çalışmada kullanılan *Trichoderma* suşları arasında lipid peroksidasyonunun hafifletilmesi üzerine en etkili olan suş, 50 mM NaCl uygulanan fidelere yapraklarında % 15,14 azalış ile ID11D iken, 100 mM NaCl uygulanan fidelere yapraklarında % 15,65 azalış ile ID11C olduğu tespit edilmiştir. Kökler incelendiğinde ise; hem 50 mM hem de 100 mM NaCl uygulanan fidelere lipid peroksidasyonu üzerine en etkili olan suş; oksidasyonu sırasıyla % 20,47 ve % 28,12 oranında azaltan ID11C'dir. Literatürde bu sonuç ile paralel olan çalışmalar mevcuttur. Örneğin; Ahmad vd. (2015)'de hardal (*Brassica juncea* L.) bitkisinde tuz stresi üzerine yaptıkları çalışmada 200 mM NaCl uygulaması ile artış gösteren MDA miktarının *Trichoderma* uygulamasıyla % 36,5

oranında azaldığını bulmuşlardır. Diğer bir çalışmada ise; Abd El-Baki vd. (2014)'de bakla (*Vicia faba*) bitkisinde tuz stresi üzerine yaptıkları çalışmada stres uygulanan fidelerde MDA içeriğinde ciddi derecede artış gözlenmişken, Th-24 suşu ile muamele edilen ve stres uygulanan fidelerde MDA içeriği ciddi derecede azalış göstermiştir.

Tuz stresine maruz kalan pek çok bitki, ozmotik dengeyi sağlamak için hücrelerinde düşük moleküler ağırlıklı çeşitli organik maddeleri yüksek konsantrasyonlarda biriktirmektedirler. Bitkilerde tuzluluğa bağlı olarak protein içeriklerinde değişimler olduğu yapılan çalışmalarla gösterilmiştir. Domateste yapılan bir çalışmada, tuzluluğun köklerde 30, 62, 75 kDa ve yapraklarda ise 38 ve 46 kDa moleküler ağırlıklı proteinleri teşvik ettiği belirlenmiştir (Amini vd., 2007). Arpa, ayçiçeği, pirinç ve darı çeşitleri ile yapılan çalışmalarda tuz stresi altında tuza toleranslı çeşitlerin daha yüksek konsantrasyonlarda suda çözünebilir protein miktarına sahip oldukları tespit edilmiştir (Ashraf ve Harris, 2004). Bu proteinler NaCl stresine cevap olarak sentezlenebilmekte ve bitkiler NaCl stresine maruz kaldığında protein miktarında düşük konsantrasyonlarda artış meydana gelmektedir (Pareek vd., 1997).

NaCl'nin konsantrasyonundaki artışa bağlı olarak çözünebilir protein içeriğinin azaldığını gösteren çalışmalarda vardır. Pirinç bitkisinde 0-50 mM arasında değişen konsantrasyonlarda NaCl stresi uygulaması sonucu tuza duyarlı çeşitlerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarında düşüş olduğu bildirilmektedir (Lutts vd. 1996). Bu çalışmada ise; tuzluluğun artması ile birlikte çözünebilir protein miktarında artış olduğu belirlenmiştir. 50 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarı, kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 27,62 oranında, 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki çözünebilir protein miktarı ise kontrol grubu fidelerinin köklerine kıyasla % 75,62 oranında artış göstermiştir. Yapraklardaki çözünebilir protein miktarına baktığımızda ise; 50 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarında, kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 29,25 oranında, 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki çözünebilir protein miktarında ise kontrol grubu fidelerinin yapraklarına kıyasla % 56,33 oranında artış belirlenmiştir. *Trichoderma atroviride* ID20G ile *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerinin hem köklerinde hem de yapraklarında çözünebilir protein

miktarı daha da artmıştır. Mantar suşları arasında çözünebilir protein miktarı üzerine etkili suş hem köklerde hemde yapraklarda *Trichoderma harzianum* ID11D'dir. Literatürde çalışmamızı destekler nitelikte çalışmalar mevcuttur. *T. harzianum* T22 suşunun hem tohumlara kaplama yoluyla hemde toprağa serpmeye yolu ile mısır bitkisine uygulanmasıyla birlikte; klorofil, nükleik asit, çözünebilir protein ve fitohormonlar üzerinde önemli derecede artış gözlemlendiği belirtilmiştir (Akladios ve Abbas, 2012). Diğer bir çalışmada da; *T. atroviride* MUCL 45632 suşunun durum buğdayına uygulanmasıyla protein miktarında ciddi derecede artış olduğu belirtilmiştir (Colla vd. 2015). Abd El-Baki, (2014) tuz stresi uygulanan bakla bitkilerinde T24 suşunun uygulanmasıyla çözünebilir protein miktarında artış gözlemlendiğini belirtmişlerdir. Yine başka bir çalışmada; tohumları T22 ile muamele edildikten sonra büyütülen mısır sürgün ve köklerinde yapılan proteomik analizler sonucunda birçok proteinin ekspresyonunun arttığı bazılarının ise azaldığı kaydedilmiştir (Shoresh ve Harman, 2008a-b). Harman vd. (2004)'de tohumlarını *T. harzianum* T22 ile muamele ettikten sonra büyüttükleri 10 günlük mısır fidelerinin kök ve sürgünlerinde protein miktarının arttığını tespit etmişlerdir.

Bitkiler, strese karşı toleranslarını ozmotik düzenleyici maddelerin yardımıyla korumaya çalışmaktadırlar (Hoekstra vd., 2001; Yokota vd., 2006; Ben Ahmed vd., 2008). Başta prolin olmak üzere bu ozmotik düzenleyici maddelerin hücrelerdeki birikimi, hücre içindeki su potansiyelinin düşmesine neden olarak hücreler arası su kaybını önlemekte, turgorlarını kaybetmeksizin yüksek evaporasyona dayanımlarını kolaylaştırmaktadır (Mahajan ve Tuteja, 2005). Alizadeh vd. (2010) tarafından prolin birikiminin strese toleransı yüksek olan genotiplerde hassas olan genotiplere göre 1,3 kat daha fazla birikim gösterdiği tespit edilmiştir. Artan tuz stresi karşısında prolin birikiminin arttığını belirten çok sayıda çalışma bulunmaktadır (Yağmur, 2008; Çetin vd., 2011; Doupis vd., 2011). Bu çalışmada da elde ettiğimiz bulgular literatürü destekler niteliktedir. Nitekim, 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki prolin içeriği kontrol fidelerine kıyasla sırasıyla % 57,96 ve % 97,39 oranında artış göstermiştir. Yapraklardaki prolin içeriğine baktığımızda ise 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin prolin içeriği kontrol fidelerine kıyasla sırasıyla % 57,73 ve % 103,53 oranında artış göstermiştir. *Trichoderma atroviride* ID20G ve *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl

uygulanan mısır fidelerinde prolin içeriği daha da artmıştır. En fazla prolin birikimini gerçekleştiren suş; kök ve yapraklarda hem 50 hem de 100 mM NaCl uygulanan fidelerde ID11D suşudur. Literatürde *T. harzianum* ile yapılan çalışmalarda bizim sonuçlarımızı destekler niteliktedir. Örneğin; Abd El-Baki vd. (2014) tarafından yapılan çalışmada *T. harzianum* Th-24 suşunun, tuz stresi altında artış gösteren prolin birikimini daha da artırdığını bulmuşlardır. Yapılan diğer bir çalışmada ise; Rawat vd. (2011) buğday bitkisinde *T. harzianum*'un Th-14, Th-19 ve Th-13 suşlarını denemişlerdir. Tuz stresi altında artış gösteren prolin miktarının mantar suşlarıyla daha da arttığını bulmuşlardır. Prolin miktarı, hem tuz stresi ile mantar uygulanan bitkilerde hem de sadece mantar uygulanan bitkilerde ciddi derecede artış göstermiştir. En etkili suşun Th-14 olduğu bildirilmiştir.

Tuz stresi bitkide su eksikliğini teşvik ederek iyonik ve ozmotik stres etkilerini artırarak ROT oluşumuna neden olup, lipidlerde, zarlarda, proteinlerde ve nükleik asitte oksidatif hasarla sonuçlanan oksidatif stres meydana getirir (Parida ve Das, 2005). Tuz teşvikli oksidatif stres esnasında, stomatal kapanmadaki artış yüzünden CO₂ alınımı azalır ve Kalvin çevrimi etkileneceği için NADPH'nin birikimi görülür. Fotosentetik elektron transferi esnasında ferrodoksin aşırı miktarda indirgendiği zaman, elektronlar PSI'den oksijene aktarılarak, çok zararlı oksijen radikallerini üreten Mehler Reaksiyonu ile süperoksit radikallerinin oluşumu meydana gelir (Hsu ve Kao, 2003; Türkan ve Demiral, 2009). ROT'lar sinyal moleküller olarak davranırlar ve bitkilerde oluşan ROT'lara karşı savunma amaçlı antioksidan mekanizma devreye sokulur (Khan vd., 2003). Söz konusu antioksidan mekanizmada, ROT süpürücü SOD, GPX, KAT, APX ve GR gibi antioksidan enzimler ve askorbat, glutatyon, karotenoid ve fenolik maddeler gibi enzimatik olmayan antioksidan bileşikler bulunmaktadır (Gill ve Tujeta, 2010).

SOD, aerobik organizmalarda her zaman bulunan ve reaktif oksijen türlerine karşı hücrel savunma mekanizmalarında anahtar rol oynayan bir enzimdir. Tuz stresinin artmasıyla SOD enzim aktivitesi de artış göstermiştir. Bu sonucu destekler nitelikte çalışmalar mevcuttur. Örnek olarak; Mittova vd. (2000) domateste, Hayat vd. (2010) *Vigna radiata* bitkisinde ve Gómez vd. (2004)'de bezelyede tuz stresi altında SOD aktivitesinin arttığını belirtmişlerdir. Bu çalışmada da; SOD enzim aktivitesi hem köklerde hem de yapraklarda ölçüldüğünde, kontrole göre kıyaslandığında, 50 ile 100

mM NaCl uygulanan fidelerde artış göstermiştir. Bu artışın *Trichoderma atroviride* ID20G suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış mısır fidelerinde daha da fazla olduğu belirlenmiştir. Nitekim; *Trichoderma atroviride* ID20G suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış mısır fidelerinin köklerindeki SOD enzim aktivitesi, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki SOD enzim aktivitesine kıyasla sırasıyla % 29,2 ve % 22,44 oranında artmıştır. Yapraklardaki sonuçlara bakacak olursak; *Trichoderma atroviride* ID20G suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanmış mısır fidelerinin yapraklarındaki SOD enzim aktivitesi, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin yapraklarındaki SOD aktivitesine kıyasla sırasıyla % 20,15 ve % 18,26 oranında artış göstermiştir. Çalışmada kullanmış olduğumuz diğer suşlarda, (*Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşları) SOD enzim aktivitesinde azalış bulunmuştur.

SOD, reaktif oksijen türlerinden süperoksit radikalini temizler. Ancak bu işlem sonunda başka bir ROT olan hidrojen peroksit ortaya çıkar. Yani SOD radikal temizlemede tek başına yeterli değildir. Bu yüzden çalışmamızda hidrojen peroksinin temizleyicilerinden biri olan guaiakol peroksidaz (GPX) aktivitesine de bakılmıştır.

Peroksidazlar birçok fizyolojik olayla ilişkilidir ve metabolizmada aktif bir rol oynarlar. Örneğin, bitki hücrelerindeki çeperin uzama özelliği, lignin biyosentezi ve oksin katabolizması ile ilişkisi olduğu saptanmıştır (Hinman ve Lang, 1965; Mader ve Fösl, 1982). Ayrıca yüksek stres koşullarındaki bitkilerde peroksidaz aktivitesinin arttığı bilinmektedir (Guida vd., 1992; Asada, 1992). Peroksidazlar H₂O₂'yi parçalama özelliklerinden dolayı en önemli antioksidan savunma sistemi öğelerindedir. Yaygın şekilde çalışılan GPX'ler, askorbat peroksidazlara benzerler (Nakano ve Asada, 1987). Guaiakol peroksidazlar, guaiakola olan yüksek spesifikliklerine rağmen başka birçok substratı elektron vericisi olarak kullanabilirler. Literatürde stresin artmasıyla GPX aktivitesinin arttığına dair sonuçlar mevcuttur. Örneğin; Gökbulut (2010) buğday çeşitlerinde, Schiavon (2012) *Ulva* sp. alginde, Habibi (2013) kavun, Keling vd. (2013) tuz stresi altındaki kavun fidelerinde yaptıkları çalışmalarda GPX aktivitesinde artış olduğunu belirtmişlerdir. Mevcut çalışmada da; GPX enzim aktivitesi hem köklerde hem de yapraklarda ölçüldüğünde, kontrole göre kıyaslandığında, 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerde artış göstermiştir. Bu artışın *Trichoderma atroviride* ID20G suşu ve

Trichoderma harzianum ID11C suşunda yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki GPX enzim aktivitesine kıyasla daha da fazla olduğu bulunmuştur. Bu iki suş arasında kıyaslama yapıldığında hem köklerde hem de yapraklarda en etkili suş *Trichoderma atroviride* ID20G'dir. Diğer bir suş olan *Trichoderma harzianum* ID11D suşunda ise GPX enzim aktivitesinde azalış bulunmuştur.

