

**ÇUKUROVA ÜNİVERSİTESİ
FEN BİLİMLERİ ENSTİTÜSÜ**

YÜKSEK LİSANS TEZİ

Safiye AŞIKLI

**TUZ STRESİNİN ÇEŞİTLİ *TRİTİCUM* SPELTA
BUĞDAYLARINDA ANTİOKSİDATİF ENZİM
AKTİVİTELERİ ÜZERİNE ETKİSİ**

TOPRAK BİLİMİ VE BİTKİ BESLEME ANABİLİM DALI

ADANA-2017

**ÇUKUROVA ÜNİVERSİTESİ
FEN BİLİMLERİ ENSTİTÜSÜ**

**TUZ STRESİNİN ÇEŞİTLİ *TRITICUM SPELTA* BUĞDAYLARINDA
ANTİOKSİDATİF ENZİM AKTİVİTELERİ ÜZERİNE ETKİSİ**

Safiye AŞIKLI

YÜKSEK LİSANS TEZİ

TOPRAK BİLİMİ VE BİTKİ BESLEME ANABİLİM DALI

Bu tez 10/03/2017 Tarihinde Aşağıdaki Jüri Üyeleri Tarafından
Oybirliği/Oyçokluğu İle Kabul Edilmiştir.

.....
Prof. Dr. Selim EKER
DANIŞMAN

.....
Doç. Dr. Sema KARANLIK
ÜYE

.....
Doç. Dr. Emin Bülent ERENOĞLU
ÜYE

Bu tez Enstitümüz Toprak Bilimi ve Bitki Besleme Anabilim Dalında
hazırlanmıştır.

Kod No:

**Prof. Dr. Mustafa GÖK
Enstitü Müdürü**

Bu Çalışma Ç. Ü. Araştırma Projeleri Birimi Tarafından Desteklenmiştir.

Proje No: FYL-2015-4389

Not: Bu tezde kullanılan özgün ve başka kaynaktan yapılan bildirişlerin, çizelge ve
fotoğrafların kaynak gösterilmeden kullanımı, 5846 sayılı Fikir ve Sanat Eserleri
Kanunundaki hükümlere tabidir.

ÖZ

YÜKSEK LİSANS TEZİ

TUZ STRESİNİN ÇEŞİTLİ *TRITICUM SPELTA* BUĞDAYLARINDA ANTIOKSİDATİF ENZİM AKTİVİTELERİ ÜZERİNE ETKİSİ

Safiye AŞIKLI

ÇUKUROVA ÜNİVERSİTESİ
FEN BİLİMLERİ ENSTİTÜSÜ
TOPRAK BİLİMİ VE BİTKİ BESLEME ANABİLİM DALI

Danışman : Prof. Dr. Selim EKER
Yıl: 2017, Sayfa: 65
Jüri : Prof. Dr. Selim EKER
: Doç. Dr. Sema KARANLIK
: Doç. Dr. Emin Bülent ERENOĞLU

Tuz stresinin çeşitli *Triticum spelta* buğdaylarında (SP 913, SP 853, SP 41) antioksidatif enzim aktiviteleri üzerine etkisinin araştırıldığı bu çalışmada, bitkiler sera koşullarında değişik NaCl dozları (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) altında 56 gün süreyle yetiştirilmiştir. Yeşil aksam ve kök kuru madde üretimi NaCl uygulamasıyla önemli oranda azalırken, yeşil aksam Na, K ve Ca konsantrasyonları artmıştır. Tuz uygulaması yeşil aksam K/Na ve Ca/Na oranlarını azaltmıştır. K/Na ve Ca/Na oranlarındaki en belirgin düşüşlerin SP 41’de olduğu bulunmuştur. SP 41’in lipid peroksidasyonu düzeyi tuz stresine önemli ölçüde yükselmiştir. Tüm genotiplerin askorbik asit konsantrasyonları tuz stresine birlikte azalmıştır. Tuz uygulamaları SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin SOD aktivitelerini arttırırken, SP 913 genotipinin 12 dS m⁻¹ dozunda SOD aktivitesinde ortaya çıkan yükseliş çok belirgin olmuştur. Kontrol koşullarına göre, SP 913 genotipinin en yüksek tuz dozunda APX aktivitesi önemli oranda yükselmiş, SP 853 genotipinin ise önemli oranda düşmüştür. SP 913 genotipinin GR aktivitesi artan tuzluluk derecesiyle uyumlu bir şekilde yükselirken, SP 853 ve SP 41 genotiplerinde tuzlulukla ortaya çıkan artışlar benzer olmuştur. Artan tuz uygulaması SP 913 ve SP 853 genotiplerinin CAT aktivitelerini benzer şekilde önemli ölçüde arttırırken, SP 41 genotipinde önemli bir değişim olmamıştır.

Elde edilen sonuçlara göre, yüksek tuz stresi altında SP 913 genotipinin SP 853’e göre daha etkin antioksidatif savunma sistemine sahip olduğu tespit edilmiştir. SP 41 nolu genotipte tuz stresine bağlı oksidatif zararlanmanın yüksek ve antioksidatif savunma sisteminin ise düşük olduğu bulunmuştur.

Anahtar Kelimeler: *Triticum spelta*, tuz stresi, antioksidatif enzimler, K/Na oranı.

ABSTRACT

MSc THESIS

EFFECT OF SALT STRESS ON ANTIOXIDATIVE ENZYME ACTIVITIES OF VARIOUS *TRITICUM SPELTA* WHEATS

Safiye AŞIKLI

CUKUROVA UNIVERSITY
INSTITUTE OF NATURAL AND APPLIED SCIENCES
DEPARTMENT OF SOIL SCIENCE AND PLANT NUTRITION

Supervisor : Prof. Dr. Selim EKER
Year: 2017, Page: 65
Jury: : Prof. Dr. Selim EKER
: Assoc. Prof. Dr. Sema KARANLIK
: Assoc. Prof. Dr. Emin Bülent ERENOĞLU

The present study was conducted to investigate the effects of salt stress on antioxidative enzyme activities of various *Triticum spelta* wheat genotypes (SP 913, SP 853, SP 41). Plants were grown under greenhouse conditions with different NaCl doses (0, 6 and 12 dS m⁻¹) for 56 days. While shoot and root dry matter productions significantly decreased, shoot Na, K and Ca concentrations increased with NaCl treatments. Salt treatments also reduced shoot K/Na and Ca/Na ratios. The most remarkable decreases in K/Na and Ca/Na ratios were observed in SP 41. Lipid peroxidation of SP 41 significantly increased with salt stress. Ascorbic acid concentrations of all genotypes decreased with salt stress. While salt treatments increased SOD activity of SP 913 and SP 853 genotypes, the increase in SOD activity of SP 913 at 12 dS m⁻¹ dose was quite remarkable. As compared to control treatment, APX activity of SP 913 genotype significantly increased, but APX activity of SP 853 significantly decreased at the highest salt dose. GR activity of SP 913 increased with increasing salinity levels and the genotypes SP 853 and SP 41 had similar increases in their GR activities. Increasing salt treatments increased CAT activities of SP 913 and SP 853 genotypes, but significant changes were not observed in CAT activity of SP 41 genotype.

According to the results obtained, SP 913 genotype had more efficient antioxidative defense mechanism than SP 853 under high salt stress. SP 41 genotype had high salt stress-induced oxidative damage and low antioxidative defense mechanism.

Keywords: *Triticum spelta*, salt stress, antioxidative enzymes, K/Na ratio.

GENİŞLETİLMİŞ ÖZET

Tuz stresi tarımsal üretimi olumsuz şekilde etkileyen en önemli abiyotik stres faktörlerinden biridir. Genellikle kurak ve yarı kurak alanlarda tuzlu toprakların yoğunlaştığı görülmektedir. Elektriksel iletkenliği 4 mmhos/cm'den yüksek ve değişebilir sodyum (Na) yüzdesi 15'den az olan topraklar tuzlu topraklar sınıfında kabul edilmektedir.

Bitki yetiştirme ortamındaki tuz konsantrasyonunun yükselmesine bağlı olarak bitkisel üretimde verim azalmalarının olduğu iyi bilinmektedir. Söz konusu yetiştirme ortamındaki tuzun profilden yıkanarak uzaklaştırılması yöntemi zaman alması ve ekonomik olmaması açısından pratikte tercih edilmesini zorlaştırmaktadır. Buna karşın, tuzluluğa karşı tolerans düzeyi yüksek bitki türlerinin tespit edilmesi, yeni çeşitlerin geliştirilmesi ve tuza dayanıklı bitkisel gen kaynaklarının korunması son yıllarda önemli bir strateji olarak kabul görmektedir.

Bu tez çalışmasında, ekmeklik buğdaylara kıyasla stres koşullarına daha dayanıklı olduğu bilinen, yabani ve hexaploid buğday olan *Triticum spelta* (SP913, SP853 ve SP41) genotipleri kullanılmıştır. Sera koşullarında yürütülen çalışmada ilgili genotiplerin tuz stresine karşı antioksidatif savunma sistemlerinin rolü araştırılmıştır. Sera denemeleri tesadüf parselleri deneme desenine göre 3'er tekrarlı olarak kurulmuştur. Sera denemesinde, siltli killi tın tekstürlü, 0.24 mmhos cm⁻¹ tuzluluk düzeyine sahip, %18 kireç ile %0.12 organik madde içeren ve pH değeri 8.02 olan bir toprak kullanılmıştır. Tuz konsantrasyonları 0, 6 ve 12 dS m⁻¹ düzeylerinde NaCl kaynağıyla sağlanmıştır. Hasat sonucu elde edilen örneklemeler kuru madde üretiminin ve Na, K ve Ca konsantrasyonlarının belirlenmesinde kullanılmıştır. Taze yaprak örneklemeleri ise klorofil konsantrasyonu, lipid peroksidasyonu, toplam askorbik asit konsantrasyonu, SH-bileşikleri konsantrasyonu, çözünür protein konsantrasyonu ve antioksidatif enzim (SOD, CAT, APX, GR) testlerinde kullanılmak amacıyla alınmıştır.

Yapılan analizler neticesinde, SP 913, SP 853 ve SP 41 nolu genotiplerin tuz stresine karşı tepkilerinin birbirlerinden farklı olduğu görülmüştür. Toprağa farklı dozlarda tuz uygulaması ile tüm genotiplerin yeşil aksam ve kök kuru madde verimlerinde azalmalar meydana gelmiştir. Tuz uygulamasının tüm genotiplerde yeşil aksam Na, K ve Ca konsantrasyonlarında önemli artışlara neden olduğu görülmüştür. Bitkilerin tuzluluğa karşı göstermiş oldukları dayanıklılığın belirlenmesine kullanılan K/Na oranının, en yüksek tuz uygulaması altında birbirlerinden çok farklı olmadığı bulunurken, yeşil aksam Ca/Na oranlarının tuz uygulamasıyla önemli ölçüde azaldığı, her iki tuz uygulama dozunda da en belirgin azalmaların SP 41 nolu genotipte olduğu bulunmuştur. Toplam klorofil konsantrasyonunun en yüksek tuz uygulamasıyla tüm genotiplerde azaldığı bulunmuştur. Artan tuzlulukla birlikte SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin lipid peroksidasyonu düzeyindeki düşük düzeydeki artışlar istatistiksel olarak önemli olmazken, SP 41 nolu genotipin lipid peroksidasyonu artışları çok daha fazla ve önemli bulunmuştur. Toplam askorbik asit düzeyleri artan tuz uygulamalarıyla birlikte önemli ölçüde azalmıştır. SH-bileşikleri konsantrasyonunun artan tuzlulukla birlikte SP 913 nolu genotipte azaldığı, SP 41 nolu genotipte ise arttığı bulunmuştur. Çözünür protein konsantrasyonu düzeyinin SP 41 nolu genotipte diğer iki genotipten farklı ve daha yüksek olduğu anlaşılmıştır. Tuz uygulamasıyla beraber SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin SOD aktiviteleri artmıştır. SP 913 genotipinin 12 dS m⁻¹ dozunda SOD aktivitesinde ortaya çıkan yükseliş çok belirgin olmuştur. Kontrol koşullarıyla karşılaştırıldığında, SP 913 genotipinin en yüksek tuz dozunda APX aktivitesi önemli oranda artmış ve SP 853 genotipinin ise önemli oranda azalmıştır. SP 913 genotipinin GR aktivitesinin artan tuzluluk derecesiyle uyumlu bir şekilde arttığı ve SP 853 ve SP 41 genotiplerinde ise tuzlulukla ortaya çıkan artışların benzer olduğu görülmüştür. Tuz uygulama dozundaki artışa bağlı olarak SP 913 ve SP 853 genotiplerinin CAT aktiviteleri benzer şekilde önemli ölçüde artmış ve SP 41 genotipinde önemli bir değişim olmamıştır.

Elde edilen sonuçlar, yüksek tuz stresi altında SP 913 genotipinin SP 853'e göre daha etkin antioksidatif savunma sistemine sahip olduğunu göstermiştir. Ayrıca, SP 41 nolu genotipte tuz stresine bağlı oksidatif zararlanmanın yüksek ve antioksidatif savunma sisteminin ise düşük olduğu tespit edilmiştir.





TEŞEKKÜR

Tez çalışmam süresince bilgisinden faydalandığım, her türlü desteği sağlayan danışman hocam Sayın Prof. Dr. Selim EKER'e teşekkürlerimi sunarım.

Tezimin tüm aşamalarında yardımlarını esirgemeyen hocam Sayın Doç. Dr. Halil ERDEM'e teşekkür ederim.

Tez çalışmalarım boyunca desteğini gördüğüm Zir. Yük. Müh. Emine Mine BİLGİÇ'e teşekkür ederim.

Sera denemelerinin kurulmasında ve yürütülmesinde büyük katkı sağlayan Uzman Cabir Çağrı GENCE'ye teşekkürlerimi sunarım.

Çalışmalarım sırasında görüş ve önerilerinden yararlandığım değerli arkadaşlarım Arş. Gör. Hande OTU, Arş. Gör. Meryem ÖZDEMİR YILMAZER, Dr. Elif HAKLI HEYBET, Uzman Biyolog Feryal ASLAN ve Uzman Biyolog Gülden İLBUĞA'ya teşekkür ederim.

Hayatım boyunca her türlü konuda desteklerini gördüğüm annem Aynur SEZGİN ve babam Adnan SEZGİN'e teşekkürlerimi sunarım.

Hayatıma girdiği günden beri sonsuz sabır, sevgi ve anlayış ile her zaman yanımda olan sevgili eşim Korkut Kağan AŞIKLI'ya sonsuz teşekkür ederim.

İÇİNDEKİLER

SAYFA

ÖZ.....	I
ABSTRACT	II
GENİŞLETİLMİŞ ÖZET	III
TEŞEKKÜR	VII
İÇİNDEKİLER.....	VIII
ÇİZELGELER DİZİNİ.....	X
ŞEKİLLER DİZİNİ	XII
SİMGELER VE KISALTMALAR	XIV
1. GİRİŞ.....	1
2.ÖNCEKİ ÇALIŞMALAR.....	5
2.1. Toprakta Tuz	5
2.2. Bitkide Tuz.....	6
2.3. Tuz Stresinde Antioksidatif Savunma Mekanizmaları.....	10
3. MATERYAL VE METOD	15
3.1. Materyal	15
3.1.1. Toprak Materyali.....	15
3.1.2. Bitki Materyali	15
3.2. Metod	15
3.2.1. Bitkilerin Yetiştirilmesi.....	15
3.2.2. Laboratuvar Çalışmalarının Yürütülmesi.....	16
4. ARAŞTIRMA BULGULARI VE TARTIŞMA.....	19
4.1. Araştırma Bulguları.....	19
4.1.1. Kuru Madde Üretimi	19
4.1.2. Yeşil Aksam Sodyum, Potasyum, Kalsiyum Konsantrasyonu ile K/Na ve Ca/Na Oranları	21
4.1.3. Yeşil Aksam Sodyum, Potasyum ve Kalsiyum İçerikleri	23
4.1.4. Toplam Klorofil Konsantrasyonu.....	24

4.1.5. Lipid Peroksidasyonu.....	25
4.1.6. Toplam Askorbik Asit Konsantrasyonu.....	26
4.1.7. SH-Bileşikleri Konsantrasyonu.....	27
4.1.8. Çözünür Protein Konsantrasyonu.....	28
4.1.9. Süperoksit Dismutaz (SOD) Aktivitesi.....	29
4.1.10. Askorbat Peroksidaz (APX) Aktivitesi	30
4.1.11. Glutasyon Redüktaz (GR) Aktivitesi.....	31
4.1.12. Katalaz (CAT) Aktivitesi	32
4.2. Tartışma	33
5. SONUÇLAR VE ÖNERİLER	43
KAYNAKLAR.....	45
ÖZGEÇMİŞ.....	65

Çizelge 3.1. Sera denemesinde kullanılan toprağın bazı fiziksel ve kimyasal özellikleri	15
Çizelge 4.1. Çeşitli <i>T. Spelta</i> genotiplerinin tuz stresine reaksiyonunda yeşil aksam ve kök kuru ağırlık, K, Ca, Na konsantrasyonu, K/Na ve Ca/Na oranları ile K, Ca ve Na içeriklerine ait varyans analizi (p değerleri).....	19
Çizelge 4.2. Çeşitli <i>T. Spelta</i> genotiplerinin tuz stresine reaksiyonunda yeşil aksam klorofil konsantrasyonu, lipid peroksidasyonu, askorbik asit, SH Bileşikleri ve Çözünür protein konsantrasyonu ile SOD, APX, GR ve CAT enzim aktivitelerine ait varyans analizi (p değerleri).....	19
Çizelge 4.3. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam ve kök kuru madde üretimi üzerine etkisi.....	20
Çizelge 4.4. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam Na, K ve Ca konsantrasyonu ile K/Na ve Ca/Na oranları üzerine etkisi	22
Çizelge 4.5. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam Na, K ve Ca içerikleri üzerine etkisi.....	24



Şekil 2.1.	Askorbat-glutatyon döngüsü (Kloroplastik Foyer-Halliwal-Asada döngüsü, Asada ve Takahashi, 1987; Polle, 1996).	11
Şekil 4.1.	Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin toplam klorofil konsantrasyonu üzerine etkisi.....	25
Şekil 4.2.	Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam lipid peroksidasyonu üzerine etkisi.....	26
Şekil 4.3.	Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam askorbik asit konsantrasyonu üzerine etkisi.....	27
Şekil 4.4.	Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam SH-bileşikleri konsantrasyonu üzerine etkisi.....	28
Şekil 4.5.	Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam çözünür protein konsantrasyonu üzerine etkisi.....	29
Şekil 4.6.	Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam süperoksit dismutaz aktivitesi üzerine etkisi.....	30
Şekil 4.7.	Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam askorbat peroksidaz aktivitesi üzerine etkisi.....	31
Şekil 4.8.	Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam glutatyon redüktaz aktivitesi üzerine etkisi.....	32
Şekil 4.9.	Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m ⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam katalaz aktivitesi üzerine etkisi	33



SİMGELER VE KISALTMALAR

SOD	: Süperoksit dismutaz
APX	: Askorbat peroksidaz
GR	: Glutasyon redüktaz
CAT	: Katalaz
Na	: Sodyum
K	: Potasyum
Ca	: Kalsiyum
Mg	: Magnezyum
P	: Fosfor
Mn	: Mangan
Cu	: Bakır
Fe	: Demir
TA	: Taze ağırlık
ha	: Hektar
mg	: Mili gram
µg	: Mikro gram



1. GİRİŞ

Tarımsal üretimi olumsuz şekilde etkileyen en önemli abiyotik stres faktörlerinden biri de tuz stresidir. Tuzluluk, özellikle kurak ve yarı kurak bölgelerde çözünebilir tuzların yıkanarak yeraltı suyuna karışması ve yüksek taban suyuyla birlikte kapillarite ile toprak yüzeyine çıkması ve suyun buharlaşması ile tuzun toprak yüzeyinde birikmesi sonucu meydana gelmektedir (Shabala ve Munns 2012).

Dünya nüfусundaki artışla birlikte insanların besin ve beslenme ihtiyaçları da artmaktadır. Söz konusu ihtiyacın karşılanabilmesi ve sürdürülebilirliğinin sağlanabilmesi için dünya çapında yeni işlenebilir tarım alanlarının açılmasına ve birim alandan alınan ürün miktarının arttırılmasına ihtiyaç duyulmaktadır. Bu durum ise tuzluluk sorunu olan alanlarda tarım yapılması konusunu gündeme getirmektedir. Bununla birlikte, kurak ve yarı kurak tarım alanlarında yapılan sulama, ilgili alanların tuzluluk sorununu daha da arttırmaktadır (Pitman ve Lauchli, 2002). Dünyadaki tarım arazilerinin 800 milyon hektarından fazlasının tuzluluktan etkilendiği bilinmektedir (FAO 2009). Bu miktar dünyanın toplam arazilerinin % 6'sından fazlasına denk gelmektedir (Munns ve Tester, 2008). Türkiye'de ise yaklaşık 1,5 milyon hektar alan tuzluluk ve alkalilik problemi ile yüz yüzedir (Uras ve ark., 2010). Söz konusu oran sulanabilir arazilerin %32,5'ine denk gelmektedir (Ergene, 1982; Terry, 1997).

Tarım alanlarında tuzluluk problemleri, doğal yolla (az yağış, yüksek düzeyde buharlaşma ve tuza akraba kayaçların varlığı) oluşabildiği gibi yanlış tarımsal uygulama (yanlış yöntemlerle sulama yapılması, tuzlu sularla sulama, aşırı gübreleme) yapılması sonucu insan kaynaklı da ortaya çıkabilmektedir (Kalaji ve Pietkiewicz, 1993). Ekonomik yönden önemli ürünlerin yetiştirilmesi amacıyla yağışlar yetersiz geldiğinde yapılan sulama topraklarda çeşitli tuz iyonlarının birikimine neden olmaktadır. Sulama suyundaki yüksek çözünmüş madde konsantrasyonu ve biriken tuzların drenaj sistemi ile yıkanamaması durumunda

tuzluluk oranında artış görülebilmektedir. Özellikle doğal drenaj koşullarının kötü olduğu kurak bölgelerde bu soruna sıkça rastlanmaktadır.

Bitkisel üretimde olumsuzluklara neden olan tuz formu NaCl'dür. Klorürler, sülfatlar, karbonatlar, bikarbonatlar ve boratların da bitkilerde tuz stresinin oluşumunda etkili olduğu bilinmektedir. Toprakta biriken tuzlar toprağın fiziksel ve kimyasal özelliklerini ve bitki gelişimini olumsuz yönde etkilemektedir. Örneğin kuru toprakların aksine, tuzlu topraklar genellikle daha fazla miktarda su içerir, fakat yüksek tuz derişimi nedeniyle topraktan su alımı güçleşir ve toprağın yapısı bozularak bitki su stresine girer (Kanber ve Ünlü, 2010). Tuz stresine maruz kalan bitkilerin fotosentetik pigment içeriğindeki azalma, ışık yakalama kapasitesinde ve dolayısıyla bitkinin fotosentetik kapasitesinde azalmaya neden olmaktadır (Gautam ve Sing 2009, Hayat ve ark. 2010). Tuzluluk sorunu bulunan alanlarda yüksek konsantrasyonlardaki spesifik iyonlar (sodyum, klorid, borat) bitkilere toksik olabilmekte ve fizyolojik hastalıklara neden olabilmektedir. Ayrıca yüksek tuz konsantrasyonları hücre içinde iyon (K^+ , Ca^{+2} , Mg^{+2}) dengelerinin bozulmasına yol açmaktadır (Mengel ve Kirkby, 2001). Bitkilerin tuz stresine karşı gösterdiği dayanıklılığın, tuzdan sakınım (exclusion) mekanizması olarak bilinen, bitkilerin tuzun alımını sınırlayarak toksisiteyi önleme yeteneğiyle ve de bitkinin Na ve Cl'a doku toleransı göstermesi şeklinde gerçekleşen tuzu kabullenme (inclusion) mekanizması yoluyla olduğu bildirilmiştir (Marschner, 1995). Tahıl türleri içindeki yüksek tuz düzeyine dayanıklılığın genellikle toksik iyonlardan sakınım ile ilgili olduğu belirtilmiştir (Greenway ve Munns, 1980). Chhipa ve Lal (1995). genotiplerin farklı oranlarda K ve Na absorpsiyonu yapmasının ve dolayısıyla farklı K/Na oranlarına sahip olmasının tuzluluğa dayanıklılıkta önemli olduğunu bildirmişlerdir. Ayrıca, tuz stresine bağlı hücre zararlanmalarının bitkideki toksik oksijen radikalleri tarafından katalize edildiğini ortaya koyan araştırmalar bulunmaktadır (Hernandez ve ark., 1993; Dionisio-Sese ve Tobita, 1998; Sreenivasulu ve ark., 2000). Tuz stresine maruz kalan bitkilerde de, diğer abiyotik streslerde olduğu gibi karbon metabolizması ve elektron transport

aktivitesinin sınırlandığı ve bozulduğu tespit edilmiştir (Gueta Dahan ve ark., 1997; Sreenivasulu ve ark., 2000).

Tuzluluğun bitkiler üzerindeki bu olumsuz etkileri toprak çözeltisinin konsantrasyonuna bağlı olduğu kadar, bitkinin tuza dayanıklılığı ile de ilgilidir (Ekmekçi, 2005). Bitkilerin tuza dayanımlarının incelenmesi toprak tuzluluğunun görüldüğü alanlarda ekonomik düzeyde ürün verebilecek bitkilerin seçilerek yetiştirilmesi amacıyla önemlidir (Kotuby ve ark., 1997). Son yıllarda yapılan çalışmalar, artan tuzluluğa karşı bitkileri dirençli hale getirme yönündedir. Tuzluluğa karşı tolerans düzeyi yüksek bitki türlerinin tespit edilmesi, yeni çeşitlerin geliştirilmesi ve tuza dayanıklı bitkisel gen kaynaklarının korunması son yıllarda önemli bir strateji olarak kabul görmektedir.

Bu bağlamda ekmeklik buğdaya kıyasla havasız koşullara (Burgos ve ark., 2001), düşük sıcaklıklara ve kuraklık, tuzluluk gibi kötü koşullara karşı daha iyi bir adaptasyon sağladığı (Rüegger ve ark., 1990, 1993), diğer tahıllarla karşılaştırıldığında oluşturdukları toplam biyomas ve tane verimlerinin çok daha yüksek olduğu ve mevcut bitki aksamalarında daha fazla mikroelement depoladıkları (Erdem, 2009; Gomez-Becerra, ve ark., 2010) belirtilen *T. spelta* genotiplerinin içerisinde tuzluluğa karşı tolerant genotiplerin olabileceği düşünülmektedir. Bu nedenle speltanın tuz toksisitesine karşı direnç göstermesinde rol oynayan antioksidatif savunma mekanizmalarının belirlenmesi büyük önem taşımaktadır.

Bu çalışmada, sera koşullarında çeşitli *T. spelta* genotiplerinin tuz stresine bağlı oksidatif zararlanmaların düzeyi ve buna karşı bitkilerin geliştirebilecekleri antioksidatif savunma sistemleri araştırılmıştır.



2.ÖNCEKİ ÇALIŞMALAR

2.1. Toprakta Tuz

Dünyadaki tarımsal üretimi sınırlayan temel çevresel stres faktörlerinden biri toprak tuzluluğudur (Lauchli ve Grattan, 2007). Tuzluluk, özellikle kurak ve yarı kurak iklim bölgelerinde yıkanarak yer altı suyuna karışan çözünebilir tuzların, yüksek taban suyuyla birlikte kapillarite yoluyla toprak yüzeyine çıkması ve buharlaşma sonucu suyun topraktan ayrılmasıyla tuzun toprak yüzeyinde ve yüzeye yakın kısmında birikmesi olayıdır (Kara, 2002). Elektriksel iletkenliği 4 mmhos / cm'den yüksek ve değişebilir sodyum (Na) yüzdesi 15'den az olan topraklar tuzlu topraklar sınıfında kabul edilmektedir (U.S. Salinity L., Staff 1954).

Tuzluluk problemi; düşük yağış, yüksek evapotranspirasyon, tuz yatakları, tuzlu sulama suyu ve yanlış sulama yapılan tarım alanlarında ortaya çıkmaktadır. Kurak ve yarı kurak bölgelerde yetersiz yağıştan dolayı çözünebilir tuzlar derinlere taşınamamakta, özellikle sıcak ve yağışsız olan dönemlerde, tuzlu taban suları kılcal yükselme ile toprak yüzeyine kadar ulaşabilmektedir. Evaporasyonun yüksek oluşu nedeni ile sular toprak yüzeyinden buharlaşırken beraberinde taşıdıkları tuzları toprak yüzeyinde veya yüzeye yakın kısımlarda bırakmaktadır. Diğer bir deyişle, yağışların yetersiz ve buna karşılık evaporasyonun yüksek olması bu bölgelerdeki tuzlulaşmanın temel nedeni olarak kabul edilmektedir (Saruhan ve ark., 2008).

Tuzluluk sorunu dünyanın birçok bölgesindeki tarım alanlarını yaklaşık 3000 yıldan bu yana tehdit etmekte ve etkisini arttırarak günümüze kadar gelmektedir. Dünya nüfusundaki artışla birlikte insanların besin ve beslenme ihtiyaçları da artmaktadır. Söz konusu ihtiyacın karşılanabilmesi ve sürdürülebilirliğinin sağlanabilmesi için dünya çapında yeni işlenebilir tarım alanlarının açılmasına ve birim alandan alınan ürün miktarının arttırılmasına ihtiyaç duyulmaktadır. Bu durum ise tuzluluk sorunu olan alanlarda tarım yapılması konusunu gündeme getirmekte ve bir dereceye kadar da zorunlu

kılmaktadır. Yeryüzünde tarım yapılan toplam 15.10^8 ha alanın 2.10^8 ha'ında (%13) tuzluluk problemi bulunmaktadır. Türkiye'de yaklaşık 1,5 milyon hektar alan tuzluluk ve alkalilik problemi ile yüz yüzedir. Söz konusu oran sulanabilir arazilerin %32,5'ine denk gelmektedir (Ergene, 1982; Terry, 1997). Bununla birlikte, kurak ve yarı kurak tarım alanlarında yapılan sulama, ilgili alanların tuzluluk sorununu daha da arttırmaktadır (Pitman ve Lauchli, 2002). Sulama sularındaki tuzlar Na^+ , Mg^{+2} , Ca^{+2} , K^+ katyonlarından ve CO_3 , HCO_3^- , Cl^- , SO_4^{-2} anyonlarından meydana gelen tuzlardır. Tarım alanlarında oluşan toprak tuzluluğunun en önemli nedeni, sulama suyunda bulunan bu tuzların konsantrasyonudur. Kurak ve yarı-kurak bölgelerde topraktaki tuzların kaynağı yüksek taban suyu değilse, sulama suyu ile taşınan tuzlar olarak kabul edilmektedir (Uras ve Sönmez, 2010). Bu bölgelerdeki bitkilerde görülen fazla terleme ve toprak yüzeyinden meydana gelen yüksek miktarda buharlaşma toprak rutubetindeki tuz konsantrasyonunun artmasıyla birlikte toprağın tuzlulaşmasına neden olmaktadır (Kaynak ve ark., 2000). Kapillar yükselme sonucunda yüzeyde ve yüzeye yakın yerlerde biriken tuzlar, drenaj yetersizliği veya bozukluğu sonucunda araziden uzaklaştırılamazlar ve bu durum bitki için daha elverişsiz arazi koşullarının oluşmasına neden olmaktadır.

2.2. Bitkide Tuz

Tuz stresi, toprakta artan NaCl ve diğer çözülebilir tuz miktarına paralel olarak bitkinin büyüme ve gelişimi üzerinde olumsuz etkilere neden olmaktadır. Toprak çözeltisinde tuz konsantrasyonunun artması ve su potansiyelinin azalması, bitki hücrelerinin ozmotik potansiyelini düşürmektedir. Bunun sonucunda tuz stresinin yoğunluk ve süresine bağlı olarak bitkilerde büyüme, gelişme, çimlenme, hücre bölünmesi, fotosentez gibi pek çok biyolojik olay etkilenmekte (Bressan, 2008) ve bu durum tarımsal alanlarda bitki verimliliği ile ürün kalitesini sınırlamaktadır (Koca ve ark., 2007).

Grattan ve Grieve (1999) yaptıkları bir çalışmada, tuzluluğun bitki besin elementlerinin bitki tarafından alınımını, bitki içinde taşınım ve dağılımlarını olumsuz etkilediğini ve bitki besin elementi yarayışlılığını azalttığı bildirmişlerdir.

Tuzluluğun bitki büyümesine doğrudan (ozmotik stres ve iyon toksisitesi) ve dolaylı (sekonder) olmak üzere 2 şekilde etki ettiği bilinmektedir. Termaat ve Munns (1986), Ruiz ve ark. (1999) ve Zhou (2007) ise yaptıkları çalışmalarda tuzlu koşulların bitki büyümesi üzerindeki doğrudan etkilerini; kökleşme ortamının ozmotik potansiyelinin azaltılması ve özel iyon toksisitesi olarak belirtmişlerdir. Tuzluluğun bitkiler üzerindeki dolaylı etkisi ise fotosentezin engellenmesi; metabolik toksisite; K^+ alımının engellenmesi, su alımının sağlanması için metabolik enerjinin kullanılması, verimde düşme meydana gelmesi ve hücre ölümü olarak kabul edilmektedir (Botella ve ark., 2005; Hong ve ark., 2009).