Bitkilerde stres esnasında aktivitesi ölçülen bir başka antioksidan enzim de glutasyon redüktaz (GR)'dir. Glutasyon redüktaz, elektron verici olarak NADPH'ı kullanarak yükseltgenmiş glutasyonun (GSSG) indirgenmesini (GSH) katalizleyen enzimdir (Creissen vd., 1994). Antioksidan özelliğinden dolayı GSH, hücrenin antioksidan kapasitesinin devamlılığı için önem teşkil eder. GR, diğer antioksidatif enzimlerle birlikte H₂O₂'nin süpürülmesinde görev almakta ve oksidatif strese karşı tolerans sağlamaktadır (Sairam vd., 1997). NADPH'ın kullanılması sonucunda CO₂ fiksasyonu azaldığı zaman GR, NADPH/NADP⁺ oranını ayarlamaya yardımcı olmaktadır. Bu özelliğinden dolayı, ROT'ların süpürülmesinde önemli rol oynadığı kaydedilmiştir (Creissen vd., 1996).

Tuz stresinin artmasına paralel olarak GR enzim aktivitesinin de arttığına dair çalışmalar bulunmaktadır. Tuz stresi altında GR aktivitesinin susam (Koca vd., 2007), nohut (Eyidogan ve Öz, 2007), soya fasulyesi (Çiçek ve Çakırlar, 2008), şeker pancarı ve yabani pancarda (Bor vd., 2003), *Calendula officinalis* (Charpazadeh vd., 2004)'de arttığı belirtilmiştir. Bu çalışmada da; GR enzim aktivitesi hem köklerde hem de yapraklarda ölçüldüğünde, kontrole göre kıyaslandığında, 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerde artış göstermiştir. Bu artışın *Trichoderma atroviride* ID20G suşu ve *Trichoderma harzianum* ID11C suşunda yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla daha da fazla olduğu bulunmuştur. Bu iki mantar suşu kıyaslandığında GR enzim aktivitelerindeki artış yönünden en etkili olanı *Trichoderma atroviride* ID20G suşudur. Diğer bir suş olan *Trichoderma harzianum* ID11D suşunda ise enzim aktivitesinde azalış bulunmuştur.

Çalışmamızda hidrojen peroksitin diğer bir temizleyicisi olan KAT aktivitesi de ölçülmüştür. Katalaz esas olarak peroksizomlarda daha az olarak sitozolde bulunur. Bundan farklı olarak ise mısırdaki bulunan KAT III ise hücrelerin mitokondrilerindedir.

Katalaz enziminin reaksiyon hızı oldukça yüksektir ve optimum şartlar altında bir mol katalaz enzimi bir dakika içerisinde 500 bin hidrojen peroksidi ayrıştırabilir (Antunes vd., 2002).

Tuz stresinin artmasına paralel olarak KAT enzim aktivitesinin de arttığına dair çalışmalar bulunmaktadır. Carrasco-Rios ve Pinto (2014)'de tuz stresi uygulanan mısır çeşitlerinde KAT enzim aktivitesinin arttığını ve bu artışın, hassas çeşide göre tuza dayanıklı çeşitte % 50 daha fazla olduğunu bildirmişlerdir. *Gypsophila aucheri* (Sekmen vd., 2012), nohut (Rasool vd., 2013), buğday (Zhang, 2013), karpuz (Yaşar vd., 2008), domates (Li, 2009), patlıcan (Yaşar, 2003) bitkilerinde tuz stresinin KAT enzim aktivitesini artırdığı kaydedilmiştir. Bununla birlikte Azevedo Neto vd. (2006)'da mısırdaki KAT enziminin tuz stresinde değişmediğini; Pan vd. (2006), meyan kökünde KAT enzim aktivitesinin azaldığını belirtmişlerdir. Bu çalışmada da; KAT enzim aktivitesi hem köklerde hem de yapraklarda ölçüldüğünde, kontrole göre kıyaslandığında, 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerde artış göstermiştir. *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerinin kök ve yapraklarına ait KAT enzim aktiviteleriyle, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin kök ve yapraklarındaki KAT enzim aktiviteleri arasında istatistiksel olarak önemli bir fark yoktur. İstisna olarak; *Trichoderma harzianum* ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki KAT aktivitesi, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki KAT aktivitesiyle kıyaslandığında % 2,69 oranında azalmıştır.

Literatürde *Trichoderma* spp. ile yapılan çalışmalarda genellikle antioksidan enzim aktivitelerinin arttığı kaydedilmiştir. Örnek olarak; Ahmad, (2015) *Brassica juncea* bitkisinde yapmış olduğu çalışmada tuz stresiyle artış gösteren SOD, KAT, APX ve GR enzim aktivitelerinin *Trichoderma harzianum* mantarının uygulanmasıyla daha da arttığını bulmuşlardır. Diğer bir çalışmada ise; *T. harzianum* T-78 suşu kavun bitkisine uygulanmış ve tuz stresi altında artış gösteren antioksidan enzimlerin *T. harzianum* T-78 suşunun uygulanmasıyla daha da arttığı belirlenmiştir. Bu suşun askorbat peroksidaz siklusunu uyararak bitkide koruma sağladığını belirtmişlerdir (Bernal Vicente vd., 2015). Başka bir çalışmada; *T. asperellum* mantarından alınan

ACC deaminaz geni *Arabidopsis thaliana* bitkisinde aşırı ifade ettirilmiştir. Yabani tip *Arabidopsis* ile transgenik *Arabidopsis* bitkilerine 150 mM NaCl uygulanmıştır. Sonuçlar değerlendirildiğinde transgenik olan *Arabidopsis*'lerin yabani tiplere kıyasla antioksidan enzim aktivitelerinin daha fazla artış gösterdiği belirlenmiştir (Zhang vd., 2015). *T. asperelloides* T-203 suşunun salatalık ve *Arabidopsis* bitkilerine uygulandığı başka bir çalışmada, *T. asperelloides* T-203 suşunun tuz stresi altında yetişen bitkilerde, osmoregülasyonu ve oksidatif stresi kontrol eden çeşitli genlerin ekspresyonunu arttırdığı kaydedilmiştir (Brotman, 2013). Yapılan başka bir çalışmada; *T. harzianum*'un HSP70 geni *Arabidopsis* bitkisinde aşırı ifade ettirilmiştir. Sıcaklık ve diğer abiyotik stresler üzerine yapılan bu çalışmada transgenik *Arabidopsis* bitkisinde SOS1 ve APX1 genlerinin ifade seviyeleri artmıştır. Bu genlerde sırasıyla tuz stresi ve oksidatif stresin hafifletilmesinde görevli genler olarak bilinmektedir (Montero-Barrientos vd., 2010). Mevcut çalışmada *T. harzianum* ID11D suşu uygulandığında antioksidan enzim aktivitelerinde azalma görülmesi, sözkonusu suşun enzimatik olmayan antioksidanlarla ROT'ları temizlediğini göstermektedir. Nitekim hem kök hemde yapraklardaki prolin ölçümlerinde en yüksek sonuçlar bu suşun uygulandığı fidelerde ölçülmüştür. Prolinin ozmotik basıncı ayarlama, zar bütünlüğünü koruma, enzim/protein dengesini sağlama, NADP⁺/NADPH oranını koruma ve serbest radikalleri temizleme gibi çoklu görevleri mevcuttur (Hare vd., 1998; Misra ve Saxena, 2009).

Ayrıca bu çalışmada, fotosentetik etkinliği ölçme yöntemlerinden klorofil floresansı üzerine ölçümler yapılmıştır. Klorofil floresansı, fotosentetik etkinliği ölçmek için kullanılan en hassas ve modern yöntemlerden birisidir (Krause ve Weis, 1991; Strasser vd., 2000; Hunt, 2003). Klorofil floresans parametrelerindeki değişimler araştırılarak stresin fotosentetik aygıtta ne gibi değişikliklere neden olduğu tespit edilmektedir. Bu parametrelerden biri fotosentetik aygıtın stres koşullarında sağlamlığını gösteren Fv/Fm'deki değişimdir. Çalışmada tuz stresinin artması ile birlikte Fv/Fm değerinde azalış gözükmemektedir. Nitekim kontrol grubuna ait fidelerde ölçülen Fv/Fm 0,796 iken, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki Fv/Fm değeri sırasıyla 0,758 ve 0,732 olarak ölçülmüştür. *Trichoderma* spp. suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki Fv/Fm değeri, sadece tuz uygulanan fidelere nazaran artmıştır. Bu suşlar arasında en etkili olanı 50

mM NaCl uygulanan fidelerde *Trichoderma atroviride* ID20G iken, 100 mM NaCl uygulanan fidelerde *Trichoderma harzianum* ID11C'dir.

Çalışmada ölçülen başka bir klorofil floresans parametresi ise QPS2 (fotokimyasal verim)'dir. Fotokimyasal verimin tuzluluk stresinin artması ile paralel olarak azaldığı bulunmuştur. Kontrol grubuna ait fidelerde ölçülen fotokimyasal verim 0,71 iken, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki fotokimyasal verim sırasıyla 0,682 ve 0,662 olarak ölçülmüştür. *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki fotokimyasal verim, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki fotokimyasal verime kıyasla artış göstermiştir. Bu mantar suşları arasında en etkili olan suş; *Trichoderma atroviride* ID20G'dir. QPS2'deki azalmanın NPQ ile ilişkili olduğu bilinmektedir. Çalışmamızda artan tuz stresi ile NPQ'daki artış, fotokimyasal verimin azalmasında rol oynayabilir. Nitekim Qiu vd. (2003) artan NPQ ile fotosistemdeki yükün ısı ile dağıtılmasının fotosentetik verimi düşürerek sistemi ışık hasarından koruduğunu ileri sürmüştür.

Bu çalışmada ölçülen başka bir klorofil floresans parametresi ise NPQ'dur. Fotokimyasal olmayan floresans sönmesinin tuz stresinin artmasına paralel olarak arttığı belirlenmiştir. Yapılan bir çalışmada kuraklık stresinin artması ile birlikte NPQ'da artmıştır (Sheuermann vd., 1991; Biehler vd., 1997). Mevcut çalışmada da kontrol grubuna ait fidelerde ölçülen fotokimyasal olmayan floresans sönmesi 0,559 iken, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki fotokimyasal olmayan floresans sönmesinin sırasıyla 0,809 ve 0,989 olduğu gözlenmiştir. *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki NPQ değeri yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki NPQ değerine kıyasla azalma göstermiştir. NPQ'nun azalmasında en etkili suş, 50 mM NaCl uygulanan fidelerde *Trichoderma harzianum* ID11C iken, 100 mM NaCl uygulanan fidelerde *Trichoderma atroviride* ID20G olduğu belirlenmiştir.

Çalışmada artan tuzlulukla beraber ETO (elektron transfer oranı)'da düşüşler meydana gelmiştir. Kontrol grubuna ait fidelerde ölçülen ETO; 29,31 iken, yalnızca 50

ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki ETO değerleri sırasıyla 23,62 ve 19,87 olarak ölçülmüştür. *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki ETO değeri, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki ETO değerine kıyasla artış göstermiştir. Mantar suşları arasında en etkili olanı, *Trichoderma atroviride* ID20G'dir.

Çalışmada ölçümü yapılan diğer bir klorofil floresans parametresi de qP (fotokimyasal kullanılma)'dir. qP, tuz stresinin artmasına paralel olarak azaldığı belirlenmiştir. Kontrol grubuna ait fidelerde ölçülen fotokimyasal kullanılma 0,867 iken, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulan fidelerdeki fotokimyasal kullanılma değerleri, sırasıyla 0,803 ve 0,724 olarak ölçülmüştür. *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki qP değeri, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki qP değerine kıyasla artış göstermiştir. En fazla artışın gözleendiği suş, *Trichoderma harzianum* ID11D'dir.