Savvas ve Lenz (2000)'e göre, bitkinin büyüme oranında azalma, yaprak renginde değişim, kök/gövde oranı ve olgunlaşma hızında meydana gelen değişiklikler tuz stresinin ozmotik etkisi kabul edilirken, meristematik dokulara veya yaprağa verdiği zarar ise tuz stresinin iyonik etkisi olarak kabul edilmiştir.

Kök bölgesinde tuz miktarının artması sonucu bitkilerde ozmotik stres meydana gelmeye başlar ve kullanılabilir su miktarının azalmasıyla fizyolojik kuraklık açığa çıkar (Tuteja, 2007). Fizyolojik kuraklık durumunda yüksek ozmotik basınç nedeniyle bitki kökleri topraktaki mevcut suyu alamamaktadır. Ozmotik stresin devamında ortaya çıkan iyon stresi evresinde ortamda artan Na^+ ve Cl^- iyonları K^+ , Ca^{+2} ve Mg^{+2} gibi gerekli besin elementleri ile rekabete girerek bitkilerde, besin eksikliği veya besin dengesizliğini meydana getirir (Hu ve Schmidhalter, 2005).

Kanber ve Ünlü (2010), toprakta tuz derişiminin artmasıyla birlikte bitkinin topraktan su alımının güçleştiğini, toprağın yapısının bozularak bitki gelişiminin yavaşladığını açıklamışlardır.

Tuz stresi altında yetiştirilen hıyar fidelerinde yapılan bir araştırmada, Na, Ca, Mn, Cu ve Fe içeriklerinin arttığı, K ve P içeriklerinin azaldığı belirlenmiştir (Erdal, 2000).

Kalefetoğlu (2005)'na göre bitkiler tarafından alınan aşırı miktardaki tuz, hücre fonksiyonlarını bozar, hücre ve organel zarlarında meydana gelen tahribatlar nedeniyle fotosentez, solunum gibi işlevlerin sekteye uğramasına neden olur.

Özcan (2001)'a göre tuz stresi, bitkilerde ölüme yol açabilmekte, tuz konsantrasyonu ve bitkinin dayanıklılığına göre büyümeyi engellemekte, yaprakta nekrozlara, klorozlara, dölleme bozukluklarına, meyvelerin küçük kalmasına, kalitenin düşmesine ve ürün kayıplarına neden olabilmektedir.

Tuz stresinin bitkiler üzerindeki etkileri; bitkinin çeşidine, tuza maruz kalma süresi ve miktarına göre değişmektedir. Bitkiler genotipik farklılıklara bağlı olarak tuzluluğa karşı farklı büyüme cevapları verirler (Dajic, 2006). Bazı bitkiler tuzluluğa karşı daha hassas iken, bazıları daha dayanıklıdır (Ekmekçi ve ark., 2005; Deinlein ve ark., 2014). Bitki türleri arasında olduğu gibi aynı türün genotipleri arasında da tuz stresine karşı farklı tolerans düzeylerinin olduğu bilinmektedir.

Bu konuda yapılan çalışmalarda, örneğin mısırdaki (Hajibagheri ve ark., 1987; Maathuis ve Amtmann, 1999; Eker, 2006), pamukta (Gossett ve ark., 1994), buğdayda (Karanlık, 2001), biberde (Aktaş, 2002), bezelyede (Hernandez ve ark., 1995; 2001), kabak ve karpuzda (Yetişir ve Uygur, 2009), hıyarda (Tiware ve ark., 2010) tuz stresine dayanıklılıkta önemli genotipsel farklılık olduğu bildirilmiştir.

Genellikle tahıl türlerinin tuzluluğa karşı gösterdiği dayanıklılık iyi bilinmektedir. Örneğin, Maas ve Hoffman (1977) tarafından yapılan sınıflandırmada tahıl türleri tuzluluğa karşı, dayanıklı, orta düzeyde dayanıklı, orta düzeyde hassas ve hassas olarak 4 grupta sınıflandırılmıştır. Buna göre, dayanıklı grupta bulunan arpanın 8.0 dS/m tuzluluk düzeyine kadar, orta düzeyde hassas olan mısırdan ise 1.7 dS/m tuzluluk düzeyine kadar zararlanmadan yetiştirilebilmektedir.

François ve ark. (1986), ekmeklik ve makarnalık buğdayların tuzluluğa dayanıklılığını belirlemek amacıyla yaptıkları çalışmada her iki türün 6 ve 8

dS/m'ye kadar etkilenmediğini ve bitkilerde ilk gelişme dönemlerinin, sonraki gelişme dönemlerine oranla, tuzluluğa daha dayanıklı (toleranslı) olduğunu saptamışlardır.

Munns ve ark. (2006), *Triticum aestivum* L. ve *Triticum turgidum* ssp. durum buğday çeşitlerine 100 mM NaCl uygulamasında verimin, ekmeklik buğdayda %7, makarnalık buğdayda ise %38 oranında azaldığını; 150 mM NaCl uygulamasında ise verimin ekmeklik buğdayda %43, makarnalık buğdayda ise %54 oranında azaldığını bildirmişlerdir.

Bitkilerin tuz stresine karşı gösterdiği dayanıklılığın; tuzdan sakınım (exclusion) mekanizması olarak bilinen, bitkilerin tuzun alımını sınırlandırarak toksisiteyi önleme yeteneğiyle ve de bitkinin Na ve Cl'a doku toleransı göstermesi şeklinde gerçekleşen tuzu kabullenme (inclusion) mekanizması yoluyla olduğu bildirilmiştir (Marschner, 1995). Tahıl türleri içindeki yüksek tuz düzeyine dayanıklılığın genellikle toksik iyonlardan sakınım ile ilgili olduğu belirtilmiştir (Greenway ve Munns, 1980). Yapılan çalışmalar, genotiplerin farklı oranlarda K ve Na absorpsiyonu yapmasının ve dolayısıyla farklı K/Na oranlarına sahip olmasının tuzluluğa dayanıklılıkta önemli olduğunu ortaya koymuştur (Chhipa ve Lal, 1995).

Alpaslan ve ark. (1995), yaptıkları çalışmada, buğday ve çeltik bitkilerinin tuzlu koşullarda gelişmeleri ve mineral madde içerikleri bakımından aralarında önemli farklılıkların olduğunu belirtmişlerdir.

Sharma ve ark. (1982), 4 farklı nohut çeşidini EC 4 mmhos/cm ve Cl tuzluluğunun dominant olduğu bir toprakta yetiştirmiş, çeşitler arasında farklılıklar tespit etmiş ve ortalama verimin kontrol uygulamasına göre % 50 düştüğünü belirtmiştir.

Ashraf ve Waheed (1990), farklı mercimek çeşitlerinin çimlenme ve fide döneminde tuzluluğa etkisini inceledikleri çalışmada, çeşitlerin NaCl'e tepkileri ve biyomas üretimleri bakımından aralarında büyük farklılıklar olduğu bildirilmektedir. Ayrıca, tuz stresine bağlı hücre zararlanmalarının bitkideki toksik oksijen radikalleri tarafından katalize edildiğini ortaya koyan çalışmalar

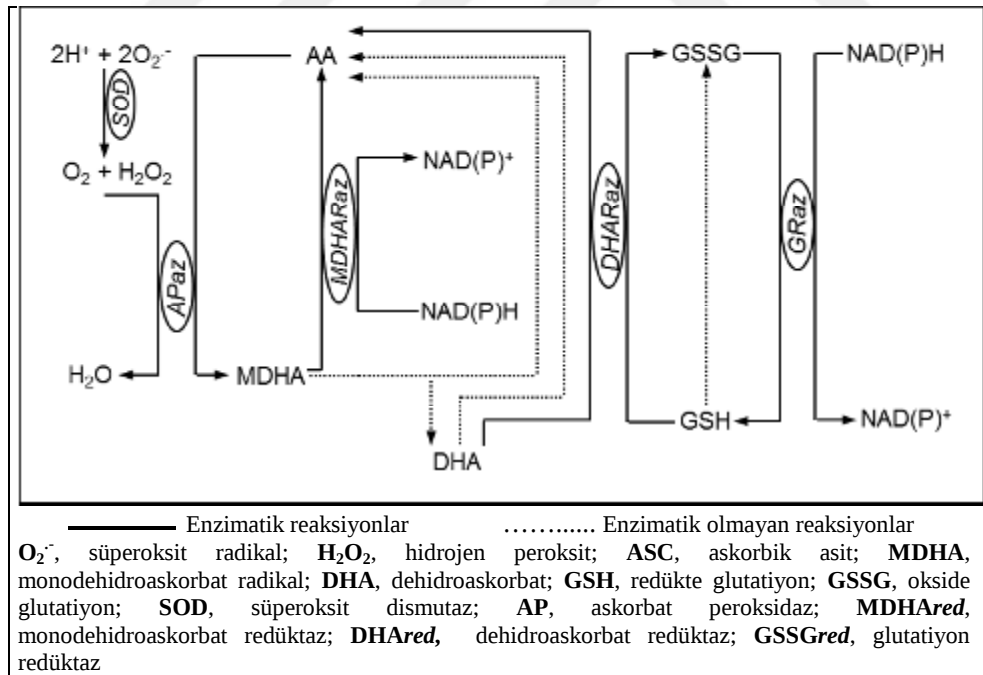
bulunmaktadır (Hernandez ve ark., 1993; Dionisio-Sese ve Tobita, 1998; Sreenivasulu ve ark., 2000).

Tuz stresine maruz kalan bitkilerde de, diğer abiyotik streslerde olduğu gibi karbon metabolizması ve elektron transport aktivitesinin sınırlandığı ve bozulduğu tespit edilmiştir (Gueta Dahan ve ark., 1997; Sreenivasulu ve ark., 2000).

2.3. Tuz Stresinde Antioksidatif Savunma Mekanizmaları

Moleküler oksijen, yaşam için vazgeçilmez bir molekül olmasına rağmen, canlılarda elektron alarak indirgenmesi sonucu reaktif oksijen türlerinin oluşmasına neden olur. Organizmada serbest radikaller, biyotik ve abiyotik stres faktörleri etkisiyle veya normal metabolik faaliyetlerin bir yan ürünü olarak oluşmaktadır. Metabolizma yan ürünleri olarak oksijen türevli serbest radikaller; süperoksit anyonu (O_2^-), singlet oksijen (1O_2), hidrojen peroksit (H_2O_2) ve hidroksil radikallerini ($OH^\cdot$) içerir. Tuz stresi bu reaktif oksijen türlerinin oluşmasıyla oksidatif hasara neden olmaktadır (Gomez ve ark., 1999, Türkan ve Demiral, 2008). Ozmotik stres sonucu stomaların kapanması, CO_2 miktarının sınırlandırılmasına ve kloroplastlarda süperoksit radikalının birikimine neden olur bu da fotooksidatif hasara yol açmaktadır. Bu radikaller bitkilerde fotorespirasyon, mitokondrial solunum ve fotosentez esnasında oluşmaktadır. Bunun yanı sıra, patojen, kuraklık, ozmotik stres durumunda NADPH oksidazlar tarafından ROS'ların üretimini aktif hale getirebilirler. Stres koşulları altında ROS'ların artışı fotosentezin elektron taşıma zincirinin aşırı indirgenmesine neden olmaktadır (Gomez, 2004). Tuz stresi hücrel elektron taşınımını bozarak ROS üretimine neden olmaktadır. Böylece ROS'lar strese cevapta ikincil mesajcı olarak anılabilirler. ROS'lar, DNA, pigmentler, proteinler, lipitler ve diğer makro moleküllerde hasarlara hatta hücre ölümüne yol açabilirler (Prochazkova, 2001; Martin, 2002). Bitkiler stres koşullarında ortaya çıkan serbest oksijen radikallerine karşı süperoksit dismutaz (SOD), katalaz (CAT), peroksidaz (POX) askorbat

peroksidaz (APX) ve glutatyon reduktaz (GR) gibi antioksidan enzimleri içeren veya askorbik asit, alfa tokoferoller, karotenoidler ve flavanoidleri içeren enzimatik olmayan antioksidanlarla kompleks bir savunma sistemi geliştirmişlerdir (Schafer ve ark., 2002). Bitki hücrelerinde H_2O_2 'e karşı hem kloroplastlarda hem de sitosolde çalışan *askorbat-glutatyon* döngüsü adı verilen etkin bir detoksifikasyon mekanizması bulunmaktadır (Şekil 2.1). SOD, süperoksit radikalini savuşturarak H_2O_2 ve O_2 oluşturan temel enzimdir (Bowler, 1992). Gliksizomlarda ve peroksizomlarda oluşan H_2O_2 , CAT tarafından süpürülürken kloroplastlarda ise APX tarafından savuşturulmaktadır (Shigeoka, 2002). Bitkilerde APX ve GR ise H_2O_2 detoksifikasyonunda birlikte rol oynamaktadırlar (Halliwell, 1982). GR, çoğunlukla kloroplastlarda yer alırken yükseltgenmiş glutatyonun indirgenmesini katalizler (Creissen, 1994). Bu enzimlerin aşırı ekspresyonu bitkilerde tuz toleransının en az bir bileşeni ile ilgilidir (Mittova ve ark., 2003; Ashraf, 2009).



Şekil 2.1. Askorbat-glutatyon döngüsü (Kloroplastik Foyer-Halliwell-Asada döngüsü, Asada ve Takahashi, 1987; Polle, 1996).

Birçok araştırmacı SOD, CAT, APX ve GR enzimlerinin tuz stresi ile değişimini rapor etmiştir (Gosset, 1994; Gueta-Dahan, 1997; Hernandez, 2000; Mittova, 2002; Azevedo, 2006). Yapılan araştırmalarda; buğday (Meneguzzo ve ark., 1999), pancar (Bor ve ark., 2003), pirinç (Demiral ve Türkan, 2004) ve susam (Koca ve ark., 2007) gibi birçok bitkide antioksidan enzim kapasitesi ve tuz toleransı arasında ilişki bulunmuştur.

Askorbik asit (askorbat), vitamin E (α -tokoferol), glutatyon, β -karotin ve zeaxanthin karotenoidi gibi bileşiklerin, bitkilerin stres koşullarında toksik radikallere karşı kendilerini korumak için kullandığı enzimatik olmayan en önemli savunma mekanizmaları olduğu bildirilmiştir (Cakmak ve Marschner, 1992; Demming-Adams ve Adams, 1996; Noctor ve Foyer, 1998). Vitamin E'nin bitki kloroplast membranlarında bulunması fotooksidatif stresle başa çıkmada önemli rol oynamaktadır (Ivanov, 2005). Askorbik asit (C vitamini) doğada bol bulunan antioksidanlardan biridir (Smirnoff, 2000). Askorbik asit, süperoksiti, hidrojen peroksiti ve hidroksil radikali doğrudan indirgeyebilme yeteneğindedir. Askorbik asit ayrıca, singlet oksijenle doğrudan reaksiyona giren önemli bir antioksidanttır (Noctor ve Foyer, 1998; Bodannes ve Chan, 1979). Glutatyon ise singlet oksijen ve hidroksil radikallerle reaksiyona girerek enzimlerin SH gruplarının okside olmasını engellemektedir. Yüksek tuz içeren ortamlarda bitkilerin membran integrasyonunun kaybolması, stomalarının kapanması ve fotosentetik e^- taşınımının bozulmasıyla artan oksidatif strese cevaben antioksidatif savunma sistemlerinde artış görülmektedir. Lipit peroksidasyonu oksidatif stresin en basit göstergesi olarak bilinmektedir (Halliwell, 1987; Zhang ve Kirkham, 1996). Yapılan araştırmalarda tuza dayanıklı buğday genotiplerinde hassas genotiplere göre lipit peroksidasyonun daha düşük ve koruyucu enzim aktivitelerindeki artışın daha fazla olduğu belirlenmiştir (Karanlık, 2001). Wise ve Naylor (1987), Spsychalla ve Desborough (1990) ise yaptıkları çalışmalar sonucu strese maruz kalan bitkilerden antioksidan miktarları ve antioksidatif enzim aktivitelerini daha fazla artıran türlerin oksidatif zarara karşı daha dirençli olduklarını belirtmişlerdir. Çeltik bitkisinin tuz stresine

duyarlı Hitomebore genotipinde lipid peroksidasyonun artış gösterdiğini, tuza dayanaklı Pokkali genotipinin lipid peroksidasyonunda ise anlamlı değişimler olmadığı bildirilmiştir (Dionisio-Sese ve Tobita, 1998). Tuz stresıyla birlikte tuz stresine hassas çeşitlerin lipid peroksidasyonunun arttığı bulunmuştur (Azevedo Neto ve ark., 2006; Arora ve ark., 2008).

Bu tez çalışmasında, tuz stresinin çeşitli *Triticum spelta* buğdaylarında antioksidatif enzim aktiviteleri üzerine etkisi incelenmiştir.





3. MATERYAL VE METOD

3.1. Materyal

3.1.1. Toprak Materyali

Sera denemesinde kullanılan toprağın bazı fiziksel ve kimyasal özellikleri Çizelge 3.1’de verilmiştir.

Çizelge 3.1. Sera denemesinde kullanılan toprağın bazı fiziksel ve kimyasal özellikleri

Kil	Silt	Kum	Tekstür Sınıfı	pH	Kireç	Org.M.	Tuz	P ₂ O ₅	K ₂ O	Fe	Zn	Mn	Cu
%					%		mmhos cm ⁻¹	kg da ⁻¹		mg kg ⁻¹			
33,2	54,6	12,3	Siltli killi tın	8,02	18,0	0,12	0,24	0,15	46	2,84	0,11	3,42	0,56

3.1.2. Bitki Materyali

Bu tez çalışmasında, yabani ve hexaploid buğday olan *Triticum spelta* genotipleri (SP913, SP853, SP41) kullanılmıştır. İlgili materyaller, Gaziosmanpaşa Üniversitesi Toprak Bilimi ve Bitki Besleme Bölümü öğretim üyesi Doç. Dr. Halil ERDEM’in yürütücülüğünü yapmış olduğu Tübitak-Tovag-1120903 nolu proje çerçevesinde bir ön çalışma niteliğindeki sera denemesinde kullanılan genotipler içinden (tuz stresi altındaki büyüme ve simptom durumuna göre) seçilmiştir. İlgili spelta genotiplerinin ID numaraları ve anavatanları şu şekildedir: SP913, ID: 585008 (Tacikistan); SP853, ID:355692 (Almanya); SP41, ID: 306550 (Romanya).

3.2. Metod

3.2.1. Bitkilerin Yetiştirilmesi

Sera denemeleri Çukurova Üniversitesi Ziraat Fakültesi Toprak Bilimi ve Bitki Besleme Bölümü Araştırma Uygulama Seralarında gerçekleştirilmiştir. Sera denemeleri tesadüf parselleri deneme desenine göre 3'er tekrarlı olarak kurulmuştur. Plastik saksıların kullanıldığı denemelerde her saksıya 1700 g toprak

konulmuştur. Sera denemesi toprağına temel gübreleme olarak 200 mg kg⁻¹ N (CaNO₃.4H₂O), 100 mg kg⁻¹ P ve 125 mg kg⁻¹ K (KH₂PO₄), 2.5 mg kg⁻¹ Zn (ZnSO₄.7H₂O) ve 2.5 mg kg⁻¹ Fe (Fe-EDTA) dozlarında uygulama yapılmıştır. Tuz konsantrasyonları 0, 6 ve 12 dS m⁻¹ düzeylerinde NaCl kaynağıyla sağlanmıştır. Her bir tuz dozunun yarısı başlangıçta toprağına karıştırılmış ve geriye kalan miktar ise çıkışlarla birlikte sulama suyu ile 8 gün içinde tamamlanmıştır. Saksı başına 8 adet tohum ekilmiş daha sonra bu sayı bitkiler 10 cm boya geldiğinde 5'e seyreltilmiştir. Bitkiler günlük olarak su ihtiyaçlarına göre saf su ile sulanmıştır. Hasattan önce tuz stresine bağılı olarak yaşlı yapraklarda ortaya çıkan simptomların (kloroz ve nekrozlar) şiddetine göre 1-5 skalası (1: simptom yok ya da çok az, 2:az, 3: orta, 4: şiddetli, 5: çok şiddetli) kullanılarak derecelendirme yapılmıştır.

3.2.2. Laboratuvar Çalışmalarının Yürütülmesi

Toprak Analizleri: Denemede kullanılan toprak örneklerinde tuz 1:2.5 toprak-su karışımı yöntemiyle ve pH, 1:2.5 toprak-su karışımı yöntemi ile belirlenmiştir (Jackson, 1958). Kireç tayini Scheibler kalsimetresi ile yapılmıştır (Çağlar, 1949). Toprakların kum, silt ve kil fraksiyonları hidrometre yöntemi ile belirlenmiştir (Bouyoucus, 1952). Toprak organik madde içeriğı, Walkey-Black yaş yakma metoduyla belirlenmiştir (Jackson, 1958). Toprakta bitkiye yararılı mikro element (Zn, Fe, Mn, Cu) konsantrasyonları Lindsay ve Norvel'e (1978) göre DTPA yöntemine göre AAS'de belirlenmiştir. Toprakta K analizi, amonyum asetat (pH: 7, 1N) yöntemine göre AAS'de belirlenmiştir (Carson , 1980). Toprak örneklerinde alınabilir fosfor (P), Olsen ve ark. (1954) tarafından tanımlandığı şekilde yapılmıştır.

Bitkilerde İyon Analizleri: Kurutulmuş bitki örnekleri agat değirmende öğütölmüş ve öğütölen bu örneklerden 0,2 g alınarak mikrodalga yaş yakma setinde yakılmış ve ekstraksiyon süzüğü elde edilmiştir. Elde edilen süzüklerde K, Ca ve Na konsantrasyonları AAS cihazında ölçölmüştür.

Taze yaprak örneklemede homojenlik olması açısından tüm saksılarda alttan itibaren 3-5. yapraklar alınmış ve daha sonra bu yapraklar harmanlanarak amaca göre içinden örnekleme yapılmıştır.

Klorofil Analizi: Taze yaprak örneklerinden yaklaşık 0,1 g alınarak, seramik havan içerisinde 15 ml %80'lik aseton (v/v) içerisinde homojenize edilmiştir. Bu işlemin ardından örnekler kaba filtre kağıdı ile süzölmüş, spektrofotometrede 652 nm dalga boyunda absorbansları belirlenmiştir (Wellburn, 1994).

Lipid Peroksidasyonu: Lipid peroksidasyonu ölçümü Hodges ve Ark. (1999)'na göre yapılmıştır. Bu amaçla yaklaşık 1 gram taze yaprak örneği % 80'lik etil alkol içinde ekstrakte edilmiş ve ekstrakt 3000 rpm devirde santrifüj edilmiştir. Santrifüj işleminden sonra analiz iki aşamada gerçekleştirilmiştir. Birinci aşamada, santrifügattan alınan 1 ml'nin üzerine 1 ml % 20'lik (ağırlık / hacim) TCA (Trichloroacetic acid) ve 1 ml'de % 0,01' lik BHT (Butylated Hydroxytoluene) ilave edilmiştir. İkinci aşamada, santrifügattan alınan 1 ml üzerine 1 ml, içinde % 0,65 TBA (2-Thiobarbituric acid) içeren % 20'lik TCA ve bunun da üzerine 1 ml% 0,01'lik BHT ilave edilmiştir. Daha sonra karıştırıcıda karıştırılan bu örnekler 95 C'de su banyosunda 25 dakika bekletilip ve ardından şok soğutma yapılmıştır. Soğutulan örnekler tekrar 3000 rpm'de santrifüj edilmiş, birinci aşama örneklerinde 532 ve 600 nm'de, ikinci aşama örnekleri ise 532, 600 ve 440 nm'de spektrofotometre aletinde absorbans okuması yapılmıştır. Sonuçlar aşağıdaki formül yardımıyla hesaplanmıştır (ABS : Absorbans).

$$1) [(ABS_{532+TBA})-(ABS_{600+TBA})-(ABS_{532-TBA})-(ABS_{600-TBA})] = A$$

$$2) [(ABS_{440+TBA}-ABS_{600+TBA}) \times 0.0571] = B$$

$$3) \text{ nmol MDA / ml} = (A-B / 157\,000) \times 10^6$$

Askorbik Asit: Total ve indirgenmiş askorbik asit analizleri Cakmak ve Marschner (1992) tarafından bildirildiği gibi yapılmıştır. Yöntemin esası, ortama

katılan Fe^{+3} 'ün askorbik asit ile Fe^{+2} 'ye indirgenmesi ve Fe^{+2} 'nin bipyridin ile komplekslenerek 525 nm'de ölçümüne dayanmaktadır. Askorbik asit ekstraksiyonu % 5'lik meta-fosforik asit ile yapılmıştır.

SH-Grupları (Glutasyon): SH-grubu analizleri, % 5'lik meta-fosforik ekstraksiyonunda DTNB (5-5'-ditiyobis-Z-benzoik asit) reagenti kullanılarak Cakmak ve Marschner (1992)'de belirtildiği gibi yapılmıştır.

Çözünür Protein Konsantrasyonu: Çözünür protein analizi Bradford (1976)'a göre yapılmıştır. Buna göre, 100 mg coomasie brilliant blue (G 250) 50 ml etil alkol (% 99,5) içerisinde çözündürülmüş ve üzerine 100 ml % 85'lik ortofosforikasit ilave edilmiş, bu karışım saf su ile 600 ml'ye tamamlanmış ve kaba filtre kağıdıyla filtre edilmiştir. Daha sonra bu çözeltinin üzerine 100 ml gliserol (% 87) eklenmiş ve karışım saf su ile 1000 ml'ye tamamlanmıştır. Analiz aşamasında, 100 µl enzim santrifüğü üzerine 5 ml protein analiz çözeltisi ilave edilmiş ve ardından vortekslenmiştir. Oluşan rengin absorbansı spektrofotometrede 595 nm'de ölçülmüştür. Protein analizinde standart olarak inek serum albumini kullanılmıştır.

Enzim Analizleri: Yaklaşık 1 gram taze yaprak örneği 1 mM EDTA içeren 25 mM fosfat tamponu içinde homogenize edilmiş ve ardından 15 000 g'de santrifüj edilmiştir. Santrifüjden sonra Cakmak ve ark. (1993) ve Cakmak (1994)'de verilen yöntemler kullanılarak superoksit dismutaz, askorbat peroksidaz, gulutasyon redüktaz, guajakol peroksidaz ve katalaz aktiviteleri ölçülmüştür. Superoksit dismutaz aktivitesi, mavi tetrasolyum kloridin ışık altında O_2^- tarafından indirgenmesi yöntemine göre ölçülmüştür. Askorbat peroksidaz, 290 nm'de askorbatın oksidasyonu; gulutasyon redüktaz 340 nm'de NADPH'nın oksidasyonu ve katalaz H_2O_2 'nin 240 nm'de degradasyonu esas alınarak ölçülmüştür. Yöntemlerin ayrıntısı Cakmak ve Horst (1991)'de verilmektedir.

İstatistik analizlerinde JMP 6.0 paket programı kullanılmıştır. Ortalamalar t-testi (%5) kullanılarak karşılaştırılmıştır.

4. ARAŞTIRMA BULGULARI VE TARTIŞMA

4.1. Araştırma Bulguları

Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamaları altında yetiştirilen çeşitli *Triticum spelta* genotiplerinin (SP 913, SP 853, SP 41) araştırılan bazı parametrelere ait varyans analiz sonuçları aşağıda Çizelge 4.1 ve 4.2’de verilmiştir.

Çizelge 4.1. Çeşitli *T. Spelta* genotiplerinin tuz stresine reaksiyonunda yeşil aksam ve kök kuru ağırlık, K, Ca, Na konsantrasyonu, K/Na ve Ca/Na oranları ile K, Ca ve Na içeriklerine ait varyans analizi (p değerleri).

Kaynak	SD	Kuru Ağırlık		Konsantrasyon					İçerik		
		Yeşil ak.	Kök	K	Ca	Na	K/Na	Ca/Na	K	Ca	Na
Genotip	2	0.002**	0.353 ^{öd}	0.000***	0.190 ^{öd}	0.000***	0.000***	0.001**	0.000***	0.077 ^{öd}	0.637 ^{öd}
NaCl	2	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***	0.069 ^{öd}	0.000***
Gen.xNaCl	4	0.859 ^{öd}	0.004**	0.000***	0.006**	0.109 ^{öd}	0.000***	0.000***	0.000***	0.008**	0.250 ^{öd}

* : p<0.05; ** : p<0.01; *** : p<0.001; öd : önemli değil.

Çizelge 4.2. Çeşitli *T. Spelta* genotiplerinin tuz stresine reaksiyonunda yeşil aksam klorofil konsantrasyonu, lipid peroksidasyonu, askorbik asit, SH Bileşikleri ve Çözünür protein konsantrasyonu ile SOD, APX, GR ve CAT enzim aktivitelerine ait varyans analizi (p değerleri).

Kaynak	SD	Klorofil	Lipid per.	As.asit	SH Bil.	Çöz. Pro.	SOD	APX	GR	CAT
Genotip	2	0.496 ^{öd}	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***
NaCl	2	0.017*	0.000***	0.000***	0.268 ^{öd}	0.270 ^{öd}	0.000***	0.257 ^{öd}	0.000***	0.000***
Gen.xNaCl	4	0.061 ^{öd}	0.000***	0.041*	0.024*	0.147 ^{öd}	0.000***	0.000***	0.000***	0.000***

* : p<0.05; ** : p<0.01; *** : p<0.001; öd : önemli değil.

4.1.1. Kuru Madde Üretimi

Triticum spelta genotiplerinin artan tuzlulukla birlikte hem yeşil aksam hem de kök kuru madde üretimlerinin önemli düzeylerde azaldığı bulunmuştur (Çizelge 4.3). Tuz uygulamasının yapılmadığı kontrol koşullarıyla kıyaslandığında, 6 dS m⁻¹ tuzluluk düzeyinin SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin yeşil aksam kuru madde üretimlerinde sırasıyla % 44,4 ve % 43,3 azalmaya, SP 41 nolu genotipte ise %50,7 azalmaya yol açtığı tespit edilmiştir.

Çizelge 4.3. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam ve kök kuru madde üretimi üzerine etkisi

Genotip	Uygulama (NaCl)	Kuru Madde Üretimi		Kontrolle göre azalış	
		Yeşil Aksam	Kök	Yeşil Aksam	Kök
		(mg bitki ⁻¹)		(%)	
SP 913	0	1431 ± 281	583 ± 83 b		
	6	795 ± 173 (1,0)*	283 ± 105 cd	44,4	51,5
	12	405 ± 31 (2,0)	227 ± 22 cd	71,7	61,1
SP 853	0	1548 ± 78	688 ± 95 ab		
	6	877 ± 24 (1,5)	325 ± 67 c	43,3	52,8
	12	540 ± 57 (2,5)	183 ± 25 de	65,1	73,4
SP 41	0	1345 ± 130	768 ± 80 a		
	6	663 ± 146 (2,5)	187 ± 35 de	50,7	75,7
	12	393 ± 33 (4,0)	96 ± 26 e	70,8	87,5

*Simptom Derecesi : (1=simptom yok ya da çok az.....5=çok şiddetli)

Aynı sütunda aynı harfle gösterilen ortalamalar arasındaki fark önemli değildir (Student's t-test. p<0.05).

Tuz uygulamasının 12 dS m⁻¹ olduğu koşullarda ise SP 913, SP 853 ve SP 41 nolu genotiplerin kontrol koşullarına göre yeşil aksam kuru madde üretimlerinin sırasıyla %71,7, %65,1 ve %70,8 oranlarında azaldığı görülmüştür. SP 913, SP 853 ve SP 41 nolu genotiplerin kök kuru madde üretimlerinde meydana gelen azalışların 6 dS m⁻¹ tuzluluk düzeyinde sırasıyla %51,5, %52,8 ve %75,7 olduğu tespit edilmiştir. Tuzluluğun en yüksek olduğu (12 dS m⁻¹) düzeyde ise kontrole göre aynı genotiplerin sırasıyla %61, %73,4 ve %87,5 oranlarında kök kuru madde üretimlerinin azaldığı anlaşılmıştır. Tuz stresine tolerans derecesi SP 913 ve SP 853 nolu genotiplere göre düşük olan SP 41 nolu genotipin özellikle de kök kuru madde üretiminde tuzlulukla birlikte ortaya çıkan azalmaların diğer genotiplerden daha fazla olduğu tespit edilmiştir (Çizelge 4.3).

Tuz stresine bağlı olarak yapraklarda ortaya çıkan belirtilerin tuz stresinin artışıyla birlikte arttığı görülmüştür. Tuzun 6 dS m⁻¹ dozunda SP 913, SP 853 ve SP 41 nolu genotiplerin symptom derecelerinin sırasıyla 1,0, 1,5 ve 2,5 olduğu tespit edilmiştir. Tuzun 12 dS m⁻¹ uygulanması durumunda ise SP 913, SP

853 ve SP 41 genotiplerinin simptom dereceleri sırasıyla 2.0, 2.5 ve 4.0 olmuştur (Çizelge 4.3).

4.1.2. Yeşil Aksam Sodyum, Potasyum, Kalsiyum Konsantrasyonu ile K/Na ve Ca/Na Oranları

Tuz uygulamasının tüm genotiplerde yeşil aksamın sodyum (Na) konsantrasyonlarında önemli ölçüde artışlara neden olduğu tespit edilmiştir (Çizelge 4.4). Kontrol koşullarında genotipler benzer düzeyde Na konsantrasyonlarına sahip olmuşlardır. Tuz uygulamasının 6 dS m^{-1} olduğu koşullarda SP 913 nolu genotipin yeşil aksam Na konsantrasyonu % 0,24, SP 853'ün % 0,20 ve SP 41 nolu genotipin ise % 0,26 olarak bulunmuştur. Tuzluluğun 12 dS m^{-1} olarak uygulandığı dozda ise SP 913, SP 853 ve SP 41 nolu genotiplerin Na konsantrasyonları sırasıyla % 0,47, % 0,41 ve % 0,48 olmuştur. Hem 6 hem de 12 dS m^{-1} tuzluluk düzeylerinde SP 853 nolu genotipin diğer genotiplere göre yeşil aksamındaki daha düşük Na düzeyleri dikkat çekici olmuştur (Çizelge 4.4).