Literatürde *Trichoderma* spp. ile yapılan çalışmalardaki klorofil floresans sonuçları, bizim çalışmamızı destekler niteliktedir. *T. asperellum* T-34 suşunun domates bitkisinde hem abiyotik (100 µM Fe), hemde biyotik strese (*Fusarium oxysporum*) etkisi araştırılmış ve *T. asperellum* T-34 suşunun; net CO₂ asimilasyonu, stomatal iletkenliği ve PS2'nin nispi kuantum etkinliğini (Fv/Fm) önemli derecede artırarak stresin olumsuz etkilerinden bitkiyi koruduğu kaydedilmiştir (Segarra vd., 2010). Diğer bir çalışmada ise; *T. atroviride* MUCL 45632 suşunun durum buğdayının tohumlarına muamelesi sonucu tohum verimi ve kalitesinin arttığını tespit etmişlerdir. Tohum verimini ve kalitesini PS2 nin fotokimyasal aktivitesini artırarak gerçekleştirdiği belirlenmiştir (Colla vd., 2015). Başka bir çalışmada ise; Sri Lanka ve Hindistan'ın kurak bölgelerinde önemli bir besin kaynağı olan parmak darısı kullanılmış ve *Trichoderma* uygulanmasıyla PS2 maximum etkinliğinde ve dane veriminde önemli derecede artış gözlenmiştir (Gupta vd., 2011). Transkriptomik analizi yapılan *Trichoderma longibrachiatum* MK1 suşunun domates bitkisindeki etki mekanizmasının araştırıldığı çalışmada; birçok genin aktif hale geldiği ve bu genlerden 11 tanesinin hücre savunmasıyla, 4 tanesinin fotosentezle, 2 tanesinin de sinyal iletimi ile ilgili olduğu tespit edilmiştir. Bunun yanında protein sentezi ve enerji metabolizması ile ilgili

gen bölgelerinin de aktif hale geldiği belirtilmiştir (De Palma vd., 2015). Tohumları T22 ile muamele edildikten sonra büyütülen mısır sürgün ve köklerinde yapılan proteomik analizler sonucunda ise, sürgünlerde ekspresyonu artan proteinlerden bazılarının fotosentez olayıyla ilgili olduğu kaydedilmiştir (Shoresh ve Harman, 2008a-b). Protein miktarı artışlarının fotosentez oranını arttırdığı ve sürgünlerde nişasta birikimini sağladığı ileri sürülmüştür. Metabolizmadaki bu değişikliklerin, *Trichoderma* ile tohum veya toprak muamelesi sonucu bitkilerde görülen büyüme artışları için enerji sağladığı vurgulanmıştır.

Bu çalışmadaki veriler uygulanan *Trichoderma* spp. suşlarının osmoregülasyon, antioksidan sistem ve fotosentezin etkinliğini düzenleyerek farklı derecelerde tuzluluk stresinin olumsuz etkilerini önemli ölçüde giderdiğini ve kullanılan *Trichoderma* spp. suşlarıyla tuzluluk stresi altında teşvik edilen büyüme artışının fotosentetik etkinlikteki artıştan kaynaklanabileceğini göstermektedir.

Mevcut çalışmada elde edilen sonuçlar aşağıda kısaca maddeler halinde sıralanmıştır.

1. Tuz stresi uygulanması ile birlikte kök ve sürgün boy uzunluklarında, yaş-kuru ağırlıklarında azalmalar belirlenmiştir. Mantar suşlarıyla ön muamele edilmiş fidelerde bu azalma giderilerek artış yönünde bir sonuç tespit edilmiştir. Kök ve sürgün boy uzunluğu üzerine en etkili suş ID20G suşudur. Kök yaş ağırlığında 50 mM NaCl uygulananlarda en etkili suş ID11C iken 100 mM NaCl uygulananlarda ise ID20G suşu daha etkilidir. Kök kuru ağırlığına baktığımızda ise 50 mM NaCl uygulananlarda ID20G daha etkili iken 100 mM NaCl uygulananlarda ID11C daha etkilidir. Sürgün yaş ağırlığında 50 mM NaCl uygulananlarda ID20G etkili iken 100 mM NaCl uygulananlarda ID11D daha etkilidir. Son olarak sürgün kuru ağırlık üzerine en etkili suş, 50 mM NaCl uygulananlarda ID20G ve ID11D iken 100 mM NaCl uygulananlarda ID20G daha etkilidir.

2. Nispi su içeriği tuz stresi uygulanması ile birlikte azalış göstermiştir. Mantar suşlarıyla ön muamele edilmiş fidelerdeki nispi su içeriği, tuz stresi uygulanan

fidelerdeki nispi su içeriğine kıyasla artış göstermiştir. Nispi su içeriğine baktığımızda en fazla su tutma kapasitesine sahip olan suşun ID20G olduğu belirlenmiştir.

3. Mısır fidelerindeki toplam klorofil miktarının tuz stresi uygulanması ile azaldığı tespit edilmiştir. Mantar suşlarıyla ön muamele edilen fidelerdeki toplam klorofil miktarının, tuz stresi uygulanan fidelerle kıyaslandığında arttığı belirlenmiştir. Toplam klorofil miktarı üzerine en etkili olan suşun ID11C olduğu belirlenmiştir.

4. Karotenoid miktarları değerlendirildiğinde, tuz stresi uygulanmasıyla karotenoid miktarının azaldığı belirlenmiştir. Mantar suşlarıyla ön muamele edilen fidelerdeki karotenoid miktarının, tuz stresi uygulanan fidelerle kıyaslandığında arttığı tespit edilmiştir. Toplam karotenoid miktarı üzerine en etkili olan suşun ID11C olduğu belirlenmiştir.

5. MDA içeriğinin tuz stresi koşullarında arttığının belirlendiği bu çalışmada en fazla artış 100 mM NaCl uygulanan fidelerde görülmüştür. En düşük lipid peroksidasyonu ise yapraklarda ID11C ve ID11D suşları, köklerde ise ID11C suşunda belirlenmiştir. Mantar suşlarının tohumlarla muamele edilip büyütülmesiyle elde edilen fidelerdeki lipid peroksidasyon miktarının tuzluluk stresi durumunda hem köklerde hem de yapraklarda önemli ölçüde azaldığı tespit edilmiştir.

6. Çözünabilir protein miktarı tuz stresi uygulanması ile birlikte artış göstermiştir. Mantar ön muamelesiyle çözünabilir protein miktarı daha fazla artış göstermiştir. Mantar suşları arasında çözünabilir protein miktarı üzerine en fazla artışı sağlayan suş, hem köklerde hem de yapraklarda *Trichoderma harzianum* ID11D'dir.

7. Tuz stresinin artmasına paralel olarak prolin miktarı da artış göstermiştir. Mantar ön muamelesiyle prolin miktarı daha fazla artmıştır. En fazla prolin birikimini gerçekleştiren suş; kök ve yapraklarda hem 50 hem de 100 mM NaCl uygulanan fidelerde ID11D suşudur.

8. Mısır fidelerinde tuz stresinin uygulanması ile birlikte SOD aktivitesinde artış görülmüştür. *Trichoderma atroviride* ID20G suşu ile muamele edilmiş ve 50 ile 100

mM NaCl uygulanmış mısır fidelerinin hem kök hem de yapraklarında SOD aktivitesi daha fazla artış göstermiştir. Çalışmada kullanmış olduğumuz diğer suşlarda, (*Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşları) SOD enzim aktivitesinde azalış belirlenmiştir.

9. GPX aktivitesi tuz stresi uygulanmasıyla mısır fidelerinde artış göstermiştir. Bu artışın *Trichoderma atroviride* ID20G suşu ve *Trichoderma harzianum* ID11C suşunda yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki GPX enzim aktivitesine kıyasla daha fazla olduğu bulunmuştur. Bu iki suş arasında kıyaslama yapıldığında hem köklerde hem de yapraklarda en etkili suş *Trichoderma atroviride* ID20G'dir. Diğer bir suş olan *Trichoderma harzianum* ID11D suşunda ise GPX enzim aktivitesinde azalış bulunmuştur.

10. Tuz stresinin artmasıyla birlikte mısır fidelerinde GR enzim aktivitesinde artış belirlenmiştir. Bu artışın *Trichoderma atroviride* ID20G suşu ve *Trichoderma harzianum* ID11C suşunda yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelere kıyasla daha fazla olduğu bulunmuştur. Bu iki mantar suşu kıyaslandığında GR enzim aktivitesindeki artış yönünden en etkili olanı *Trichoderma atroviride* ID20G suşudur. Diğer bir suş olan *Trichoderma harzianum* ID11D suşunda ise enzim aktivitesinde azalış bulunmuştur.

11. Mısır fidelerinde tuz stresinin artması ile birlikte KAT enzim aktivitesinde artış meydana gelmiştir. *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerinin kök ve yapraklarına ait KAT enzim aktiviteleriyle, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerin kök ve yapraklarındaki KAT enzim aktiviteleri arasında istatistiksel olarak önemli bir fark yoktur. İstisna olarak; *Trichoderma harzianum* ID11D suşu ile muamele edilmiş ve 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki KAT aktivitesi, yalnızca 100 mM NaCl uygulanan fidelerin köklerindeki KAT aktivitesiyle kıyaslandığında % 2,69 oranında azalış göstermiştir.

12. Yapılan analizler sonucunda PS2 maksimum kuantum veriminin (Fv/Fm) tuz şiddeti arttıkça önemli ölçüde azaldığı saptanmıştır. Mantar suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki Fv/Fm değeri, sadece tuz

uygulanan fidelere nazaran artmıştır. Bu suşlar arasında en etkili olanı 50 mM NaCl uygulanan fidelerde *Trichoderma atroviride* ID20G iken, 100 mM NaCl uygulanan fidelerde *Trichoderma harzianum* ID11C'dir.

13. Fotokimyasal verim (QPS2)'in tuz stresinin artması ile azaldığı bulundu. *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki fotokimyasal verim, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki fotokimyasal verime kıyasla artış göstermiştir. Bu mantar suşları arasında en etkili olan suş; *Trichoderma atroviride* ID20G'dir.

14. Tuz stresi boyunca fotokimyasal olmayan floresans sönmesinin (NPQ) tuz stresinin artmasına paralel olarak arttığı kaydedildi. *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki NPQ değeri, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki NPQ değerine kıyasla dikkate değer bir azalma göstermiştir. NPQ'nun azalmasında en etkili suş, 50 mM NaCl uygulanan fidelerde *Trichoderma harzianum* ID11C iken, 100 mM NaCl uygulanan fidelerde *Trichoderma atroviride* ID20G olduğu belirlenmiştir.

15. Çalışmada artan tuzlulukla beraber ETO (elektron transfer oranı)'da azalış meydana gelmiştir. *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki ETO değeri, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki ETO değerine kıyasla artış göstermiştir. Mantar suşları arasında en etkili olanı, *Trichoderma atroviride* ID20G'dir.

16. Çalışmada ölçümü yapılan diğer bir parametrede qP (fotokimyasal kullanılma) 'dir. qP'nin tuz stresinin artmasına paralel olarak azaldığı belirlenmiştir. *Trichoderma atroviride* ID20G, *Trichoderma harzianum* ID11C ve ID11D suşlarıyla muamele edilen ve 50 ile 100 mM NaCl uygulanan mısır fidelerindeki qP değeri, yalnızca 50 ile 100 mM NaCl uygulanan fidelerdeki qP değerine kıyasla artış göstermiştir. En fazla artışın gözlemlendiği suş, *Trichoderma harzianum* ID11D'dir.

5. ÖNERİLER

Gelecekte tarım için beklenen en önemli tehditlerin başında abiyotik stresler gelmektedir. Dünyada özellikle hızla artan küresel ısınma ile mevsimsel değişimler meydana gelmektedir. Mevsimsel değişimler nedeniyle tarımsal alanlarda abiyotik stresin olumsuz etkileri çok daha fazla hissedilecektir. Dolayısıyla doğada tüm stres tiplerinin bitkilerde önemli verim kayıplarına neden olduğu düşünülürse, stres hasarlarını azaltmak için, bitkilerin çevreleri ile etkileşerek strese karşı geliştirdikleri sakinme ve tolerans mekanizmalarının ve bu mekanizmaların birbiriyle ilişkilerinin aydınlatılması gerekliliği ortaya çıkar. Küresel ısınma ve daha birçok faktör dolayısıyla günümüz şartlarında tarımsal üretimin sürdürülebilmesi için abiyotik streslere dirençli ve kaliteli ürünler yetiştirmek zorunlu hale gelmiştir. Bu amaçla birtakım ticari kimyasallar geliştirilmiştir. Fakat organik olmayan bu kimyasallar topraktaki mikrobiyal popülasyona, çevreye ve insana zararlı olabilir. Ayrıca bu kimyasallar doğrudan fiziksel temas sonrası ürünlerde kalıntılar bırakarak gıda güvenliğini tehlikeye sokabilir. Bu kimyasallara alternatif olarak, bitki gelişimini teşvik edici, ucuz ve organik fungal biyo-kontrol ajanları kullanılabilir.