Araştırmaya konu olan spelta genotiplerinin yeşil aksamalarında ölçülen potasyum konsantrasyonlarının tuz stresinin artışıyla birlikte önemli oranda yükseldiği anlaşılmıştır (Çizelge 4.4). Özellikle de bu yükselişin 6 dS m^{-1} tuzluluk düzeyinde daha belirgin olduğu görülmektedir.

SP 913 nolu genotipin kontrol koşullarında % 3,44 olan K konsantrasyonu 6 ve 12 dS m^{-1} tuzluluk düzeylerinde sırasıyla % 6,00 ve % 4,05 değerlerine ulaşmıştır. SP 853 nolu genotipte ise kontrol koşullarında % 3,40 olan yeşil aksam K konsantrasyonu değeri 6 ve 12 dS m^{-1} tuzluluk seviyelerinde % 7,08 ve % 4,34 değerlerini almıştır. SP 41 nolu genotipte ise kontrol koşullarıyla kıyaslandığında, 6 dS m^{-1} tuzluluk düzeyinde K konsantrasyonunun diğer genotiplere göre daha az yükseldiği bulunmuştur (Çizelge 4.4).

Genotiplerin yeşil aksamalarında ölçülen kalsiyum konsantrasyonlarının potasyumda olduğu gibi artan tuzlulukla birlikte önemli ölçüde yükseldiği tespit edilmiştir (Çizelge 4.4). SP 913 nolu genotipin kontrol koşullarında %0,36 olan

kalsiyum konsantrasyonu artan tuzlulukla birlikte sırasıyla %0,68 ve %1,19 değerlerine yükselmiştir. SP 853 nolu genotipin ise kalsiyum konsantrasyonunun kontrol, 6 ve 12 dS m⁻¹ tuzluluk koşullarında sırasıyla %0,32, %0,76 ve %0,99 olduğu tespit edilmiştir. Kontrol koşullarında SP 41 nolu genotipin yeşil aksam Ca konsantrasyonu değerinin %0,45 ile diğer genotiplerden daha yüksek olduğu bulunmuştur. Artan tuzluluk SP 41 nolu genotipin yeşil aksam Ca konsantrasyonunu sırasıyla %0,68 ve %1,07 değerlerine yükseltmiştir (Çizelge 4.4).

Çizelge 4.4. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam Na, K ve Ca konsantrasyonu ile K/Na ve Ca/Na oranları üzerine etkisi

Genotip	Uygulama (NaCl)	Na	K (%)	Ca	K/Na	Ca/Na
SP 913	0	0,04 ± 0,00	3,44 ± 0,11 g	0,36 ± 0,03 de	93,6 ± 2,9 b	9,8 ± 0,4 b
	6	0,24 ± 0,02	6,00 ± 0,16 b	0,68 ± 0,01 c	25,5 ± 1,5 d	2,9 ± 0,2 d
	12	0,47 ± 0,04	4,05 ± 0,07 f	1,19 ± 0,04 a	8,6 ± 0,6 f	2,5 ± 0,2 d
SP 853	0	0,03 ± 0,00	3,40 ± 0,07 g	0,32 ± 0,02 e	121,9 ± 3,7 a	11,4 ± 1,0 a
	6	0,20 ± 0,00	7,08 ± 0,13 a	0,76 ± 0,02 c	35,4 ± 1,4 e	3,8 ± 0,2 c
	12	0,41 ± 0,01	4,34 ± 0,10 e	0,99 ± 0,10 b	10,6 ± 0,2 f	2,4 ± 0,2 d
SP 41	0	0,04 ± 0,00	4,46 ± 0,27 de	0,45 ± 0,04 d	120,5 ± 1,5 a	12,1 ± 0,3 a
	6	0,26 ± 0,02	5,19 ± 0,01 c	0,68 ± 0,01 c	20,1 ± 1,5 e	2,6 ± 0,2 d
	12	0,48 ± 0,03	4,62 ± 0,08 d	1,07 ± 0,15 b	9,7 ± 0,5 f	2,2 ± 0,2 d

Aynı sütunda aynı harfle gösterilen ortalamalar arasındaki fark önemli değildir (Student's *t*-test. *p*<0.05).

Genotiplerin yeşil aksamalarında ölçülen K ve Ca konsantrasyonlarının yeşil aksamalarında ölçülen Na değerlerine oranlanmasıyla elde edilen K/Na ve Ca/Na oranlarının tuzlulukla birlikte önemli ölçüde azaldığı bulunmuştur (Çizelge 4.4). SP 913 nolu genotipin kontrol koşullarında 93,6 olan yeşil aksam K/Na oranının 6 ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamalarıyla sırasıyla 25,5 ve 8,6 değerlerine gerilediği tespit edilmiştir (Çizelge 4.4). Benzer şekilde, SP 853 nolu genotipin yeşil aksam K/Na oranının kontrol koşullarında 121,9 ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamaları altında sırasıyla 35,4 ve 10,6 olduğu görülmüştür. SP 41 nolu genotipin yeşil aksam K/Na oranının

ise aynı koşullarda sırasıyla 120,5, 20,1 ve 9,7 şeklinde olduğu bulunmuştur. En yüksek tuz uygulaması altında genotiplerin K/Na oranlarının birbirlerinden çok farklı olmadığı bulunurken; 6 dS m⁻¹ tuzluluk düzeyinde SP 41 nolu genotipin yeşil aksam K/Na oranının diğer genotiplerden belirgin ölçüde düşük olduğu anlaşılmıştır (Çizelge 4.4).

Genotiplerin yeşil aksam Ca/Na oranlarının tuz uygulamasıyla birlikte önemli ölçüde azaldığı tespit edilmiştir (Çizelge 4.4). Kontrol koşullarında SP 913 nolu genotipin 9,8 olan yeşil aksam Ca/Na oranının 6 ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamalarıyla birlikte 2,9 ve 2,5 değerlerine gerilediği görülmüştür. SP 853 nolu genotipin yeşil aksam Ca/Na oranının kontrol koşullarında 11,4 ve artan tuzlulukla birlikte 3,8 ve 2,4 değerlerini aldığı tespit edilmiştir. SP 41 nolu genotip ise aynı koşullarda yeşil aksamında sırasıyla 12,1, 2,6 ve 2,2 düzeylerinde Ca/Na oranlarına sahip olmuştur (Çizelge 4.4). Her iki tuz uygulama dozunda da SP 41 nolu genotipin yeşil aksam Ca/Na oranlarının diğer genotiplerden daha düşük olduğu görülmüştür.

4.1.3. Yeşil Aksam Sodyum, Potasyum ve Kalsiyum İçerikleri

Element konsantrasyonları ile yeşil aksam kuru apırlıkları kullanılarak bitki başına düşen element miktarları (içerikleri) hesaplanmıştır. Buna göre, kontrol koşullarında SP 913 genotipinin 0,52 mg bitki⁻¹ olan Na düzeyi, 6 ve 12 dS m⁻¹ tuzluluk düzeylerinde sırasıyla 1,86 ve 1,92 mg bitki⁻¹ düzeylerine yükselmiştir (Çizelge 4.5). Potasyum içeriği açısından ise SP 913 nolu genotipin kontrol ve 6 dS m⁻¹ dozlarında birbirlerine çok yakın düzeyde (sırasıyla 49,4 ve 47,57 mg bitki⁻¹) K içeriğine sahip olduğu ve 12 dS m⁻¹ dozunda ise K içeriğinin 16,40 mg bitki⁻¹ değerine gerilediği bulunmuştur (Çizelge 4.5). SP 853 nolu genotipin kontrol koşullarında 52,62 mg bitki⁻¹ olan K içeriğinin 6 dS m⁻¹ dozunda % 18 artarak 62,03 mg bitki⁻¹'e yükselmiş, 12 dS m⁻¹ dozunda ise % 55 azalarak 23,46 mg bitki⁻¹ değerine gerilemiştir (Çizelge 4.5). SP 41 nolu genotipin K içeriğinin artan tuzlulukla birlikte önemli ölçüde azaldığı bulunmuştur. Kontrole göre

değerlendirildiğinde, 6 dS m⁻¹ dozunda meydana gelen azalış % 43; 12 dS m⁻¹ dozunda meydana gelen azalış % 70 olmuştur (Çizelge 4.5).

Tuzluluğun artışına bağlı olarak genotiplerin Ca içeriklerinin farklı etkilendiği bulunmuştur. SP 913 nolu genotipin Ca içeriği kontrole göre 6 dS m⁻¹ tuzlulukla % 4,6 artmış, 12 dS m⁻¹ tuzlulukla ise % 6,4 azalmıştır (Çizelge 4.5). SP 853 nolu genotipin Ca içeriği kontrol koşullarında 4,94 mg bitki⁻¹ iken, 6 dS m⁻¹ tuz uygulaması ile 6,64 mg bitki⁻¹, 12 dS m⁻¹ tuz uygulaması ile 5,34 mg bitki⁻¹'e yükselmiştir. SP 41 nolu genotipte ise kontrol koşullarında 6,03 mg bitki⁻¹ olan Ca içeriğinin 6 ve 12 dS m⁻¹ tuzlulukla birlikte sırasıyla % 25 ve % 30 azalarak 4,49 ve 4,22 mg bitki⁻¹ değerlerine gerilediği bulunmuştur (Çizelge 4.5). Söz konusu SP 41 genotipinin artan tuzluluğa bağlı olarak artmış olan simptom dereceleri (Çizelge 4.3) ile azalan K ve Ca içerikleri (Çizelge 4.5) uyumlu bulunmuştur.

Çizelge 4.5. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam Na, K ve Ca içerikleri üzerine etkisi

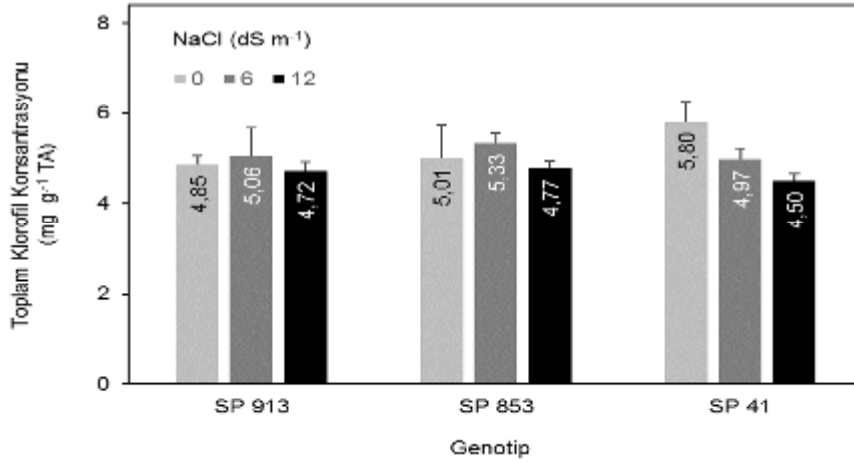
Genotip	Uygulama (NaCl)	Na	K	Ca
			mg bitki ⁻¹	
SP 913	0	0,52 ± 0,04	49,14 ± 5,21 b	5,14 ± 0,29 bcd
	6	1,86 ± 0,13	47,57 ± 6,10 b	5,38 ± 0,76 bc
	12	1,92 ± 0,28	16,40 ± 1,19 d	4,81 ± 0,40 cd
SP 853	0	0,43 ± 0,01	52,62 ± 0,85 b	4,94 ± 0,51 bcd
	6	1,75 ± 0,07	62,03 ± 0,10 a	6,64 ± 0,10 a
	12	2,20 ± 0,20	23,46 ± 2,07 d	5,34 ± 0,79 bc
SP 41	0	0,50 ± 0,06	60,23 ± 7,70 a	6,03 ± 0,94 ab
	6	1,72 ± 0,39	34,39 ± 5,33 c	4,49 ± 0,75 cd
	12	1,88 ± 0,24	18,14 ± 1,38 d	4,22 ± 0,84 d

Aynı sütunda aynı harfle gösterilen ortalamalar arasındaki fark önemli değildir (Student's *t*-test. *p*<0.05).

4.1.4. Toplam Klorofil Konsantrasyonu

Tuz uygulamasının çeşitlerin toplam klorofil konsantrasyonu üzerindeki etkisinin önemli olduğu bulunmuştur (Çizelge 4.2). Kontrol koşullarıyla kıyaslandığında SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin toplam klorofil konsantrasyonları 6 dS m⁻¹ tuz uygulamasıyla düşük düzeyde de olsa artarken SP

41 nolu genotipin klorofil konsantrasyonu azalmıştır. Tuz uygulamasının 12 dS m⁻¹ olduğu koşullarda ise tüm genotiplerin klorofil düzeylerinin azaldığı bulunmuştur. Özellikle de SP 41 nolu genotipin artan tuzlulukla birlikte klorofil düzeyindeki azalmaların belirgin olduğu tespit edilmiştir. Buna göre, kontrol koşullarında 5,80 mg g⁻¹ TA olan klorofil konsantrasyonunun 6 ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamalarıyla sırasıyla 4,97 ve 4,50 mg g⁻¹ TA değerlerine gerilediği görülmüştür (Şekil 4.1).

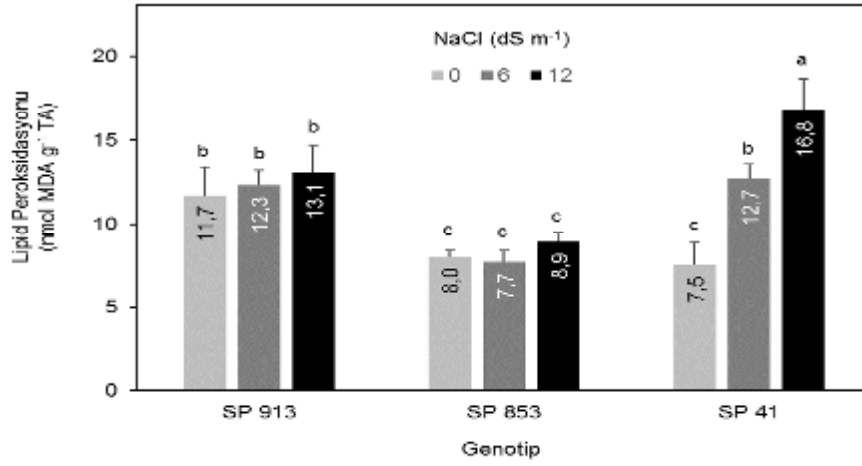


Şekil 4.1. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin toplam klorofil konsantrasyonu üzerine etkisi

4.1.5. Lipid Peroksidasyonu

Araştırmaya konu olan spelta genotiplerinin lipid peroksidasyonu düzeylerinin birbirinden önemli ölçüde farklı olduğu bulunmuştur (Çizelge 4.2). Kontrol koşullarında SP 913 nolu genotipin lipid peroksidasyonu düzeyinin doğal olarak diğer genotiplerden daha yüksek olduğu görülmüştür. Tuz uygulamalarının genotiplerin lipid peroksidasyonu üzerindeki etkilerinin önemli olduğu bulunurken, bu durumun özellikle de SP 41 nolu genotipin artan tuzlulukla beraber yükselmiş olan lipid peroksidasyonundan kaynaklandığı anlaşılmaktadır (Şekil 4.2).

Artan tuz uygulamalarıyla beraber SP 913 nolu genotipin lipid peroksidasyon düzeyi düşük düzeyde artmış ancak bu artış istatistiki olarak önemli olmamıştır. Benzer durum, SP 853 nolu genotipin 12 dS m⁻¹ tuzluluk düzeyi için de geçerli olmuştur. Ancak SP 41 nolu genotipin kontrol koşullarında 7,5 nmol MDA g⁻¹ TA olan lipid peroksidasyonu düzeyi 6 dS m⁻¹ 'lik tuz uygulamasıyla 12,7 nmol MDA g⁻¹ TA 'a ve 12 dS m⁻¹ 'lik tuzluluk ile de 16,5 nmol MDA g⁻¹ TA değerine yükselmiştir (Şekil 4.2).

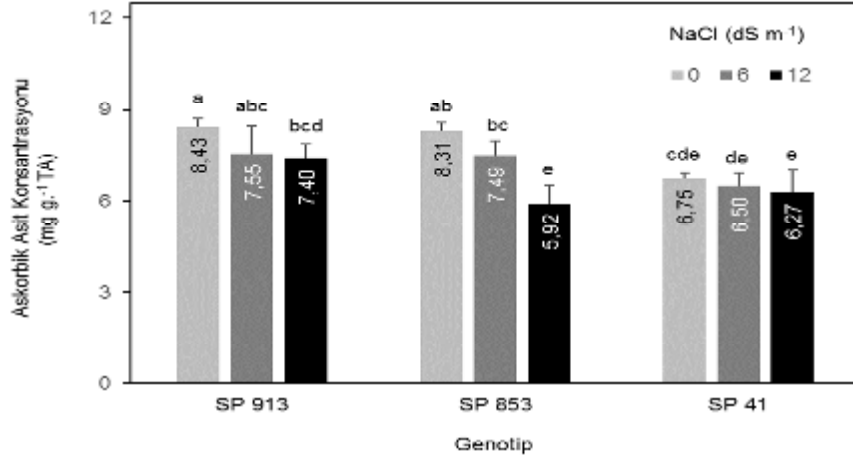


Şekil 4.2. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam lipid peroksidasyonu üzerine etkisi

4.1.6. Toplam Askorbik Asit Konsantrasyonu

Yapılan istatistiki değerlendirmeler sonucu, genotiplerin yeşil aksamalarında ölçülen toplam askorbik asit konsantrasyonlarının birbirlerinden önemli ölçüde farklı olduğu anlaşılmıştır (Çizelge 4.2). Tuz uygulamalarının da genotiplerin toplam askorbik asit düzeylerini önemli ölçüde azalttığı bulunurken, en belirgin azalmanın SP 853 nolu genotipte 12 dS m⁻¹ tuz uygulamasıyla ortaya çıktığı görülmüştür. SP 853 nolu genotipin kontrol koşullarında 8,31 mg g⁻¹ TA olan toplam askorbik asit konsantrasyonunun 6 ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamalarıyla

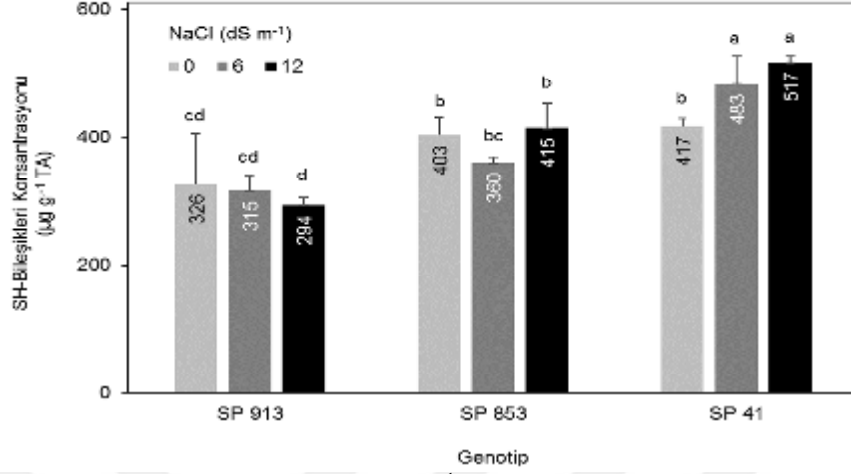
birlikte sırasıyla 7,49 ve 5,91 mg g⁻¹ TA değerlerine gerilediği bulunmuştur (Şekil 4.3).



Şekil 4.3. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam askorvik asit konsantrasyonu üzerine etkisi

4.1.7. SH-Bileşikleri Konsantrasyonu

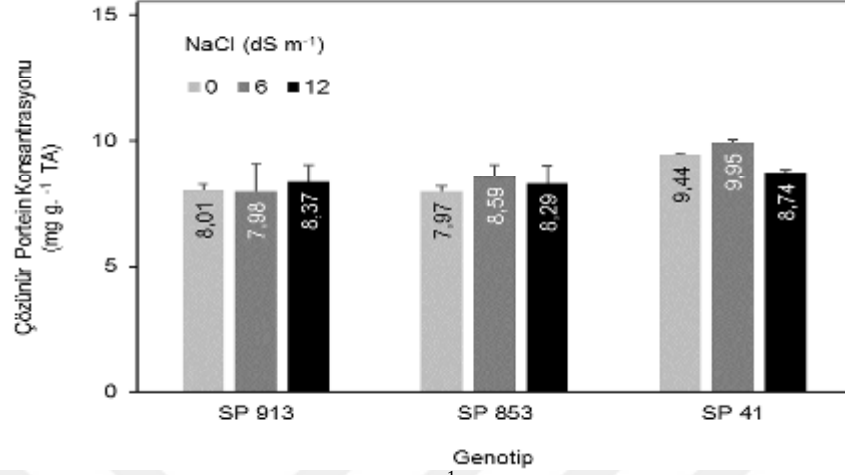
Tuz uygulamalarının ortalaması açısından bakıldığında, genotiplerin SH-bileşikleri düzeylerinin birbirinden önemli ölçüde farklı olduğu anlaşılmıştır (Çizelge 4.2). Buna göre, SP 41 nolu genotipin en yüksek SH-bileşikleri konsantrasyonuna ve SP 913 nolu genotipin ise en düşük SH-bileşikleri konsantrasyonuna sahip olduğu bulunmuştur. Genel olarak bakıldığında, tuz uygulamalarının istatistiksel olarak önemli olmadığı bulunmuştur. Tuz x genotip interaksiyonunun önemli olduğu tespit edilmiştir (Çizelge 4.2). Özellikle de SP 41 nolu genotipin kontrol koşullarında 417 µg g⁻¹ TA olan SH-bileşikleri konsantrasyonunun artan tuzlulukla birlikte sırasıyla 483 ve 517 µg g⁻¹ TA değerlerine yükseldiği görülmüştür (Şekil 4.4).



Şekil 4.4. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam SH-bileşikler konsantrasyonu üzerine etkisi

4.1.8. Çözünür Protein Konsantrasyonu

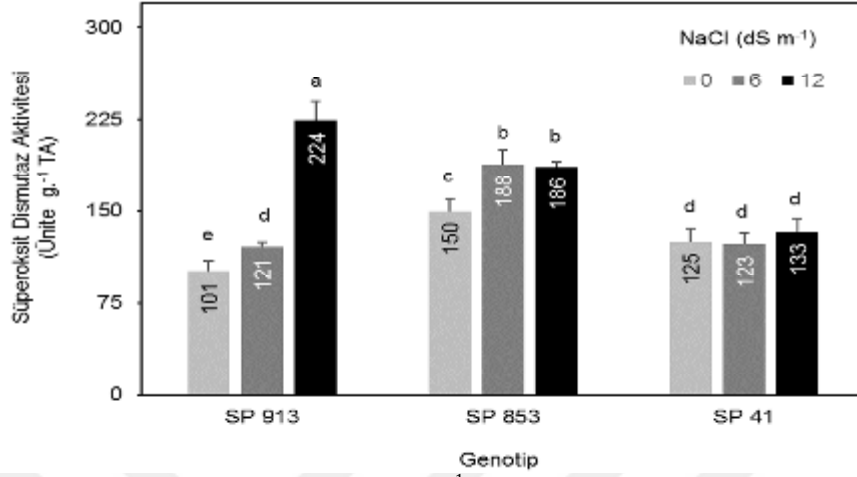
Yapılan istatistiki analizler sonucu, tuz uygulamalarının ortalaması açısından genotiplerin çözünür protein konsantrasyonlarının önemli olduğu bulunmuştur (Çizelge 4.2). Buna göre, SP 41 nolu genotipin çözünür protein düzeyinin diğer iki genotipten farklı ve daha yüksek olduğu anlaşılmıştır. Çözünür protein konsantrasyonu için tuz uygulaması ve tuz x genotip interaksyonunun önemli olmadığı anlaşılmıştır. Bununla birlikte, SP 41 nolu genotipin 12 dS m⁻¹ tuz uygulamasıyla çözünür protein düzeyindeki azalmanın az da olsa öne çıktığı görülmüştür (Şekil 4.5).



Şekil 4.5. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam çözünür protein konsantrasyonu üzerine etkisi

4.1.9. Süperoksit Dismutaz (SOD) Aktivitesi

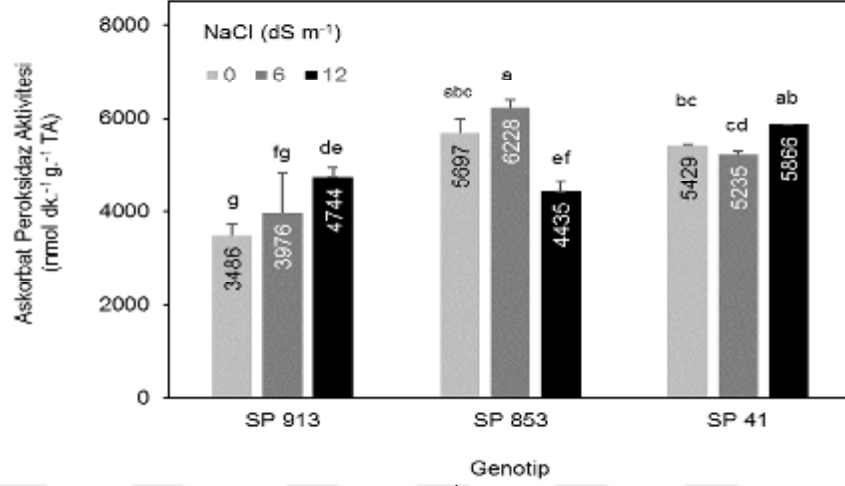
Genotiplerin SOD aktivitelerinin birbirlerinden önemli ölçüde farklı olduğu tespit edilmiştir (Çizelge 4.2). Tuz uygulamalarının ortalaması açısından değerlendirildiğinde en yüksek SOD aktivitesine SP 853 nolu genotipin en düşük SOD aktivitesine ise SP 41 nolu genotipin sahip olduğu görülmüştür. Tuz uygulamalarının SOD aktivitesi üzerindeki etkisinin önemli olduğu bulunmuştur. Genotiplerin ortalaması olarak, en düşük SOD aktivitesi değerinin kontrol koşullarında, en yüksek SOD aktivitesinin ise 12 dS m⁻¹ tuz uygulaması altında ortaya çıktığı görülmüştür. İstatistiksel analizler sonucu tuz x genotip interaksiyonunun da önemli olduğu tespit edilmiştir. SP 913 nolu genotipin SOD aktivitesinin artan tuzlulukla birlikte önemli ölçüde yükseldiği bulunmuştur. Kontrol koşullarında 101 ünite g⁻¹ TA olan SOD aktivitesi 6 ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamalarıyla sırasıyla 121 ve 224 ünite g⁻¹ değerlerine yükselmiştir. SP 853 nolu genotipin kontrol koşullarında 150 ünite g⁻¹ TA olan SOD aktivitesi 6 ve 12 dS m⁻¹ tuzluluk düzeylerinde ortalama 187 ünite g⁻¹ TA değerine ulaşmıştır. SP 41 nolu genotipte ise tuz uygulamaları SOD aktivitesi üzerinde etkili olmamıştır (Şekil 4.6).



Şekil 4.6. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam süperoksit dismutaz aktivitesi üzerine etkisi

4.1.10. Askorbat Peroksidaz (APX) Aktivitesi

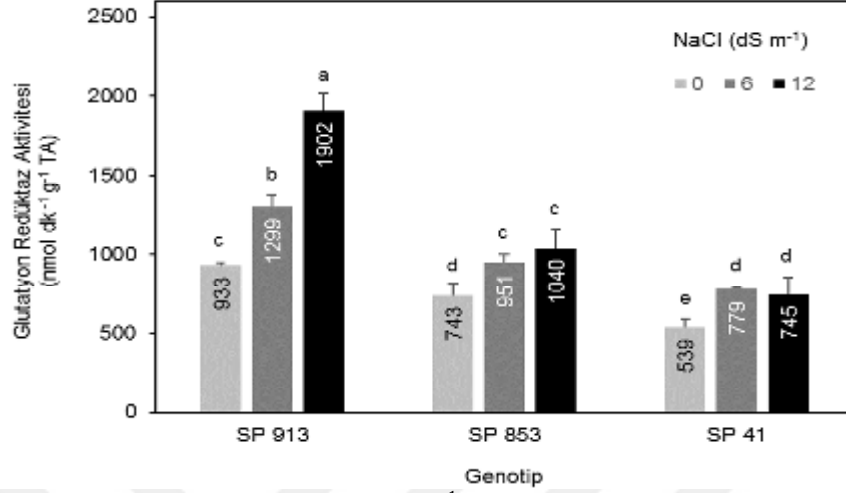
Tuz uygulamalarının ortalaması açısından genotiplerin APX aktivitelerinin istatistiksel olarak önemli olduğu tespit edilmiştir (Çizelge 4.2). Buna göre, APX aktivitesi en düşük olan SP 913 nolu genotipin diğer iki genotipe göre farklı grupta yer aldığı bulunmuştur. Genotiplerin ortalaması açısından ise tuz uygulamalarının etkilerinin önemli olmadığı ortaya çıkmıştır. Tuz x genotip interaksyonunun önemli olduğu bulunmuştur. SP 913 nolu genotipin artan tuzlulukla beraber kontrol koşullarına göre APX aktivitelerinin önemli ölçüde yükseldiği görülmüştür. Kontrol koşullarında 3486 nmol dk⁻¹ g⁻¹ TA olan APX aktivitesinin 6 ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamalarıyla sırasıyla 3976 ve 4744 nmol dk⁻¹ g⁻¹ TA değerlerine yükseldiği bulunmuştur. SP 853 nolu genotipin APX aktivitesinin ise kontrol koşullarıyla kıyaslandığında 6 dS m⁻¹ tuz uygulamasıyla az da olsa yükseldiği ancak 12 dS m⁻¹ tuz uygulamasıyla önemli ölçüde gerilediği görülmüştür. SP 41 nolu genotipte ise kontrol koşullarına göre 6 dS m⁻¹ tuz uygulamasıyla azalma, 12 dS m⁻¹ tuz uygulamasıyla artma ortaya çıkmıştır (Şekil 4.7).



Şekil 4.7. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam askorbat peroksidaz aktivitesi üzerine etkisi

4.1.11. Glutatyon Redüktaz (GR) Aktivitesi

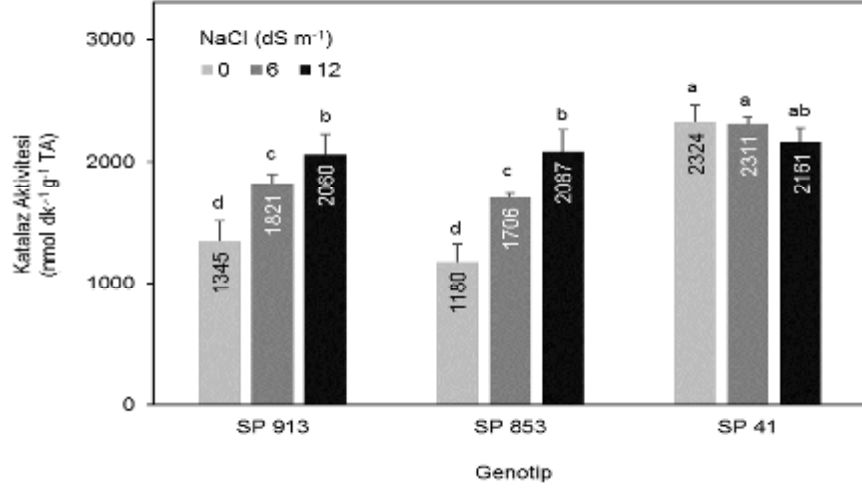
Tuz uygulamalarının ortalaması olarak değerlendirildiğinde genotiplerin GR aktivitelerinin birbirlerinden önemli ölçüde farklı olduğu bulunmuştur (Çizelge 4.2). Buna göre, SP 913 nolu genotipin en yüksek; SP 41 nolu genotipin ise en düşük GR aktivitesine sahip olduğu tespit edilmiştir. Tuz uygulamalarının da GR aktivitesi üzerindeki etkileri önemli bulunmuş ve artan tuzlulukla beraber GR aktivitesinin önemli ölçüde yükseldiği görülmüştür. SP 913 nolu genotipin kontrol koşullarında 933 nmol dk⁻¹ g⁻¹ TA olan GR aktivitesi 6 ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamalarıyla sırasıyla 1299 ve 1904 nmol dk⁻¹ g⁻¹ TA değerlerine yükselmiştir. Her iki tuz dozunda ortaya çıkan artışların istatistiksel olarak önemli olduğu bulunmuştur. SP 853 nolu genotipin kontrol koşullarında 743 nmol dk⁻¹ g⁻¹ TA olan GR aktivitesi 6 ve 12 dS m⁻¹ tuzluluk düzeylerinde sırasıyla 951 ve 1040 nmol dk⁻¹ g⁻¹ TA değerlerine ulaşmış ancak bu iki değer aynı grupta yer aldığı görülmüştür. Benzer durum SP 41 nolu genotipte de ortaya çıkmış, kontrole göre tuz uygulamalarıyla meydana gelen artışlar önemli olmuş ancak her iki tuz uygulaması dozundaki GR aktiviteleri aynı grupta yer almıştır (Şekil 4.8).