Biyolojik kaynaklardan köken alan pestisit, bakterisid veya fungusit gibi bileşiklerin (biyo-kontrol ajanları) bitkilere muamelesi yolu ile tarımsal ürünleri koruyucu yeni ve sürdürülebilir sistemler geliştirilmesi üreticiler ve tüketiciler için de cazedici konulardandır. *Trichoderma*'lar bu bağlamda çok geniş bir uygulama alanına sahiptir. Çünkü bu mantar suşları hali hazırda mikoparazitik veya antibiyotik etkideki bileşikler oluşturmaları bakımından üreticiler tarafından küresel ölçekli tarım uygulamalarında çokça kullanılmaktadır. Patenti alınmış kayıtlı biyopestisitlerin % 60'dan fazlası *Trichoderma* tabanlıdır (Kottb vd., 2015).

Bu çalışmada bazı *Trichoderma* spp. suşlarının tuz stresinin olumsuz etkilerini giderici etkisi araştırılmış, sözkonusu suşların diğer abiyotik streslere (sıcaklık, kuraklık ve oksidatif stres) toleransı üzerindeki etkileri de araştırılması gereken konular arasındadır. Bununla birlikte; ilgili mantarın tuz stresi öncelikli ve başta olmak kaydıyla farklı abiyotik stresler altında bitki hücrelerindeki transkripsiyonel programlamaya etkisi, fenotipik ve biyokimyasal değişimler ve proteom düzeyindeki çalışmalarla

birlikte harmanlanarak incelenmesi uzun vadede yapılması planlanan çalışmalar arasındadır.

Biyolojik kontrol ajanlarının kullanılmasıyla toprak florasında yer alan mikrobiyal komünite kimyasal gübrelerin oluşturduğu çevre kirliliği başta olmak üzere tüm zararlı etkilerden arındırılabilir. Bu şekilde oluşan verim kayıplarının azaltılmasına da katkı sağlanabilir. Bu açıdan mevcut çalışma büyük ölçekli tarla denemelerinin bir modeli olacak olması dolayısıyla önem arz eder. Ülkemize özgü yerel bir suşun etkilerinin araştırılması uzun vadede ticari ürün oluşturulmak suretiyle ülkenin yurt dışı bağımlılığının azaltılmasına ve tarımsal rekabet gücünün artmasına öncülük edebilir. Bu yerel ajanlar kullanılarak bazı organik formulasyonların geliştirilmesi ve pratikte abiyotik stres koşullarına dayanıklı, daha verimli tarımsal bitkilerin üretimi, uzun vadede değerlendirilecek hedefler arasındadır.

KAYNAKLAR

- Abd El-Baki, G.K. and Mostafa, D., 2014.** The potentiality of *Trichoderma harzianum* in alleviation the adverse effects of salinity in faba bean plants. *Acta Biologica Hungarica*, 65, 4, 451-468. Doi: 10.1556/ABiol.65.2014.4.9
- Abebe, H., 2002.** Potential of entomopathogenic fungi for the control of *Macrotermes subhyalinus*. PhD thesis. Addis Ababa University, International Institute of Tropical Agriculture (IITA), Addis Ababa, Ethiopia, 290s, 161s.
- Ábrahám, E., Rigó, G., Székely, G., Nagy, R., Koncz, C. and Szabados, L., 2003.** Light-dependent induction of proline biosynthesis by abscisic acid and salt stress is Inhibited by brassinosteroid in *Arabidopsis*. *Plant Molecular Biology*, 51, 3, 363-372.
- Adams, P., De-Lij, F.A. and Lynch, J.M., 2007.** *Trichoderma harzianum* Rifai 1295-22 mediates growth promotion of crack willow (*Salix fragilis*) saplings in both clean and metal-contaminated soil. *Microbial. Ecology*, 54, 2, 306–313.
- Aebi, H., 1983.** Catalase. in bergmeyer (ed), methods of enzymatic analysis. Vol 3. Verlag Chemie, Weinheim, Germany, 273-277.
- Agrios, G., 2001.** Phytopathology. Education Mexico; Limusa S.A., 838s.
- Ahmad, P., Jhon, R., Sarwat, M. and Umar, S., 2008.** Responses of proline, lipid peroxidation and antioxidative enzymes in two varieties of *Pisum sativum L.* under salt stress. *International Journal of Plant Production*, 2, 4, 353–365.
- Ahmad, P., Hashem, A., Abd-Allah, E.D., Alqarawi, A.A., John, R., Egamberdieva, D. and Gucel, S., 2015.** Role of *Trichoderma harzianum* in mitigating NaCl stress in Indian mustard (*Brassica juncea L.*) through antioxidative defense system. *Frontiers in Plant Science*, 6, 868. Doi: 10.3389/fpls.2015.00868
- Ahmadı, A., Emam, Y. and Pessaralı, M., 2009.** Response of various cultivars of wheat and maize to salinity stress. *Journal of Food Agriculture Environment*, 7, 1, 123-128.
- Akladios, S.A. and Abbas, S.M., 2012.** Application of *Trichoderma harziunum T22* as a biofertilizer supporting maize growth. *African Journal of Biotechnology*, 11, 35, 8672-8683. DOI: 10.5897/AJB11.4323.
- Akman, Y., Küçüködük, M. ve Düzenli, S., 2001.** Bitki fizyolojisi. Palme Yayın Dağıtım, 768s, Ankara.
- Aktaş, H., 2002.** Biberde tuza dayanıklılığın fizyolojik karakterizasyonu ve kalıtımı. Doktora Tezi. Çukurova Üniversitesi, Fen Bilimleri Enstitüsü Bahçe Bitkileri Anabilim Dalı, Adana, Türkiye, 105 s.

- Ali, G., Ibrahim, A.A., Srivastava, P.S. and Iqbal, M., 1999.** Structural changes in root and shoot of bacopa monniera in response to salt stress. *Journal of Plant Biology*, 42, 3, 222-225.
- Alizadeh, M., Singh, S.K., Patel, V.B., Bhattacharya, R.C. and Yadav, B.P., 2010.** In vitro responses of grape rootstocks to NaCl. *Biologia Plantarum*, 54, 2, 381-385.
- Alscher, R.G., Donahue, J.L. and Cramer, C.L., 2006.** Reactive oxygen species and antioxidants: relationships in green cells. *Physiology Plantarum*, 100, 2, 224-233. DOI: 10.1111/j.1399-3054.1997.tb04778.x.
- Altomare, C., Norvell, W.A., Björkman, J. and Harman, G.E., 1999.** Solubilization of phosphates and micronutrients by the plant growth promoting and biocontrol fungus *Trichoderma harzianum* Rifai 1295-22. *Applied Environmental Microbiology*, 65, 7, 2926-2933 .
- Amini, F., Ehsanpour, A.A., Hoang, Q.T., and Shin, J.S., 2007.** Protein pattern changes in tomato under in vitro salt stress. *Russian Journal of Plant Physiology*, 54, 4, 464-471.
- Antunes, F., Han, D. and Cadenas, E., 2002.** Relative contributions of heart mitochondria glutathione peroxidase and catalase to H₂O₂ detoxification in in vivo conditions. *Free Radical Biology Medicine*, 33, 9, 1260-1267.
- Aono, M., Saji, H., Fujiyama, S. and Sugita, M., 1995.** Decrease in activity of glutathione reductase enhances paraquat sensitivity in transgenic *Nicotiana tabacum*. *Plant Physiology*, 107, 2, 645-648.
- Apel, K. and Hirt, H., 2004.** Reactive oxygen species: Metabolism, oxidative stress and signal transduction. *Annual Reviews of Plant Biology*, 55, 373-399.
- Arnon, D.I., 1949.** Copper enzymes in chloroplasts, polyphenoloxidase in *Beta vulgaris*. *Plant Physiology*, 24, 1, 1-15.
- Asada, K., 1992.** Ascorbate peroxidase- hydrogen peroxide scavenging enzyme in plants. *Physiologia Plantarum*, 85, 2, 235-241.
- Asada, K., 1999.** The water–water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 50, 601-639.
- Ashraf, M., 2004.** Some important physiological selection criteria for salt tolerance in plants. *Flora*, 199, 5, 361-376.
- Ashraf, M. and Harris, C.J.P., 2004.** Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Science*, 166, 1, 3-16.

- Azevedo Neto, A.D., Prisco, J.T., Eneas-Filho, J., Braga De Abreu, C.E. and Gomes-Filho, E., 2006.** Effect of salt stress on antioxidative enzymes and lipid peroxidation in leaves and roots of salt-tolerant and salt-sensitive maize genotypes. *Environmental and Experimental Botany*, 56, 1, 87-94.
- Bates, L.S., Waldren, R.P. and Teare, I.D., 1973.** Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant and Soil*, 39,1, 205-207.
- Bayer, R. and Teige, M., 2010.** The Ca²⁺-dependent protein kinase CPK3 is required for MAPK-independent salt stress acclimation in *Arabidopsis*. *The Plant Journal*, 63, 3, 484-498.
- Beauchamp, C. and Fridovich, I., 1971.** Superoxide dismutase: improved assays and an assay applicable to acrylamide gels, *Analytical Biochemistry*, 44,1, 276-287.
- Ben Ahmed, C., Ben Rouina, B. and Boukhris, M., 2008.** Changes in water relations, photosynthetic activity and proline accumulation in one-year old olive trees (*Olea europaea L. cv. Chemlali*) in response to NaCl salinity. *Acta Physiologiae Plantarum*, 30, 4, 553-560.
- Bergmeyer, J. and Grabl, M., 1983.** Methods of enzymatic analysis, third edition, Germany, 190-302.
- Berkowitz, G.A., 1998.** Water and salt stress, photosynthesis: a comprehensive treatise. Cambridge University Press, ISBN 0 521 57000, Cambridge, 376p.
- Bernal-Vicente, A., Pascual, J.A., Tittarelli, F., Hernandez, J.A., and Diaz-Vivancos, P., 2015.** *Trichoderma harzianum* T-78 supplementation of compost stimulates the antioxidant defence system in melon plants. *Journal of The Science of Food and Agriculture*, 95, 11, 2208-2214. DOI: 10.1002/jsfa.6936
- Biehler, K., Haupt, S., Beckmann, J., Fock, H. and Becker, T.W., 1997.** Simultaneous CO₂ and 16 O₂:18 O₂ gas exchange and fluorescence measurements indicate differences in light energy dissipation between the wild-type and the phytochrome-deficient aurea mutant of tomato during water stress. *Journal of Experimental Botany*, 48, 7, 1439-1449.
- Bjorkman, T., Blanchard, L.M. and Harman, G.E., 1998.** Growth enhancement of shrunken-2 sweet corn with *Trichoderma harzianum* 1295-22: effect of environmental stress. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 123, 1, 35-40.
- Blokhina, O. and Fagerstedt, K.V., 2010.** Reactive oxygen species and nitric oxide in plant mitochondria: origin and redundant regulatory systems. *Physiologia Plantarum*, 138, 4, 447-462.
- Bohnert, H.J., Su, H. and Shen, B., 1999.** Molecular mechanisms of salinity tolerance, molecular responses to cold, drought, heat and salt stress in higher plants. Published by R.G. Landes Co, ISBN 157-059-563-1, 170s.

- Bonilla, I., El-Hamdaoui, A. and Bolanos, L., 2004.** Boron and calcium increase *Pisum sativum* seed germination and seedling development under salt stress. *Plant Soil*, 267, 1-2, 97-107.
- Bor, M., Özdemir, F. and Türkan, I., 2003.** The effect of salt stress on lipid peroxidation and antioxidants in leaves of sugar beet *Beta vulgaris* L. and wild beet *Beta maritima* L. *Plant Science*, 164, 1, 77-84.
- Botella, M.A., Rosado, A., Bressan, R.A. and Hasegawa, P.M., 2005.** Plant adaptive responses to salinity stress, plant abiotic stress. Blackwell Publishing, 270s.
- Bowler, C., Van Maontague, M. and Inze, D., 1992.** Superoxide dismutase and stress tolerance. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 43, 83-116.
- Bradford, M., 1976.** Rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72, 248-254.
- Breckle, S.W., 2002.** Salinity, halophytes and salt affected natural ecosystems, salinity. *Environment-Plants-Molecules*, ISBN 1-4020-0492-3, Dordrecht, The Netherlands, 552p.
- Breusegem, F.V., Vranová, E., Dat, J.F. and Inz, D., 2001.** The role of active oxygen species in plant signal transduction. *Plant Science*, 161, 405-414.
- Brotman, Y., Landau, U., Cuadros-Inostroza, A., Takayuki, T., Fernie, A.R., Chet, I., Viterbo, A., and Willmitzer, L., 2013.** *Trichoderma*-plant root colonization: escaping early plant defense responses and activation of the antioxidant machinery for saline stress tolerance. *Plos Pathogens*, 9, 3, DOI: 10.1371/journal.ppat.1003221.
- Buhl, M., Stewart, C., 1983.** Effects of NaCl on proline synthesis and utilization in excised barley leaves. *Plant Physiology*, 72, 664-667.
- Carrasco-Rios, L. and Pinto, M., 2014.** Effect of salt stress on antioxidant enzymes and lipid peroxidation in leaves in two contrasting corn, 'Lluteño' and 'Jubilee', Chilean. *Journal Of Agricultural Research*, 74,1, 89-95.
- Castillo, F.J., 1996.** Antioxidative protection in the inducible CAM plant *Sedum Album* L. following the imposition of severe water stress and recovery. *Oecologia*, 107, 469-477.
- Chaparzadeh, N., Damico, M.L., Khavari-Nejad, R.A., Izzo, R. and Navari-Izzo, F., 2004.** Antioxidative responses of *Calendula officinalis* under salinity conditions. *Plant Physiology and Biochemistry*, 42, 695-701.

- Chaudiere, J. and Ferrari-Iliou, R., 1999.** Intracellular antioxidants from chemical to biochemical mechanisms, *Food Chemistry. Toxicology*, 37, 949-962.
- Cha-um, S. and Kirdmanee, C., 2009.** Effect of salt stress on proline accumulation, photosynthetic ability and growth characters in two maize cultivars. *Pakistan Journal of Botany*, 41,1, 87-98.
- Chaverri, P., and Samuels, G.J., 2002.** *Hypocrea lixii*, the teleomorph of *Trichoderma harzianum*. *Mycological Progress*, 1, 3, 283-286.
- Chen, G.X. and Asada, K., 1989.** Ascorbate peroxidase in tea leaves: occurrence of two isozymes and their differences in enzymatic and molecular properties. *Plant Physiology*, 30, 987-998.
- Chen, Z., Cuin, T.A., Zhou, M., Twomey, A., Naidu, B.P. and Shabala, S., 2007.** Compatible solute accumulation and stress-mitigating effects in barley genotypes contrasting in their salt tolerance. *Journal of Experimental Botany*, 58, 15/16, 4245-4255.
- Colla, G., Rouphael, Y., Bonini, P. and Cardarelli, M., 2015.** Coating seeds with endophytic fungi enhances growth, nutrient uptake, yield and grain quality of winter wheat. *International Journal of Plant Production*, 9,2, 171-189.
- Contreras-Cornejo, H.A., Macias-Rodriguez, L., Alfaro-Cuevas, R. and Lopez-Bucio, J., 2014.** *Trichoderma* spp. improve growth of arabidopsis seedlings under salt stress through enhanced root development, osmolite production, and Na^+ elimination through root exudates. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 27, 6, 503-514.
- Creissen, G., Edwards, E.A. and Mullineaux, P.M., 1994.** Glutathione reductase and ascorbate peroxidase, in: causes of photooxidative stress and amelioration of defence systems in plants. Foyer, C.H., Ed., Mullineaux, P.M., CRC Press, Boca Raton, 343-364.
- Creissen, G., Broadbent, P., Stevens, R., Wellburn, A.R. and Mullineaux, P.M., 1996.** Manipulation of glutathione metabolism in transgenic plants. *Journal of Biochemistry*, 24, 465-472.
- Çetin, E.S., Toy, D., Adar, M. ve Göktürk Baydar, N., 2011.** Tuz stresinin in vitro koşullarda bazı Amerikan asma anaçlarında sürgün gelişimi ve prolin miktarları üzerine etkileri. Süleyman Demirel Üniversitesi, *Journal of Natural and Applied Sciences*, 15 ,1, 1-7.
- Çevik, B., 1986.** Toprak Su Koruma Mühendisliği. Çukurova Üniversitesi Ziraat Fakültesi Yayın No: 108, Adana.
- Çiçek, N. ve Çakırlar, H., 2006.** Fotosentetik etkinliği ölçme yöntemleri: Klorofil Floresansı, *Anadolu Üniversitesi Bilmi ve Teknoloji Dergisi*, 7, 2, 295-302.

- Çiçek, N. and Çakırlar, H., 2008.** Changes in some antioxidant enzyme activities in six soybean cultivars in response to long-term salinity at two different temperatures. *General Applied Plant Physiology*, 34, 3-4, 267-280.
- Çulha, Ş. ve Çakırlar, H., 2011.** Tuzluluğun Bitkiler Üzerine Etkileri ve Tuz Tolerans Mekanizmaları. *Afyon Kocatepe Üniversitesi Fen Bilimleri Dergisi*, 11, 11-34, Afyon, Türkiye.
- Dajic, Z., 2006.** Salt stress, physiology and molecular biology of stress tolerance in plants. ISBN-13 978-1-4020-4224-9, Dordrecht, The Netherlands, 345s.
- Debouba, M., Gouia, H., Suzuki, A. and Ghorbel, M.H., 2006.** NaCl stress effects on enzymes involved in nitrogen assimilation pathway in tomato "*Lycopersicon Esculentum*" seedling. *Journal of Plant Physiology*, 163, 1247-1258.
- Dela-Rosa, I.M. and Maiti, R.K., 1995.** Biochemical mechanism in glossy sorghum lines for resistance to salinity stress. *Journal of Plant Physiology*, 146, 515-519.
- Demiral, T. and Türkan, İ., 2006.** Exogenous glycinebetaine affects growth and proline accumulation and retards senescence in two rice cultivars under NaCl stress. *Environmental and Experimental Botany*, 56, 72-79.
- De Palma, M., D'Agostino, N., Proietti, S., Bertini, L., Lorito, M., Ruocco, M., Caruso, C., Chiusano, M.L. and Tucci, M., 2015.** Suppression subtractive hybridization analysis provides new insights into the tomato (*Solanum lycopersicum L.*) response to the plant probiotic microorganism *Trichoderma longibrachiatum MK1*. *Journal of Plant Physiology*, 190, 79-94, DOI: 10.1016/j.jplph.2015.11.005
- Desikan, R., Hancock, T.J. and Neill, S.J., 2004.** Oxidative stress signalling, plant responses to abiotic stress. Published by Springer, Germany, 300s.
- Desikan, R., Hancock, J. and Neill, S., 2005.** Reactive oxygen species as signaling molecules, antioxidants and reactive oxygen species in plants. Publishing by Blackwell, ISBN 978-1-4051-2529-1, Oxford, 302s.
- Dietz, K.J., Jacob, S., Oelze, M.L., Laxa, M., Tognetti, V., Marinda, S.M.N., Baier, M. and Finkemeier, I., 2006.** The function of peroxiredoxins in plant organelle redox metabolism. *Journal of Experimental Botany*, 57, 1697-1709.
- Dinç, U., Şenol, S., Atlay, I. ve Cangir, C., 1993.** Türkiye Toprakları. Çukurova Üniversitesi, Ziraat Fakültesi Genel Yayın No: 51, 233.
- Djilianov, D., Georgieva, T., Moyankova, D., Atanassov, A., Shinozaki, K., Smeeken, S.C.M., Verma, D.P.S. and Murata, N., 2005.** Improved abiotic stress tolerance in plants by accumulation of osmoprotectants—gene transfer approach. *Biotechnology and Biotechnological Equipment*, 19, 63-71.

- Doupis, G., Chartzoulakis, K., Beis, A. and Patakas, A., 2011.** Allometric and biochemical responses of grapevines subjected to drought and enhanced ultraviolet-B radiation. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 17, 36-42.
- Dölarslan, M. ve Gül, E., 2012.** Toprak Bitki İlişkileri Açısından Tuzluluk. *Türk Bilimsel Derlemeler Dergisi*, 5, 2, 56-59.
- Duan, J., Li, J., Guo, S. and Kang, Y., 2008.** Exogenous spermidine affects polyamine metabolism in salinity-stressed cucumis sativus roots and enhances short-term salinity tolerance. *Journal of Plant Physiology*, 165, 1620-1635.
- Edwards, E.A., Enard, C., Creissen, G.P. and Mullineaux, P.M., 1994.** Synthesis and properties of glutathione reductase in stressed peas. *Planta*, 192, 137-143.
- Ekmekçi, Y. and Terzioglu, S., 2005.** effect of oxidative stress induced by paraquat on wild and cultivated wheats, pesticide. *Biochemistry and Physiology*, 83, 69-81.
- Elstner, E.F., 1987.** Metabolism of activated oxygen species, in: the biochemistry of plants. D.D. Davies, Ed., Academic Press, USA, 253-315.
- Emrebaş, N., 2010.** Topraksız ortamda roka ve tere yetiştiriciliğinde mikrobiyal gübre (*Trichoderma harzianum*, KUEN 1585) uygulamasının bitki gelişimi ve verimi üzerine etkileri. Kahramanmaraş Sütçü İmam Üniversitesi, Fen Bilimleri Enstitüsü, Bahçe Bitkileri Anabilimdalı, Yüksek Lisans Tezi. Kahramanmaraş.
- Epstein, E., Nortlyn, J.D., Rush, D.W., Kingbury, R.W., Keller, D.B., Cunningham, G.A. and Wrona, A.F., 1980.** Saline culture of crops: A. genetic approach. *Science*, 210, 399-404.
- Eyidogan, F. and Öz, M.T., 2007.** Effect of salinity on antioxidant responses of chickpea seedlings. *Acta Physiologiae Plantarum*, 29, 485-493.
- Fedina, I.S., Nedeva, D. and Çiçek, N., 2009.** Pre-treatment with H₂O₂ induces salt tolerance in barley seedlings. *Biologia plantarum*, 53, 2, 321-324.
- Feierabend, J., Schaan, C. and Hertwig, B., 1992.** Photoinactivation of catalase occurs under both high and low temperature stress conditions and accompanies photoinhibition of photosystem 2. *Plant Physiology*, 100, 1554-1561.
- Feng, G., Zhang, F.S., Li, X.L., Tian, C.Y., Tang, C. and Rengel, Z., 2002.** Improved tolerance of maize plants to salt stress by arbuscular mycorrhiza is related to higher accumulation of soluble sugars in roots. *Mycorrhiza*, 12, 185-190.
- Ferroni, L., Baldisserotto, C., Pantaleoni, I., Billi, P., Fasulo, M.P. and Pancaldi, S., 2007.** High salinity alters chloroplast morpho-physiology in a fresh water kirchneriella species (Selenastraceae) from ethiopian lake awasa. *American Journal of Botany*, 94, 12, 1972-1983.

- Fooland, M.R., 1996.** Genetic analysis of salt tolerance during vegetative growth in tomato (*Lycopersicon esculentum* L.). *Plant Breeding*, 115, 245-250.
- Foyer, C.H. and Halliwell, B., 1976.** The presence of glutathione and glutathione reductase in chloroplasts: a proposed role in ascorbic acid metabolism, *Planta*, 133, 21-25.
- Foyer, C.H., Descouvieres, P. and Kunert, K.J., 1994.** Protection against oxygen radicals: an important mechanism studied in transgenic plants, *Plant Cell Environment*, 17, 507-523.
- Foyer, C. and Noctor, G., 2005.** Oxidant and antioxidant signalling in plants: a re-evaluation of the concept of oxidative stress in a physiological context. *Plant, Cell and Environment*, 28, 1056-1071.
- Frary, A., Göl, D., Keleş, D., Ökmen, B., Pınar, H., Şığva, H.Ö., Yemenicioğlu, A. and Doğanlar, S., 2010.** Salt tolerance in *Solanum pennellii*: antioxidant response and related QTL. *BMC. Plant Biology*, 10, 58.
- Fridovich, L., 1986.** Biological effect of superoxide radical. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 247, 1-11.
- Galvez-Valdivieso, G. and Mullineaux, P.M., 2010.** The role of reactive oxygen species in signalling from chloroplasts to the nucleus. *Physiologia Plantarum* 138, 430-439.
- Garbeva, P., Van veen, J.A. and Van Elsas, J.D., 2004.** Microbial diversity in soil: Selection of microbial populations by plant and soil type and implications for disease suppressiveness. *Annual Review of Phytopathology*, 42, 243-270.
- Gill, S.S. and Tuteja, N., 2010.** Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 48, 909-930.
- Glenn, E.P., Brown, J.J. and Blumwald, E., 1999.** Salt tolerance and crop potential of halophytes. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 18, 2, 227-255.
- Goettel, M.S. and Inglis, D.G., 1997.** Fungi:Hyphomycetes. In: Lacey L.A. (ed) manual of techniques in insectpathology. Academic Press, London, UK. 213-249.
- Gómez, J.M., Jiménez, A., Olmos, E. and Sevilla, F., 2004.** Location and effects of long-term NaCl stress on superoxide dismutase and ascorbate peroxidase isoenzymes of pea (*Pisum sativum* cv. Puget) chloroplasts. *Journal of Experimental Botany*, 55, 394, 119-130.
- Gossett, D.R., Millhollon, E.P. and Lucas, M.C., 1994.** Antioxidant response to NaCl stress in salt-tolerant and salt-sensitive cultivars of cotton. *Crop Science*, 34, 706-714.