Şekil 4.8. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam glutatyon redüktaz aktivitesi üzerine etkisi

4.1.12. Katalaz (CAT) Aktivitesi

Tuz uygulamalarının ortalaması açısından bakıldığında, en yüksek CAT aktivitesine sahip genotipin SP 41 nolu genotip olduğu görülmüştür. SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin aynı grupta yer aldığı ve SP 41'den istatistiksel olarak önemli düzeyde farklı olduğu bulunmuştur. Tuz uygulamalarının CAT aktivitesi üzerindeki etkisi önemli bulunmuş ve artan tuzlulukla birlikte CAT aktivitesinin de arttığı görülmüştür. SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin tuzluluğun artışına bağlı olarak CAT aktivitelerinin de benzer şekilde artış gösterdiği bulunmuştur. SP 913 nolu genotipin kontrol koşullarında 1345 nmol dk⁻¹ g⁻¹ TA olan CAT aktivitesi 6 ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamaları ile sırasıyla 1821 ve 2060 nmol dk⁻¹ g⁻¹ TA değerlerine ulaşmıştır. SP 41 nolu genotipin CAT aktivitesi 12 dS m⁻¹ uygulamasıyla az da olsa azalmıştır (Şekil 4.9).



Şekil 4.9. Değişik NaCl (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) uygulamalarının spelta genotiplerinin yeşil aksam katalaz aktivitesi üzerine etkisi

4.2. Tartışma

Toprağa farklı dozlarda (0, 6 ve 12 dS m⁻¹) tuz uygulamaları *T. spelta* genotiplerinin yeşil aksam ve kök kuru madde üretiminde gerilemeler meydana getirmiştir (Çizelge 4.3). Yapılan gözlemlerde, SP 41 genotipinin tuz stresiyle beraber yapraklarında ortaya çıkan zararlanmanın diğer genotiplere göre daha fazla olduğu görülmüştür. Tuz stresine tolerans derecesi SP 913 ve SP 853 nolu genotiplere göre daha düşük olan SP 41 nolu genotipin özellikle de kök kuru madde üretiminde tuzlulukla birlikte ortaya çıkan azalmaların diğer genotiplerden daha fazla olduğu tespit edilmiştir. SP41'de daha fazla olmakla birlikte SP 853'te de tuzluluğa bağlı olarak kök büyümesinde meydana gelen gerilemelerin yeşil aksamdan daha fazla olduğu bulunmuştur. Bununla uyumlu olarak, Lazof ve Bernstein (1999) köklerin tuzlulukla karşılaşan ilk organlar olduğunu ve tuz stresi altında kök büyümesindeki gerilemenin yeşil aksama göre daha fazla olduğunu bildirmişlerdir. Tuz stresi, bitkinin büyümesini sınırlayarak bitkinin kuru madde veriminde azalmalara neden olmaktadır (Ashraf, 2004). Bu azalmalar bitki bünyesinde tuzun neden olduğu ozmotik stresten (Munns, 2005; Munns ve Tester,

2008; Rahnema ve ark., 2010), bitkinin iyon dengelerinin bozulmasından ve karbonhidrat fiksasyonundaki azalmalardan (Levitt, 1980) kaynaklanmaktadır. Tuz stresine bağlı olarak bitki büyümesi ve kuru madde miktarında meydana gelen azalışlar, buğday (Khan ve ark., 2013; Karanlık, 2001), arpa (Hanan, 2007; Yıldız ve Terzi, 2011), hıyar (Trajkova ve ark., 2006), pirinç (Moons ve ark., 1995) ve mısır (Eker ve ark., 2006) gibi çeşitli bitkilerde gösterilmiştir.

Yeşil aksam Na konsantrasyonu açısından yapılan değerlendirmede, tuz uygulamalarının tüm genotiplerin Na konsantrasyonlarında önemli artışlara neden olduğu tespit edilmiştir (Çizelge 4.4). Hem 6 hem de 12 dS m⁻¹ tuzluluk düzeylerinde SP 853 nolu genotipin diğer genotiplere göre yeşil aksamında Na konsantrasyonu daha düşük bulunmuştur. Yapılan çalışmalarda birçok bitki türünde iyon zararını azaltmak için gövdeye Na⁺ iyonlarının taşınımının engellendiği ve kök hücre vakuollerinde Na⁺'un biriktiği bildirilmiştir (Saqib ve ark., 2005; Apse ve Blumwald, 2007). Bitkilerin meristematik hücrelere Na⁺ girişinin sınırlandırılmasının tuza toleransla ilişkili olduğu belirtilmiştir (Hasegawa ve ark., 2000). Elde edilen sonuçlara baktığımızda, SP 853 nolu genotipin de bu mekanizmayı işlettiği düşünülmektedir. Leonova ve ark. (2005), tuz stresine maruz kalan hassas arpa genotiplerinin tolerant genotiplere kıyasla gövde dokusunda daha fazla Na⁺ biriktirdiğini tespit etmiştir. Tuz uygulamasına bağlı olarak hem yeşil aksam hem de kök Na konsantrasyonlarındaki artışlar arpa (Wei ve ark., 2003), çeltik (Khan ve Panda, 2008), mısır (Eker ve ark., 2006) ve sorgum (Netondo ve ark., 2004) gibi değişik bitki türlerinde ortaya konmuştur.

Potasyum, tuz stresine maruz kalan bitkilerin hayatta kalmasında önemli bir rol oynamaktadır (Mengel ve Kirkby, 2001; Mahmood, 2011). Ayrıca enzim aktivasyonunda, protein sentezinde, hücre turgor basıncını korumada ve osmotik basıncın düzenlenmesinde önemli rol oynamaktadır (Freitas ve ark., 2001; Ashraf, 2004). Bu çalışmada, araştırmaya konu olan spelta genotiplerinin yeşil aksamlarında ölçülen potasyum konsantrasyonlarının tuz stresinin artışıyla birlikte önemli oranda yükseldiği anlaşılmıştır (Çizelge 4.2). Bu yükselişin özellikle 6 dS

m^{-1} tuzluluk düzeyinde daha belirgin olduğu tespit edilmiştir. Tuz stresi altındaki bitkilerde Na^+ iyonunun gereğinden fazla alınması durumu, rakabet nedeniyle K^+ iyonunun azalmasına neden olmaktadır (Davenport ve ark., 1997). Aynı şekilde, Ulfat ve ark. (2007) kanola çeşitlerinde yaptıkları tuz uygulamalarının K^+ miktarını azalttığını belirtmiştir. Leonova ve ark. (2005), tuza hassas arpa çeşidinin gövde dokusunda K^+ içeriğinin azalırken buna karşın tolerant arpa çeşidinde K^+ içeriğinin arttığını rapor etmiştir. Bu çalışmadan elde ettiğimiz sonuçlarda verilen literatür bilgisinin aksine farklı dozlarda tuz uygulaması ile genotiplerin K^+ konsantrasyonlarında artışlar ortaya çıkmıştır. Yapılan bir çok çalışmada bitkinin yeşil aksamına Na^+ gidişini engelleyebilen ve seçici olarak yüksek oranlarda K^+ gönderen genotiplerin tuz toksisitesine daha dayanıklı olduğu bildirilmiştir (Greenway ve Munns 1980; Yaşar ve ark., 2006b). Bu çalışmada kontrol koşullarıyla kıyaslandığında, SP 913 ve SP 853 genotiplerinin özellikle de 6 dS m^{-1} tuz düzeyinde K konsantrasyonlarında meydana gelen artışın SP 41'den önemli ölçüde yüksek olduğu görülmüştür (Çizelge 4.4). Potasyum içeriği açısından bakıldığında, SP 41 nolu genotipin artan tuzlulukla birlikte K içeriğinin önemli ölçüde azaldığı bulunmuştur (Çizelge 4.5).

Genotiplerin yeşil aksamlarında ölçülen kalsiyum konsantrasyonlarının artan tuzlulukla birlikte önemli ölçüde yükseldiği tespit edilmiştir (Çizelge 4.4). Kontrol koşullarında SP 41 nolu genotipin yeşil aksam Ca konsantrasyonu değerinin %0,45 ile diğer genotiplerden daha yüksek olduğu bulunmuştur. Domates (Martinez, 1987), buğday ve çeltik (Alpaslan,1998) çeşitlerinde yapılan çalışmalarda tuz uygulamasına bağlı olarak bitki Ca düzeylerinde artışlar meydana gelmiştir. Kalsiyumun aşırı sodyum varlığında bitkiyi tuzluluğa karşı dayanıklı kılabilmek için K'un selektif olarak taşınmasında önemli rol oynadığı, dolayısı ile tuzlu koşullarda bitkilerin Na alımına paralel olarak Ca alımının da arttığı şeklinde açıklamak mümkündür (Clarkson ve Hanson, 1980; Epstein, 1981). Bununla birlikte, SP 41 genotipinin Ca içeriğinin (Çizelge 4.5) artan tuzlulukla önemli ölçüde gerilediği ve bu durumun ilgili genotipin artan tuzluluğa bağlı olarak

yapraklarında ortaya çıkan simptomlarla (Çizelge 4.3) uyumlu olduğu tespit edilmiştir.

Yeşil aksam K/Na oranları açısından yapılan değerlendirmede, tuz uygulamalarıyla birlikte bu oranların önemli ölçüde azaldığı görülmüştür (Çizelge 4.4). 12 dS m⁻¹ tuz uygulaması altında genotiplerin K/Na oranlarının birbirlerinden çok farklı olmadığı bulunmuştur. Yüksek K/Na oranlarının tuz stresine toleransta önemli bir parametre olduğu bildirilmiştir (Chippa ve Lal, 1995; Zhu ve ark., 2001; Kholova ve ark., 2010). Bu tez çalışmasında, özellikle SP 853 nolu genotipin 6 dS m⁻¹ tuz uygulaması altında K/Na oranının yüksekliği dikkat çekici olmuştur (Çizelge 4.4).

Genotiplerin yeşil aksam Ca/Na oranlarının tuz uygulamasıyla birlikte önemli ölçüde azaldığı tespit edilmiştir (Çizelge 4.4). Her iki tuz uygulama dozunda SP 41 nolu genotipin yeşil aksam Ca/Na oranı değerleri diğer genotiplerden daha düşük bulunmuştur. Davenport ve ark. (1997), Karanlık (2001) ve Turhan ve ark. (2009) yaptıkları çalışmada tuz stresinin Ca/Na oranında düşümlere neden olduğunu bildirmişlerdir. Tuz uygulamasıyla birlikte Ca/Na oranında meydana gelen düşümler membranların tahribatına yol açarak Na toksisitesinin artmasına neden olmaktadır (Karanlık, 2001). Sonuç olarak, tuza toleranslı çeşitlerin dokularında daha yüksek K/Na veya Ca/Na oranları görülmekte ve genellikle tuz stresine toleranslı çeşitlerin belirlenmesinde bir tarama parametresi olarak kullanılmaktadır (Gorham, 1990; Dasgan ve ark., 2002; Munns ve James, 2003; Poustini ve Siosemardeh, 2004; Song ve ark., 2006).

Tuz uygulamasının çeşitlerin toplam klorofil konsantrasyonu üzerindeki etkisi önemli olmamıştır (Çizelge 4.2). 12 dS m⁻¹ tuz dozunda tüm genotiplerin klorofil düzeylerinin azaldığı görülmüştür. Tuz uygulamalarına bağlı olarak klorofil konsantrasyonlarında meydana gelen en belirgin düşüş SP 41 nolu genotipte meydana gelmiştir. Bu durum, ilgili genotipin tuz stresinden diğer genotiplere göre daha fazla etkilendiğini göstermektedir. Tuz stresine bağlı olarak klorofil konsantrasyonlarındaki azalmalar değişik bitki türlerinde, örneğin

buğdayda (Sairam ve ark., 2005; Iqbal ve ark., 2006), ıspanakta (Downton ve ark., 1985) ve bezelyede (Hernandez ve ark., 1993) gösterilmiştir. Nitekim, klorofil konsantrasyonu kültür bitkilerinin tuz stresine tolerans parametrelerinden biri olarak kullanıldığı bildirilmiştir (Srivastava ve ark., 1988).

Lipid peroksidasyonu hücre düzeyinde tuz stresinin oluşturduğu oksidatif hasarın etkili bir göstergesidir (Hernandez ve Almansa, 2002). Bu çalışmada, genotipler lipid peroksidasyonu açısından değerlendirildiğinde; SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin lipid peroksidasyonunun tuz stresinden düşük düzeyde etkilendiği ortaya çıkmıştır. SP 41 nolu genotipin ise tuz uygulamalarından önemli ölçüde etkilendiği görülmüştür (Şekil 4.2). SP 41 nolu genotipin kontrol koşullarında 7,5 nmol MDA g⁻¹ TA olan lipid peroksidasyonu düzeyi 6 dS m⁻¹ tuz uygulamasıyla 12,7 nmol mDA g⁻¹ TA ve 12 dS m⁻¹ tuzluluk ile de 16,5 nmol MDA g⁻¹ TA değerine yükselmiştir. Bu sonuç, SP 913 ve SP 853 genotiplerinin tuz stresinin neden olduğu oksidatif hasara karşı kendini daha iyi savunduğunu göstermektedir. Tuza toleranslı buğday (Sairam ve ark., 2005), arpa (Liang ve ark., 2003), pirinç (Dionisio-Sese ve ark., 1998, Moradi ve İsmail, 2007), yabani domates (Shalata ve ark., 1998, Koca ve ark.), pamuk (Gosset ve ark., 1996) bitkilerinin tuz stresi altında yüksek oksidatif hasar sınırlama kapasitesinin önemli bir işareti olan düşük lipid peroksidasyonu seviyelerine sahip olduğu rapor edilmiştir. Tuz stresine hassas olan genotiplerde yapılan çalışmalarda; örneğin çeltik (Dionisio-Sese ve Tobita, 1998; Demiral ve Türkan, 2005), şeker pancarı (Bor ve ark., 2002), biber (Aktaş ve ark., 2012) ve yulafta (Bai ve ark., 2013) tuz stresi koşullarında yüksek lipid peroksidasyonu düzeyi tespit edilmiştir.

Askorbik asit önemli antioksidan bileşikler arasında yer almaktadır (Smirnoff, 2000). Askorbik asitin doğrudan hidroksil (·OH), süperoksit (O₂⁻) radikalleri ile singlet oksijen (¹O₂) radikalini yok edebildiği bildirilmiştir (Noctor ve Foyer, 1998). Ayrıca askorbik asit, askorbat peroksidaz enzimi aracılığıyla hidrojen peroksiti doğrudan suya indirgeyebilmektedir. Bu nedenle, bitkide metabolik süreçlerin düzenlenmesi ve oksidatif hasara karşı koymak için hücredeki askorbik

asit düzeyleri önem kazanmaktadır. Bu çalışmada, tuz uygulamalarının genotiplerin toplam askorbik asit düzeylerini önemli ölçüde azalttığı bulunurken en belirgin azalmanın SP 853 nolu genotipin 12 dS m⁻¹ tuz uygulamasıyla ortaya çıktığı görülmüştür (Şekil 4.3). Bu durum, tuz stresine maruz kalan bitkilerde askorbik asitin savunma amacıyla daha fazla kullanıldığını göstermektedir. Elde ettiğimiz sonuçlara paralel olarak *Bruguiera parviflora* (Parida, 2004) bitkisinde ve ekmeklik buğdayda (Khaulood, 2014) yapılan çalışmalarda tuz stresi altında askorbik asit düzeyinin önemli ölçüde azaldığı rapor edilmiştir.

Glutasyon, reaktif oksijen türlerinin neden olduğu zararlı etkileri yok etme özelliğine sahip, sistein içeren tripeptid yapısında bir metabolittir. Hücrede sitosol, kloroplast, endoplazmik retikulum, vakuol ve mitokondride yer almaktadır. Askorbat-glutasyon döngüsünün bir elemanı olan glutasyon, H₂O₂'in detoksifikasyonunun önemli bir parçasıdır. Glutasyon singlet oksijen ve hidroksil radikallerle reaksiyona girerek SH içeren enzimlerin oksidasyona karşı korunmasına katılmaktadır (Halliwell, 1982). Proteine bağlı olmayan SH bileşiklerinin, glutasyonun çok büyük bir kısmını oluşturduğu bildirilmiştir (Grill ve ark., 1979). Genel bir kural olmamakla birlikte, oksidatif stres faktörlerinin bitkilerin SH-bileşikleri düzeyini yükselttiği görülmektedir. Bu çalışmada SP 41 nolu genotipin en yüksek SH bileşikleri konsantrasyonuna, SP 913 nolu genotipin ise en düşük SH bileşikleri konsantrasyonuna sahip olduğu bulunmuştur (Şekil 4.4). Tuz uygulamalarının SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin SH bileşikleri düzeyinde meydana getirdiği değişim istatistiksel olarak önemli olmamıştır. Ancak, SP 41 nolu genotipte kontrol koşullarında 417 mg g⁻¹ TA olan SH bileşikleri konsantrasyonu artan tuzlulukla birlikte önemli ölçüde artarak sırasıyla 483 ve 517 mg g⁻¹ TA değerlerine yükselmiştir. Bu durum SP 41 nolu genotipteki tuz stresine bağlı zararlanmanın diğer genotiplerden daha yüksek olduğunu göstermektedir. Benzer şekilde, hıyarda (Lechno ve ark., 1997) ve buğdayda (Meneguzzo ve ark., 1999) yapılan araştırmalar sonucu tuz uygulaması ile birlikte glutasyon düzeyinde artışlar bulunmuştur.