- Gökbulut, T., 2010.** Bazı buğday çeşitlerinde selenyum birikimi ve selenyum toksisitesinin antioksidan enzim aktivitesine etkisi. Yüksek Lisans Tezi, Erciyes Üniversitesi, Kayseri.
- Guida, G., Zacheo, G. and Bleve-Zacheo, T., 1992.** Activation of detoxifying enzymes in tomato roots following paraquat treatment and nematode infection. *Nematologia Mediterranea*, 20, 2, 203-209.
- Güneş, A., Inal, A., Alpaslan, M., Eraslan, F., Bağci, E.G. and Çiçek, N., 2007.** Salicylic acid induced changes on some physiological parameters symptomatic for oxidative stress and mineral nutrition in maize (*Zea mays L.*) grown under salinity. *Journal of Plant Physiology*, 164, 728-736.
- Gupta, R., Pandey, S.K., Singh, A.K. and Singh, M., 2011.** Response of photosynthesis, chlorophyll fluorescence and yield of finger millet (*Eleusine coracana*) influenced by bio-chemical fertilizers. *Indian Journal of Agricultural Sciences*, 81, 5, 445-449.
- Gürel, A., ve Avcıoğlu, R., 2001.** Bitkilerde strese dayanıklılık fizyolojisi, 21. bölüm, Editörler: Özcan, S., Gürel, E., Babaoğlu, M., Bitki Biyoteknolojisi II, Genetik Mühendisliği ve Uygulamaları, Selçuk Üniversitesi Vakfı Yayınları, 308-313.
- Greenway, H. and Munns, R., 1980.** Mechanisms of salt tolerance in Nonhallophytes. *Annual Review Plant Physiology*, 28, 89-121.
- Habibi, G., 2013.** Effect of drought stress and selenium spraying on photosynthesis and antioxidant activity of spring barley. Payame Noor University, Tehran, Iran.
- Hare, P.D. and Cress, W.A., 1997.** Metabolic implications of stress-induced proline accumulation in plants. *Plant Growth Regulation*, 21, 2, 79-102.
- Hare, P.D., Cress, W.A. and Van Staden, J., 1998.** Dissecting the roles of osmolyte accumulation during stress. *Plant Cell Environment*, 21, 535-553.
- Harinasut, P., Poonsopa, D., Roengmongkol, K. and Charoensataporn, 2003.** Salinity effects on antioxidant enzymes in mulberry cultivar. *Science Asia*, 29, 109-113.
- Harman, G.E., and Kubicek, P.K., 1998.** *Trichoderma* and *Gliocladium*. Enzymes, biological control and commercial applications. Taylor and Francis, London, 2 1-393.
- Harman, G.E., 2000.** Myths and dogmas of biocontrol - Changes in perceptions derived from research on *Trichoderma harzianum* T-22. *Plant Disease*, 84, 4, 377-393. DOI: 10.1094/Pdis.2000.84.4.377
- Harman, G.E., Howell, C.R., Viterbo, A., Chet, I., and Lorito, M., 2004.** *Trichoderma* species - Opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology*, 2, 1, 43-56. DOI: 10.1038/Nrmicro797.

- Harman, G.E., Petzoldt, R., Comis, A. and Chen J. 2004.** Interactions between *Trichoderma harzianum* strain T22 and maize inbred line Mo17 and effects of this interaction on diseases caused by *Pythium ultimum* and *Colletotrichum graminicola*. *Phytopathology*, 94, 147–153.
- Harman, G.E., 2006.** Overview of mechanisms and uses of *Trichoderma* spp. *Phytopathology*, 96, 190-194.
- Hasegawa, P.M., Bressan, R.A., Zhu, J.K. and Bohnert, H.J., 2000.** Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Review Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 51, 463-99.
- Hayat, S., Hasan, S.A., Yusuf, M., Hayat, Q. and Ahmad, A., 2010.** Effect of 28-homobrassinolide on photosynthesis, fluorescence and antioxidant system in the presence or absence of salinity and temperature in *Vigna radiata*. *Environmental and Experimental Botany*, 69, 105-112.
- Heath, R.L. and Packer, L., 1968.** Photoperoxidation in isolated chloroplast. I. kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 125, 189-198.
- Hermosa, R., Botella, L., Montero-Barrientos, M., Alonso-Ramirez, A., Arbona, V., Gomez-Cadenas, A. and Nicolas, C., 2011.** Biotechnological applications of the gene transfer from the beneficial fungus *Trichoderma harzianum* spp. to plants. *Plant Signaling Behavior*, 6, 8, 1235-1236. DOI: 10.4161/psb.6.8.16362
- Hernandez, J.A., Olmos, E., Corpas, F.J., Sevilla, F. and Del Rio, L.A., 1995.** Salt-induced oxidative stress in chloroplasts of pea plants. *Plant Science*, 105, 151-167.
- Hinman, R.L. and Lang, J., 1965.** Peroxidase catalyzed oxidation of indol-3-acetic acid. *Biochemistry*, 4, 144-158.
- Hirt, H. and Shinozaki, K., 2004.** Plant responses to abiotic stress. Springer-Verlag Berlin, Heidelberg, 297, Germany.
- Hoagland, D.R. and Arnon, D.I., 1950.** The water culture method for growing plants without soil. *California Agricultural Experiment Station, Circular*, 347.
- Hoekstra, F.A., Golovina, E.A., and Buitink, J. 2001.** Mechanisms of plant desiccation tolerance. *Trends in Plant Science*, 6, 9, 431–438.
- Hoitink, A.J.F., Hoekstra, P., and Van Maren, D.S., 2006.** Comment on "On the role of diurnal tides in contributing to asymmetries in tidal probability distribution functions in areas of predominantly semi-diurnal tide" *Estuarine Coastal and Shelf Science*, 67, 1-2, 340-341. DOI:10.1016/j.ecss.2005. 10.008

- Howell, C.R., Hanson, L.E., Stipanovic, R.D., and Puckhaber, L.S., 2000.** Induction of terpenoid synthesis in cotton roots and control of *Rhizoctonia solani* by seed treatment with *Trichoderma virens*. *Phytopathology*, 90, 3, 248-252. DOI: 10.1094/Phyto. 2000. 90.3.248
- Hoyos-Carvajal, L., Orduz, S. and Bissett, J., 2009.** Growth stimulation in bean (*Phaseolus vulgaris* L.) by *Trichoderma*. *Biological Control*, 51, 409–416.
- Hsu, S.Y. and Kao, C.H., 2003.** Differential effect of sorbitol and polyethylene glycol on antioxidant enzymes in rice leaves. *plant. Growth Regulation*, 39, 83–90.
- Hu, C. and Van Huystee, R.B., 1989.** Role of carbohydrate moieties in peanut peroxidases. *Biochemical Journal*, 263, 129-135.
- Huang, B., 2006.** Cellular membranes in stress sensing and regulation of plant adaptation to abiotic stresses. *Plant-environment interactions*, Published by CRC/Taylor & Francis, 416s.
- Hunt, S., 2003.** Measurements of photosynthesis and respiration in plants. *Physiologia Plantarum*, 117, 314-325.
- Hussein, T.M., Chandrasekhar, T., Hazara, M., Sultan, Z., Saleh, B.K. and Gopal, G.R., 2008.** Recent advances in salt stress. *Biology A review Biotechnology and Molecular Biology Review*, 3, 1, 8-13.
- Inbar, J., Abramsky, M., Cohen, D. and Chet, I. 1994.** Plant growth enhancement and disease control by *trichoderma harzianum* in vegetable seedlings grown under commercial conditions. *European Journal of Plant Pathology*, 100, 337–346.
- Jain, M., Mathur, G., Koul, S. and Sarin, N., 2001.** Ameliorative effects of proline on salt stress-induced lipid peroxidation in cell lines of groundnut (*Arachis hypogaea* L.). *Plant Cell Reports*, 20, 5, 463-468.
- Jamei, R., Heidari, R., Khara, J. and Zare, S., 2009.** Hypoxia induced changes in the lipid peroxidation, membrane permeability, reactive oxygen species generation, and antioxidative response systems in *zea mays* leaves. *Turkish Journal of Biology*, 33, 45-52.
- Jaspars, E.M.J., 1965.** Pigmentation of tobacco crown-gall tissues cultured in vitro in dependence of the composition of the medium. *Physiology Plant*, 18, 933-940.
- Jaspers, P. and Kangasjärvi, J., 2010.** Reactive oxygen species in abiotic stress signaling. *Physiologia Plantarum*, 138, 405-413.
- Kaçar, B., Katkat, A.V. ve Öztürk, Ş., 2006.** Bitki Fizyolojisi. Nobel Yayınları, 563, Türkiye.
- Kalefetoğlu, T. and Ekmekçi, Y., 2005.** The effect of drought on plants and tolerance mechanisms, *Gazi University Journal Of Science*, 18, 4, 723- 740.

- Kara, T., 2002.** Irrigation scheduling to prevent soil salinization from a shallow water table. *Acta Horticulture*, 573, 139-151.
- Kara, F.B., 2013.** Lokal endemik *Thermopsis turcica* bitki tan, Vural & Küçüköyük'ün büyüme parametreleri, lipid peroksidasyonu, prolin ve klorofil içerikleri üzerine tuz stresinin etkileri. Selçuk Üniversitesi, Yüksek Lisans Tezi, Konya.
- Karanlık, S., 2001.** Değişik buğday genotiplerinde tuz stresine dayanıklılık ve dayanıklılığın fizyolojik nedenlerinin araştırılması. Çukurova Üniversitesi, Fen Bilimleri Enstitüsü, Doktora Tezi, Adana.
- Karaoğlu, S.A. and Ulker, S., 2006.** Isolation, identification and seasonal distribution of soilborne fungi in tea growing areas of Iyidere-Ikizdere vicinity (Rize-Turkey). *Journal of Basic Microbiology*, 46, 3, 208-218. DOI: 10.1002 /jobm.200510030
- Katsuhara, M. and Kawasaki, T., 1996.** Salt stress induced nuclear and DNA degradation in meristematic cells of barley roots. *Plant Cell Physiology*, 37, 2, 169-173.
- Keling, H., Ling, Z., Jitao, W. and Yang, Y., 2013.** Influence of selenium on growth, lipid peroxidation and antioxidative enzyme activity in melon (*Cucumis melo L.*) seedlings under salt stress. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*, 82, 3, 193-197.
- Khan, W., Prithviraj, B. and Smith, D.L., 2003.** Photosynthetic responses of corn and soybean to foliar application of salicylates. *Journal of Plant Physiology*, 160, 485-492.
- Khatun, S. and Flowers, T.J., 1995.** Effects of salinity on seed set in rice. *Plant Cell and Environment*, 18, 61-67.
- Khodary, S.E.A., 2004.** Effect of salicylic acid on the growth, photosynthesis and carbohydrate metabolism in salt stressed maize plants. *International Journal of Agriculture & Biology*, 06, 1-5-8.
- Koca, H., Bor, M., Özdemir, F. and Türkan, G., 2007.** The effect of salt stress on lipid peroxidation, antioxidative enzymes and proline content of sesame cultivars. *Environmental and Experimental Botany*, 60, 344-351.
- Kocaçalışkan, İ., 2003.** Bitki Fizyolojisi. Dumlupınar Üniversitesi, Fen-Edebiyat Fakültesi Yayını, 420.
- Kottb, M., Gigolashvili, T., Großkinsky, D.K. and Piechulla, B., 2015.** Trichoderma volatiles effecting Arabidopsis: from inhibition to protection against phytopathogenic fungi. *Frontiers in Microbiology*. DOI: org/10.3389/fmicb.2015.00995

- Koyro, H.W., 2002.** Ultrastructural effects of salinity in higher plants, Salinity: Environment-Plants-Molecules, Published by Kluwer Academic Publishers, ISBN 1-4020-0492-3, Dordrecht, The Netherlands, 522p.
- Krause, G.H. and Weis, E., 1991.** Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: The basics. Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology, 42, 313-349: DOI: 10.1146/annurev.pp.42.060191.001525.
- Larcher, W., 1995.** Physiological Plant Ecology, Published by Springer, ISBN 0-387-09795-3, New York, 506p.
- Li, Y., 2009.** Physiological responses of tomato seedlings (*Lycopersicon esculentum*) to salt stress. Modern Applied Science, 3, 3, 171-176.
- Lima-Costa, M.E., Ferreira, S., Duarte, A. and Ferreira, A.L., 2008.** Alleviation of Salt Stress Using Exogenous Proline on a Citrus Cell Line, VI International Symposium on Mineral Nutrition of Fruit Crops, ISHS Acta Horticulturae. DOI:10.17660/ActaHortic.2010.868.10
- Lorito, M., Woo, S.L., Harman, G.E. and Monte, E., 2010.** Translational research on *Trichoderma*: from 'omics to the field. Annual Review Phytopathology, 48, 395–417.
- Lutts, S., Kinet, J.M. and Bouharmont, J., 1996.** NaCl induced senescence in leaves of rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity resistance. Annals of Botany, 78, 389-398.
- Lüttge, U., 2002.** Mangroves Salinity. Environment-Plants-Molecules, Published by Kluwer Academic Publishers, ISBN 1-4020-0492-3, Dordrecht, The Netherlands, 522p.
- Mader, M. and Füssl, F., 1982.** Role of Peroxidase in Lignification of Tobacco Cells, Plant Physiology, 70, 1132-1134.
- Mahajan, S. and Tuteja, N., 2005.** Cold, salinity and drought stresses: An overview. Archives of Biochemistry and Biophysics, 444, 139-158.
- Mahajan, S., Pandey, G.K. and Tuteja, N., 2008.** Calcium and salt –stress signaling in plants, shedding light on SOS pathway. Archives of Biochemistry and Biophysics 471, 146-158.
- Marschner, H., 1995.** Mineral nutrition of higher plants. Academic Press, 657-680.
- Mastouri, F., Björkman, T. and Harman, G.E., 2010.** Seed Treatment with *Trichoderma harzianum* Alleviates Biotic, Abiotic, and Physiological Stresses in Germinating Seeds and Seedlings. Biological Control, 100, 11, 1213-1221. DOI:10.1094/Phyto-03-10-0091.

- Mastouri, F., Björkman, T. and Harman, G.E., 2012.** *Trichoderma harzianum* enhances antioxidant defenses of tomato seedling and resistance to water deficit. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 25, 9, 1264-1271.
- Maxwell, K. and Johnson, G.N., 2000.** Chlorophyll fluorescence - a practical guide. *Journal Experimental Botanic*, 51, 659-668.
- Meister, A., 1983.** Selective modification of glutathione metabolism. *Science*, 220, 472-477.
- Mehlhorn, H., Cottam, D.A., Lucas, P.W. and Wellburn, A.R., 1987.** Induction of ascorbate peroxidase and glutathione reductase activities by interactions of mixtures of air pollutants. *Free Radical Research Communications*, 3, 193-197.
- Mehlhorn, H., Lelandais, M., Korth, H.G. and Foyer, C.H., 1996.** Comparison of ascorbate-dependent peroxidase activity in horseradish peroxidase types 1 and 11 and in leaf extracts. *FEBS Letters*, 378, 203-206.
- Mehlmer, N., Wurzing, B., Stael, S., Hofmann-Rodrigues, D., Csaszar, E., Pfister, B., Bayer, R. and Teige, M., 2010.** The Ca⁺²-dependent protein kinase CPK3 is required for MAPK-independent salt-stress acclimation in Arabidopsis. *Plant Journal*, 63, 484-498.
- Meldrum, N.U. and Tarr, H.L.A., 1935.** The Reduction of Glutathione by the Warburg Christian System, *Biochemical Journal*, 29, 108-115.
- Mehlmer, N., Wurzing, B., Stael, S., Hofmann-Rodrigues, D., Csaszar, E., Pfister, B. and Zhu, J.K., 2002.** Salt and drought stress signal transduction in plants. *Annual Review. Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 53, 247-273.
- Meloni, D.A., Oliva, M.A., Martinez, C.A. and Cambraia, J., 2003.** Photosynthesis and activity of superoxide dismutase, peroxidase and glutathione reductase in cotton under salt stress. *Environmental and Experimental Botany*, 49, 69-76.
- Mengel, K. and Kirkby, E.A., 2001.** Principles of plant nutrition. 5th Edn. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, ISBN: 978-1-4020-0008-9 (Print) 978-94-010-1009-2, 848s., Konrad Mengel, Ernest A. Kirkby, Harald Kosegarten, Thomas Appel (Ed.), 350-450.
- Mihuta-Grimm, L. and Rowe, R.C., 1986.** *Trichoderma* spp. as biocontrol agents of *Rhizoctonia* damping-off of radish in organic soil and comparison of 4 delivery systems. *Phytopathology*, 76, 3, 306-312.
- Misra, N. and Saxena, P., 2009.** Effect of salicylic acid on proline metabolism in lentil grown under salinity stress. *Plant Science*, 177, 181-189.
- Mittler, R., 2002.** Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. *TRENDS in Plant Science*, 7, 405-410.

- Mittler, R., Vanderauwera, S., Gollery, M. and Breusegem, F.V., 2004.** Reactive Oxygen Gene Network of Plants. *Trends in Plant Science*, 9, 10, 490-498.
- Mittova, V., Volokita, M., Guy, M. and Tal, M., 2000.** Activities of SOD and the ascorbate-glutathione cycle enzymes in subcellular compartments in leaves and roots of the cultivated tomato and its wild salt-tolerant relative *Lycopersicon pennellii*. *Physiologia Plantarum*, 110, 42-51.
- Miyake, C. and Asada, K., 1992.** Thylakoid bound ascorbate peroxidase in spinach chloroplasts and photoreduction of its primary oxidation product monodehydroascorbate radicals in the thylakoids. *Plant Cell Physiology*, 33, 541-553.
- Miyake, H., Mitsuya, S. and Rahman, M.S., 2006a.** Ultrastructural effects of salinity stress in higher plants. *Abiotic stress tolerance in plants: Toward the Improvement of Global Environment and Food*, Published by Springer, ISBN-10 1-4020-4388-0, Dordrecht, The Netherlands, 275s.
- Mohammad, M., Shibli, R., Ajlouni, M. and Nimri, L., 1998.** Tomato root and shoot responses to salt stress under different levels of phosphorus nutrition. *Journal of Plant Nutrition*, 21, 8, 1667-1680.
- Montero-Barrientos, M., Hermosa, R., Cardoza, R.E., Gutierrez, S., Nicolas, C. and Monte, E., 2010.** Transgenic expression of the *Trichoderma harzianum* hsp70 gene increases *Arabidopsis* resistance to heat and other abiotic stresses. *Journal Of Plant Physiology*, 167, 8. DOI: 10.1016/j.jplph.2009.11.012
- Morris, M.L., 2002.** Impacts of international maize breeding research in developing countries. 1966-98. DF:CIMMYT, Mexico.
- Munns, R. and Termaat, A., 1986.** Whole-plant responses to salinity. *Australian Journal of Plant Physiology*, 13, 143-160.
- Munns, R., 2002.** Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell Environment*, 25, 239-250.
- Munns, R. and Tester, M., 2008.** Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 59, 651-681.
- Nakano, Y. and Asada, Y., 1987.** Purification of ascorbate peroxidase from spinach chloroplasts: its inactivation in ascorbate depleted medium and reactivation by monodehydroascorbate radical. *Plant Cell Physiology*, 28, 131-135.
- Navazio, L., Baldan, B., Moscatiello, R., Zuppini, A., Woo, S.L., Mariani, P. and Lorito, M., 2007.** Calcium-mediated perception and defense responses activated in plant cells by metabolite mixtures secreted by the biocontrol fungus *Trichoderma atroviride*. *Bmc Plant Biology*, 7. DOI: Artn 41 DOI: 10.1186/1471-2229-7-41

- Neill, S.J., Desikan, R., Clarke, A., Hurst, R.D. and Hancock, J.T., 2002.** Hydrogen peroxide and nitric oxide as signaling molecules in plants. *Journal of Experimental Botany*, 53, 1237-1247.
- Niu, X., Bressan, R.A., Hasegawa, P.M. and Pardo, J.M., 1995.** Ion homeostasis in NaCl stress environments. *Plant Physiology*, 109, 735-742.
- Öztürk, M. ve Seçmen, Ö., 1991.** Bitki Ekolojisi, Ege Üniversitesi Basımevi, İzmir, 217 s.
- Pan, Y., Wu, L.J. and Yu, Z.L., 2006.** Effect of salt and drought stress on antioxidant enzymes activities and SOD isoenzymes of liquorice (*Glycyrrhiza uralensis Fisch*). *Plant Growth Regulation*, 49, 157-165.
- Pareek, A., Singla, S.L. and Grover, A., 1997.** Salt responsive proteins/genes in crop plants, in: P.K. Jaiwal, R.P. Singh, A Gulati (Eds.), *Strategies for improving salt tolerance in higher plants*. Oxford and IBH Publication CO., New Delhi, 365-39.
- Parida, A.K. and Das, A.B., 2005.** Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60, 324-349.
- Parvaiz, A. and Satyawati, S., 2008.** Salt stress and phyto-biochemical responses of plant. A Review, *Plant Soil Environment*, 54, 3, 89-99.
- Pastori, G.M. and Trippi, V.S., 1992.** Oxidative stress induces high rate of glutathione reductase synthesis in a drought resistant maize strain. *Plant Cell Physiology*, 33, 957-961.
- Patykowski, J. and Urbanek, H., 2003.** Activity of enzymes related to H₂O₂ generation and metabolism in leaf apoplastic fraction of tomato leaves infected with *Botrytis cinerea*. *Journal Phytopathology*, 151, 153-161.
- Pérez de Algaba, A., Grondona, I., Monte, E. and García-Acha, I., 1992.** *Trichoderma* as a biological control agent in sugar beet crops. In *New Approaches in Biological Control of Soil-borne Diseases* (D. F. Jensen, J. Hockenhull & N. J. Fokkema, eds): 36–38. European Foundation for Plant Pathology, Copenhagen.
- Pitman, M.G. and Läuchli, A., 2002.** Global impact of salinity and agricultural ecosystems, salinity: environment-plants-molecules. Published by Kluwer Academic Publishers, ISBN 1-4020-0492-3, Dordrecht, The Netherlands, 522s.
- Qiu, N.W., Lu, Q.T. and Lu, C.M., 2003.** Photosynthesis, photosystem 2 efficiency and the xanthophyll cycle in the salt-adapted Halophyte *Atriplex centralasiatica*. *New Phytologist*, 159, 479-486.
- Rahman, M.S., Matsumuro, T., Miyake, H. and Takeoka, Y., 2000.** Salinity-induced ultrastructural alterations in leaf cells of rice (*Oryza sativa* L.). *Plant Production Science*, 3, 4, 422-429.

- Rasool, S., Ahmad A., Siddiqi, T.O. and Ahmad P., 2013.** Changes in growth, lipid peroxidation and some key antioxidant enzymes in chickpea genotypes under salt stress. *Acta Physiologiae Plantarum*, 35, 1039-1050.
- Rawat, L., Singh, Y., Shukla, N. and Kumar, J., 2011.** Alleviation of the adverse effects of salinity stress in wheat (*Triticum aestivum* L.) by seed biopriming with salinity tolerant isolates of *Trichoderma harzianum*. *Plant Soil*, 347, 387–400. DOI 10.1007/s11104-011-0858-z
- Rawat, L., Singh, Y., Shukla, N. and Kumar, J., 2013.** Salinity tolerant *Trichoderma harzianum* reinforces NaCl tolerance and reduces population dynamics of *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceri* in chickpea (*Cicer arietinum* L.) under salt stress conditions. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 46, 12, 1442–1467.
- Reddy, M.P. and Iyengar, E.R.R., 1999.** Crop responses to salt stress: seawater application and prospects, *Handbook of Plant Crop Stress*, ISBN 0-8247-1948-4, New York, 1198 s.
- Rengel, Z., 1992.** The role calcium in salt toxicity. *Plant Cell and Environment* 15, 625-632.
- Rifai, M.A., 1969.** A revision of the genus *Trichoderma*. *Mycological Papers*, 116, 1-56.
- Rita, B. and Frederick, L.C., 2005.** Inhibition or inactivation of higher plant chloroplast electron transport. DOI: 10.1201/9781420027877.ch8
- Sairam, R.K., Deshmuk, P.S. and Shukla, D.S., 1997.** Tolerance of drought and temperature stress in relation to increased antioxidant enzyme activity in wheat. *Journal Agronomy and Crop Science*, 178, 171-178.
- Samuels, G.J., 1996.** *Trichoderma*: A review of biology and systematics of the genus. *Mycological Research*, 100, 923-935.
- Sanders, D., Brownlee, C. and Harper, J.F., 1999.** Communicating with calcium. *The Plant Cell*, 11, 691–706.
- Scandalios, J.G., 1993.** Oxygen Stress and Superoxide Dismutase, *Plant Physiology*, 101, 7-12.
- Schiavon, M., Isabella, M., Matozzo, V., Mario Malagoli, M. and Vecchia, F.D., 2012.** Accumulation of selenium in *Ulva sp.* and effects on morphology, ultrastructure and antioxidant enzymes and metabolites. *Aquatic Toxicology*, 222–231.
- Schirmer, R.H., Krauth-Siegel, R.L. and Schulz, G.E., 1989.** Glutathione reductase, in: glutathione, chemical, biochemical and medical aspects, coenzymes and cofactors. Dolpin et. al., Ed., Wiley, New York, 187-242.

- Seckin, B., Turkan, İ., Sekmen, A.H. and Ozfidan, C., 2010.** The role of antioxidant defense systems at differential salt tolerance of *Hordeum marinum* Huds.(sea barleygrass) and *Hordeum vulgare* L.(cultivated barley). *Environmental and Experimental Botany*, 69, 1, 76-85.
- Segarra, G., Casanova, E., Bellido, D., Odena, M.A., Oliveira, E. and Trillas, I., 2007.** Proteome, salicylic acid, and jasmonic acid changes in cucumber plants inoculated with *Trichoderma asperellum* strain T34. *Proteomics*, 7, 21, 3943-3952. DOI: 10.1002/pmic.200700173.
- Segarra, G., Casanova, E., Aviles, M. and Trillas, I., 2010.** *Trichoderma asperellum* Strain T34 controls Fusarium wilt disease in tomato plants in soilless culture through competition for iron. *Microbial Ecology*, 59, 1, 141-149. DOI: 10.1007/s00248-009-9545-5.
- Sekmen, A.H., Özgür, R., Uzilday, B., Tanyolaç, Z.Ö. and Dinç, A., 2012.** The response of the xerophytic plant *Gypsophila aucheri* to salt and drought stresses: the role of the antioxidant defence system. *Turkish Journal of Botany*, 36, 697-706.
- Sevengör, Ş., 2010.** Kabakta (*Cucurbita pepo* L.) Tuz Stresine Toleransın Belirlenmesinde Antioksidant Enzim Aktivitelerinin In Vitro ve In Vivo Olarak İncelenmesi. Ankara Üniversitesi, Fen Bilimleri Enstitüsü, Doktora Tezi, Ankara.
- Shabala, N.S., Shabala, S.I., Martynenko, A.I., Babourima, O. and Newman, I.A., 1998.** Salinity effect on the bioelectric activity, growth, Na⁺ accumulation and chlorophyll fluorescence of maize leaves; a comparative survey and prospects for screening. *Australian Journal Plant Physiology*, 25, 609–616.
- Sheng, M., Tang, M., Chen, H., Yang, B., Zhang, F. and Huang, Y., 2008.** Influence of arbuscular mycorrhizae on photosynthesis and water status of maize plants under salt stress. *Mycorrhiza*, 18, 287-296.
- Sheuermann, R., Biehler, K., Stuhlfauth, T. and Fock, H.P., 1991.** Simultaneous gas exchange and fluorescence measurements indicate differences in the adaptation of sunflower, bean and maize to water stress. *Photosynthesis Research*, 27, 187-197.
- Shoresh, M. and Harman, G.E., 2008.** The relationship between increased growth and resistance induced in plants by root colonizing microbes. *Plant Signaling Behavior*, 3, 737–39.
- Shoresh, M. and Harman, G.E., 2008.** The molecular basis of shoot responses of maize seedlings to *Trichoderma harzianum* T22 inoculation of the root: a proteomic approach. *Plant Physiology*, 147, 2147–2163.
- Shoresh, M., Harman, G.E. and Mastouri, F., 2010.** Induced systemic resistance and plant responses to fungal biocontrol agents. *Annual Review of Phytopathology*, 48, 48, 21-43. DOI: 10.1146/annurev-phyto-073009-114450.

- Shukla, N., Awasthi, R.P., Rawat, L. and Kumar, J., 2012.** Biochemical and physiological responses of rice (*Oryza sativa L.*) as influenced by *Trichoderma harzianum* under drought stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, 54, 78-88.
- Smirnoff, N. and Cumbes, Q.J., 1989.** Hydroxyl radical scavenging activity of compatible solutes. *Phytochemistry*, 28, 1057–1060.
- Smirnoff, N., 1993.** The role of active oxygen in the response of plants to water deficit and desiccation. *New Phytologist*, 125, 1, 27-58. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1993.tb03863.x
- Strasser, R.J., Srivastava, A. and Tsimilli-Michael, M., 2000.** The fluorescence transient as a tool to characterize and screen photosynthetic samples. *Probing Photosynthesis*, Ed: M. Yunus, P. Pathre, ve P. Mohanty, ss.445-483, Taylor and Francis, London New York.
- Streb, P., Michael-Knauf, A. and Feierabend, J., 1993.** Preferential photoinactivation of catalase and photoinhibition of photosystem II are common early symptoms under various osmotic and chemical stress conditions. *Physiology Plant*, 88, 590-598.
- Süzer, S., 2004.** Mısır tarımı, Trakya Tarımsal Enstitüsü Yay. <http://hayrabolutb.org.tr/media/ziraat/Misir-Tarimi.pdf>
- Swanson, S. and Gilroy, S., 2010.** ROS in plant development. *Physiologia Plantarum* 138, 384-392.
- Tester, M. and Davenport, R., 2003.** Na⁺ tolerance and Na⁺ transport in higher plants. *Annals of Botany*, 91, 503-527.
- Tıprıdamaz, R. ve Karakullukçu, Ş., 1993.** Prolin ve Glisinbetain'in, Tuzlu Koşullarda Kültüre Alınmış Domates Embriyolarının Gelişmesi ve Bazı İçsel Madde Değişimleri Üzerine Etkileri. *Turkish Journal of Botany*, 17, 57-64.
- Torun, H., 2012.** Tuz stresine maruz bırakılan arpa (*Hordeum vulgare L.*) çeşitlerinde salisilik asit muamelesinin içsel fitohormonlar düzeyinde fizyolojik ve biyokimyasal etkilerinin araştırılması, KTÜ, Fen Bilimleri Enstitüsü, Doktora Tezi, Trabzon.
- Tunçer, N., 2007.** Patlıcanda Tuza Toleransın Kalıtımı Üzerinde Araştırmalar. Ankara Üniversitesi, Fen Bilimleri Enstitüsü, Bahçe Bitkileri Anabilim Dalı, Yüksek Lisans Tezi, Ankara.
- Tuteja, N., 2007.** Mechanisms of high salinity tolerance in plants. *Methods in Enzymology*. 428, 419-438.
- Türkan, I. and Demiral, T., 2009.** Recent developments in understanding salinity tolerance. *Environmental and Experimental Botany*, 67, 1, 2-9.

- Urbanek, H., Kuzniak-Gebarowska, E. and Herka, K., 1991.** Elicitation of defense responses in bean leave by *Botrytis cinerea* polygalacturanase. *Acta Physiology Plant*, 13, 43-50.
- URL-1, 2008.** [https:// http://www.faostat.org](http://www.faostat.org) (5 Şubat 2016).
- URL-2, 2008.** <https://www.mustafaaltinisik.org.uk/21-adsem-01s.pdf> (18 Şubat 2016).
- URL-3, 2007.** <http://www.faculty.ucr.edu/~jkzhu/articles/2007/ELS%20Zhu.pdf> (10 Şubat 2016)
- URL-4, 2001.** <https://www.fao.org> (10 Mart 2016)
- Verma, S. and Mishra, S.N., 2005.** Putrescine alleviation of growth in salt stressed *Brassica juncea* by inducing antioxidative defence system. *Journal Plant Physiology*, 162, 669-677.
- Vijayan, K., 2009.** Approaches for enhancing salt tolerance in mulberry (*Morus L*) -A Review, *Plant Omics Journal*, 2, 1, 41-59.
- Vranova, E., 2002.** Signal transduction during oxidative stress, *Journal Experimental Botany*, 53, 1227-1236.
- Wang, W., Vinocur, B. and Altman, A., 2003.** Plant responses to drought, salinity and extreme temperatures: towards genetic engineering for stress tolerance. *Planta*, 218, 1-14.
- Wang, Y., Li, K. and Li, X., 2009.** Auxin redistribution modulates plastic development of root system architecture under salt stress in *Arabidopsis thaliana*. *Journal of Plant Physiology*, 166, 1637-1645.
- Webster, J., and Weber, R.W.S., 2007.** *Introduction to Fungi*. United States of America, Cambridge University Press, New York.
- West, G., Inze, D. and Beemster, G.T.S., 2004.** Cell cycle modulation in the response of the primary root of *Arabidopsis* to salt stress. *Plant Physiology*, 135, 1050-1058.
- Wu, J., Seliskar, D.M. and Gallagher, J.L., 1998.** Stress tolerance in the marsh plant *Spartina patens*: impact of NaCl on growth and plasma membran lipid composition. *Physiologia Plantarum*, 102, 307-317.
- Wu, S.J., Ding, L. and Zhu, J.K., 1996.** SOS1, a Genetic locus essential for salt tolerance and potassium acquisition. *The Plant Cell*, 8, 617-627.
- Xiong, L., Schumaker, S.K. and Zhu, K.J., 2002.** Cell signaling during cold, drought, and salt stres. *American Society of Plant Biologists*, 165–183.

- Yağmur, Y., 2008.** Farklı asma (*Vitis vinifera L.*) çeşitlerinin kuraklık stresine karşı bazı fizyolojik ve biyokimyasal tolerans parametrelerinin araştırılması. Ege Üniversitesi Fen Bilimleri Enstitüsü, Biyoloji Anabilim Dalı, Yüksek Lisans Tezi, 108 sayfa, Bornova, İzmir.
- Yaşar, F., 2003.** Tuz stresi altındaki patlıcan genotiplerinde bazı antioksidant enzim aktivitelerinin in vitro ve in vivo olarak incelenmesi. Doktora Tezi, Yüzüncü Yıl Üniversitesi Fen Bilimleri, 39 sayfa, Van.
- Yaşar, F., Ellialtıoğlu, Ş., Özpın, T. ve Uzal, Ö., 2008.** Tuz stresinin karpuzda (*Citrullus lanatus* (Thunb.) antioksidatif enzim (SOD, CAT, APX ve GR) aktivitesi üzerine etkisi. Yüzüncü Yıl Üniversitesi Ziraat Fakültesi Tarım Bilimleri Dergisi, 18, 1, 61-65.
- Yedidia, I., Srivastva, A.K., Kapulnik, Y. and Chet, I., 2001.** Effect of *Trichoderma harzianum* on microelement concentrations and increased growth of cucumber plants. Plant Soil, 235, 235–242.
- Yılmaz, E., Tuna, A.L. ve Bürün, B., 2011.** Bitkilerin tuz stresi etkilerine karşı geliştirdikleri tolerans stratejileri. Celal Bayar Üniversitesi Fen Bilimleri Dergisi, 7, 1, 47–66.
- Yildirim, E., Taylor, A.G. and Spittler, T.D., 2006.** Ameliorative effects of biological treatments on growth of squash plants under salt stress. Scientia Horticulturae, 111, 1.
- Yokoi, S., Bressan, R.A. and Hasegawa, P.M., 2002.** Salt stress tolerance of plants. JIRCAS Working Report, 25-33.
- Yokota, A., Takahara, K. and Akashi, K., 2006.** Water stress. In: Madhava Rao KV, Raghavendra AS, Janardhan Reddy K (eds) Physiology and Molecular Biology of Stress Tolerance in Plants. Springer, The Netherlands, 15-39.
- Zang, F., Zang, J., Chen, L. and Shi, X., 2015.** Heterologous expression of ACC deaminase from *Trichoderma asperellum* improves the growth performance of *Arabidopsis thaliana* under normal and salt stress conditions. Plant Physiology And Biochemistry, 94, 41-47. DOI: 10.1016/j.plaphy.2015.05.007
- Zehtab-Salmasi, S., 2008.** Effect of salinity and temperature on the germination of dill (*Anethum graveolens L.*). Plant Science Research, 1, 27-29.
- Zhang, J., Duan, X., Ding, F., Ma, H., Zhang, T. and Yang Y., 2013.** Salinity induced the changes of root growth and antioxidative responses in two wheat cultivars. Protoplasma, 10, 709-715.
- Zhao, Z.X., Zhang, W., Stanley B.A., and Assmann, S.M., 2008.** Functional proteomics of *Arabidopsis thaliana* guard cells uncovers new stomatal signaling pathways. Plant Cell, 20, 12, 3210-3226. DOI: 10.1105/tpc.108.063263

Zhu, J.K., 2000. Genetic analysis of plant salt tolerance using *Arabidopsis*. *Plant Physiol*, 124, 941-948.

Zhu, J.K., 2001. Plant salt tolerance. *Plant Science*, 6, 2, 66-71.

Zhu, J., Bie, Z. and Li, Y., 2008. Physiological and growth responses of two different salt-sensitive cucumber cultivars to NaCl stress. *Soil Science and Plant Nutrition*, 54, 400–407.



ÖZGEÇMİŞ

Abdullah Muhammed YEŞİLYURT, 18/02/1988 tarihinde Ankara'da doğdu. İlköğretimi Ankara ilinde Ahmet Haşim İlköğretim Okulu'nda, Ortaöğretimi İstanbul ilinde Turgut Reis İlköğretim Okulunda, Lise öğretimini İstanbul ilinde Gediktaş Lisesi'nde tamamladı. 2008 yılında başladığı Lisans eğitimini 2012 yılında Atatürk Üniversitesi Fen Fakültesi Biyoloji Bölümü'nde 3,15 derecesi ile tamamladı. 2013 yılında Recep Tayyip Erdoğan Üniversitesi Fen Bilimleri Enstitüsü Biyoloji Bölümü'nde başladığı Yüksek Lisans öğrenimini halen devam ettirmektedir.