Tuz uygulamalarının ortalaması açısından değerlendirildiğinde genotiplerin çözünür protein konsantrasyonları istatistiki açıdan önemli bulunmuştur. SP 41 nolu genotipin çözünür protein düzeyinin SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerden farklı ve daha yüksek olduğu anlaşılmıştır (Şekil 4.5). SP 41 nolu genotipin 12 dS m⁻¹ tuz uygulamasıyla çözünür protein düzeyinde azalma görülmüştür. Artan tuz uygulamaları sonucu protein konsantrasyonlarında görülen bu düşüş oksidatif zararın belirtici olabilir. Morant-Avice ve ark. (1998) tritikale bitkisinde yaptıkları çalışmada tuz uygulanan bitkilerin kontrol grubuna kıyasla kök ve sürgünlerinde toplam protein konsantrasyonunun azaldığını bildirmişlerdir. Gulen (2006), tuza dayanıklı (Tioga) ve tuza hassas (Chandler) çilek genotiplerinin yaprak dokusunda toplam çözünür protein içeriğinin azaldığını rapor etmiştir. Buna karşın artan tuz uygulamalarının tuza hassas buğdayda dayanıklı olana kıyasla daha yüksek düzeyde çözünür protein içerdiği belirtilmiştir (Ashraf ve O'leary, 1999). Söz konusu artışlar tuz stresine karşı gösterilen osmotik uyumun bir belirtici olabilir (Mansour, 2000; Ashraf ve Harris, 2004).

Bitkilerde SOD, tuz stresinin uyardığı reaktif oksijen türevlerine karşı savunmada önemli bir enzimdir. SOD, süperoksit radikallerinin moleküler oksijene ve hidrojen peroksit parçalanmasını katalizleyerek antiosidatif savunmada önemli rol oynar (Scandalios, 1993). Bu çalışmada tuz uygulamalarının SOD aktivitesi üzerindeki etkisinin önemli olduğu bulunmuştur. SP 913 nolu genotipte kontrol koşullarında 101 ünite g⁻¹ TA olan SOD aktivitesi 6 ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamalarında sırasıyla 121 ve 224 ünite g⁻¹ TA değerlerine yükselmiştir (Şekil 4.6). SP 853 nolu genotipin kontrol koşullarında 150 ünite g⁻¹ TA olan SOD aktivitesi 6 ve 12 dS m⁻¹ tuzluluk düzeylerinde 187 ünite g⁻¹ TA değerine ulaşmıştır. Bu çalışmada, özellikle de SP 913 nolu genotipte tuzlulukla birlikte SOD aktivitesinde görülen artışlar ilgili genotipteki savunma sisteminin daha etkin olduğunu göstermektedir. SP 41 nolu genotipte ise tuz uygulamaları SOD aktivitesi üzerinde etkili olmamıştır. Genel olarak, tuza dayanıklı genotiplerde tuz uygulamasına bağlı olarak artan SOD aktiviteleri, ilgili strese karşı savunma

sisteminin daha aktif olduğunu göstermektedir. Bu sonuçlarla uyumlu olarak, tuz stresine dayanıklı pirinç (Demiral, 2005) ve pamuk (Meloni ve ark., 2003) çeşitlerinde duyarlı çeşitlere göre artan tuzlulukla beraber SOD aktivitesinin arttığı görülmüştür. Antioksidatif enzimlerin tuza dayanıklı çeşitlerde hassas olanlara kıyasla daha yüksek etkinlik gösterdiği Zheng ve ark.(2008), Ashraf ve Ali (2008), Kholova ve ark. (2010) tarafından rapor edilmiştir. SOD aktivitesinde görülen bu artışın oksidatif hasarın azalmasıyla yakından ilişkili olduğunu belirtmiştir (Scandalios, 1993; Sen Gupta ve ark., 1993; Martinez ve ark., 2001; Candan ve Tarhan, 2003; Zhao ve ark., 2006; Esfandiari ve ark., 2007).

APX, bitkilerde anahtar bir antioksidan enzim olarak kabul edilmektedir (Orvar ve Ellis, 1997). Bu enzim, H_2O_2 'nin yok edilmesini sağlayarak bitkinin oksidatif strese karşı savunmasında önemli rol almaktadır (Asada, 1992). Bu çalışmada, SP 913 nolu genotipin artan tuzlulukla birlikte kontrol koşullarına göre APX aktivitelerinin önemli ölçüde yükseldiği görülmüştür. Kontrol koşullarında $3486 \text{ nmol dk}^{-1} \text{ g}^{-1} \text{ TA}$ olan APX aktivitesi 6 dS m^{-1} tuz uygulamasıyla %14, 12 dS m^{-1} tuz uygulamasıyla %36 oranında arttığı görülmüştür (Şekil 4.7). SP 853 nolu genotipte APX aktivitesinin kontrol koşullarıyla kıyaslandığında 6 dS m^{-1} tuz uygulamasıyla az da olsa yükseldiği ancak 12 dS m^{-1} tuz uygulamasıyla önemli ölçüde gerilediği görülmüştür. SP 41 nolu genotipte ise kontrol koşullarına kıyasla 6 dS m^{-1} tuz uygulamasıyla azalma, 12 dS m^{-1} tuz uygulamasıyla artma ortaya çıkmıştır. SP 913 nolu genotipte tuz uygulamalarıyla birlikte APX enzim artışının yüksek olması diğer genotiplere kıyasla H_2O_2 'nin parçalanmasında daha yüksek kapasiteye sahip olduğunu göstermektedir. Bu bağlamda SP 913 nolu genotipin tuz stresinden daha az etkilendiği sonucuna varılabilir. Tuzluluk ve kuraklık gibi farklı stres faktörlerinin APX aktivitesi üzerindeki etkisinin incelendiği birçok çalışmada APX aktivitesinde artış rapor edilmiştir (Mitler ve Zilinskas, 1993; Hernandez ve ark., 1995). Pirinç yaprağında (Lee ve ark., 2001), tütünde (Badawi ve ark., 2004) ve buğdayda (Sairam, 2002) yapılan çalışmalar tuz stresinin APX aktivitesini artırdığı bildirilmiştir. Buna karşın, pamukta (Gossett ve ark., 1994) ve tütünde

(Hoque, 2006) yapılan çalışmada tuzlu koşullarda APX aktivitesinin azaldığı görülmüştür. Yıldız ve Terzi (2013), APX aktivitesinin tuza dayanıklı arpa genotipinde artarken, tuza hassas arpa genotiplerinde düştüğünü bildirmişlerdir. Costa ve ark. (2005)'nın yaptıkları çalışmada ise tuz stresine tolerant sorgumun tuzlu koşullardaki APX aktivitesinin hassas olana göre daha fazla olduğu bulunmuştur.

Ascorbat-glutasyon döngüsündeki önemli enzimlerden biri olan GR, okside glutasyonun (GSSG) NADPH'ya bağlı indirgenmesini katalize eder ve birçok bitkinin tuz stresini nedeniyle oluşan oksidatif strese korunmasında önemli rol oynar (Foyer ve diğerleri 1991). Bu çalışmada, genotipler glutasyon redüktaz (GR) aktiviteleri açısından değerlendirildiğinde, artan tuzlulukla birlikte GR aktivitesinin önemli ölçüde yükseldiği görülmüştür (Şekil 4.8). Kontrol koşullarına göre 6 dS m⁻¹ tuz uygulaması SP 913 nolu genotipin enzim aktivitesini %39, 12 dS m⁻¹ tuz uygulaması ise %104 oranında artırmıştır. Söz konusu koşullarda SP 853 nolu genotipin enzim aktivitesindeki artışlar sırasıyla %28 ve %40 olarak gerçekleşmiştir. Benzer durum SP 41 nolu genotipte de ortaya çıkmış ancak her iki tuz uygulamasındaki GR aktiviteleri aynı grupta yer almıştır. Tuz uygulamalarıyla GR aktivitesindeki artışın kontrol koşullara kıyasla SP 913 nolu genotipte daha yüksek olması, bu genotipin toksik O₂ türevlerine karşı daha aktif antioksidatif savunma sistemi gösterdiğinin kanıtı olabilir. Tuza toleranslı ve tuza duyarlı çeşitler üzerinde yapılan araştırmalar, GR aktivitesinin tuza toleranslı çeşitlerde arttığını göstermiştir (Hernandez ve ark., 2000; Sudhakar ve ark., 2001; Meloni ve ark., 2003). Tuz stresinin artmasına bağlı olarak GR aktivitesindeki artışlar, tuz stresine tolerat patates (Aono ve ark., 1995), çeltik (Demiral ve Türkan, 2005; Shalata ve Tal, 1998) ve mısırdaki (Azevedo-Neto ve ark., 2006) artışlarla uyumludur.

SOD aktivitesinin ürünü olan hidrojen peroksit (H₂O₂) hücreye toksik etki yapan önemli bir bileşendir (Van Breusegem ve ark., 2001; Foyer ve Noctor, 2003). CAT, peroksizomlarda H₂O₂'yi su ve oksijene dönüştürerek oksidatif hasara

karşı savunma siteminde önemli rol almaktadır (Guan ve Scandalios, 1993). CAT enziminin yüksek aktivitesinin zarların kararlılığını ve CO₂ fiksasyonunu arttırdığı belirtilmiştir (Yamazaki ve ark., 2003). Bu çalışmada, her iki tuz uygulamaları da SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin CAT aktivitesini artırırken , SP 41 nolu genotipin kontrol ve 6 dS m⁻¹ tuz uygulamasında benzer olan CAT aktivitesinin 12 dS m⁻¹ tuz dozunda az da olsa azaldığı görülmüştür (Şekil 4.9). Kontrol koşullarına göre 6 dS m⁻¹ ve 12 dS m⁻¹ tuz uygulamalarında SP 913'ün CAT enzim aktivitesi sırasıyla %35 ve %53 oranında artmıştır. Bu sonuç, SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin H₂O₂'yi yok etmek için daha etkin bir reaksiyon gösterdiğini işaret etmektedir. SP 41 nolu genotipin 12 dS m⁻¹ tuz uygulamasında CAT aktivitesindeki düşüşte bu enzimin detoksifikasyon kapasitesinin H₂O₂'nin oksidasyon kapasitesinin altında kalması etkili olmuş olabilir. Artan tuzlulukla birlikte CAT aktivitesindeki artış tuz stresine hassas ve tolerant buğday ve arpa genotiplerinde rapor edilmiştir (Bhutta, 2011, Yıldız ve Terzi, 2013). Bununla birlikte, kontrol koşullarıyla kıyaslandığında artan tuzluluk, tuz stresine tolerant buğday (Karanlık, 2001), şeker pancarı (Bor ve ark., 2003) ve sorgumda (Costa, 2005) hassas olan çeşitlere göre CAT aktivitesini daha fazla arttırmıştır.

5. SONUÇLAR VE ÖNERİLER

Tuz stresi, tarımsal üretimi olumsuz şekilde etkileyen ve buna bağlı olarak verimliliği azaltan abiyotik stres faktörlerinden biridir. Tuzluluk sorununun kurak ve yarı kurak bölge topraklarında daha fazla görülmesi suya bağlı çözüm önerilerinin uygulanabilirliğini kısıtlamaktadır. Bu nedenle son yıllarda, aşırı tuzlu olmayan alanlarda iyi yetişebilecek, tuz stresine toleransı yüksek olan genotiplerin seçilmesi ve üretim alanlarında kullanılması önemli bir strateji olarak kabul edilmektedir.

Bu tez çalışmasında tuz stresine karşı ekmeklik buğdayın yabancı türü olan *T. spelta* genotiplerinde yapılan analizler neticesinde aşağıdaki sonuç ve önerilere varılmıştır.

SP 913, SP 853 ve SP 41 nolu genotiplerinin tuz stresine karşı tepkilerinin birbirlerinden farklı olduğu görülmüştür. Toprağa farklı dozlarda tuz uygulaması ile tüm genotiplerin yeşil aksam ve kök kuru madde verimlerinde azalmalar meydana gelmiştir. Yeşil aksam kuru madde veriminde meydana gelen azalmadan en fazla etkilenen genotip tuzun 6 dS m⁻¹ dozunda SP 41 olurken, tuzun 12 dS m⁻¹ dozunda en fazla etkilenen genotip SP 913 olmuştur. Kök kuru madde veriminde meydana gelen azalmadan en fazla etkilenen genotip ise tuzun 6 ve 12 dS m⁻¹ dozunda SP 41 olmuştur. Tuz uygulamasına bağlı olarak SP 41 nolu genotipin yapraklarında ortaya çıkan semptomların diğer genotiplerden daha fazla olduğu görülmüştür.

Tuz uygulamasının tüm genotiplerde yeşil aksam Na, K ve Ca konsantrasyonlarında önemli artışlara neden olduğu görülmüştür.

Bitkilerin tuzluluğa karşı göstermiş oldukları dayanıklılığın belirlenmesine kullanılan K/Na oranının, en yüksek tuz uygulaması altında birbirlerinden çok farklı olmadığı bulunurken, 6 dS m⁻¹ tuzluluk düzeyinde SP 41 nolu genotipinin K/Na oranının diğer genotiplerden belirgin ölçüde düşük olduğu anlaşılmıştır.

Genotiplerin yeşil aksam Ca/Na oranlarının tuz uygulamasıyla önemli ölçüde azaldığı, her iki tuz uygulama dozunda da en belirgin azalmaların SP 41 nolu genotipte olduğu bulunmuştur.

Toplam klorofil konsantrasyonunun 12 dS m^{-1} tuz uygulamasıyla tüm genotiplerde azaldığı bulunmuştur. Özellikle SP 41 nolu genotipin artan tuzlulukla birlikte klorofil düzeyinde meydana gelen düşüşler dikkat çekici olmuştur

Artan tuzlulukla birlikte SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin lipid peroksidasyonu düzeyi düşük düzeyde artarken, SP 41 nolu genotipin lipid peroksidasyonu artışları çok yüksek olmuştur.

Toplam askorbik asit düzeyleri artan tuz uygulamalarıyla birlikte önemli ölçüde azalmıştır.

SH-bileşikler konsantrasyonunun tuzlulukla birlikte SP 913 nolu genotipte azaldığı, SP 41 nolu genotipte ise arttığı bulunmuştur.

Çözünür protein konsantrasyonu düzeyinin SP 41 nolu genotipte diğer iki genotipten farklı ve daha yüksek olduğu anlaşılmıştır.

Artan tuzlulukla beraber SP 913 ve SP 853 nolu genotiplerin SOD, APX, GR ve CAT aktivitelerinde önemli artışlar tespit edilmiştir. Söz konusu enzimlerin artışlarıyla düşük lipid peroksidasyonu düzeyleri uyumlu bulunmuştur.

Tuzluluğa karşı tolerans düzeyi yüksek bitki türlerinin tespit edilmesi, yeni çeşitlerin geliştirilmesi ve tuza dayanıklı bitkisel gen kaynaklarının korunması son yıllarda önemli bir strateji olarak kabul görmektedir. Tuz toksisitesine karşı toleransı yüksek genotiplerin (SP 913 ve SP 853), özellikle de SP 913'ün tuzlu alanlarda tercih edilmesi verim ve kalite kayıplarının azaltılmasında ve de ekonomik kazanç sağlanmasında önemli olabilecektir.

KAYNAKLAR

- Aktaş, H. 2002. Biberde tuza dayanıklılığın fizyolojik karakterizasyonu ve kalıtımı, Ç.Ü. Fen Bilimleri Enstitüsü, Bahçe Bitkileri Anabilim Dalı, Doktora tezi, 105 sayfa.
- Aktaş, H., Abak, K., Eker, S., 2012. Anti-oxidative responses of salt-tolerant and salt-sensitive pepper (*Capsicum annuum* L.) genotypes grown under salt stress. Journal of Horticultural Science & Biotechnology , vol. 87, no.4, pp. 360-366.
- Alpaslan, M., Güneş, A., Taban, S. 1995. Tuz stresinde çeltik ve buğday çeşitlerinin kalsiyum, fosfor, demir, bakır, çinko ve mangan içeriklerinde değişimler. Tr. J. of Agriculture and Forestry. 22:227-233.
- Alpaslan, M., Güneş, A., Taban, S., Erdal, İ., & Tarakçıoğlu, C., 1998. Tuz stresinde çeltik ve buğday çeşitlerinin kalsiyum, fosfor, demir, bakır, çinko ve mangan içeriklerinde değişimler. Tr. J. of Agriculture and Forestry, 22-227.
- Aono, M., Saji, H., Fujiyama, K., Sugita, M., Kondo, N., Tanaka, K., 1995. Decrease in activity of glutathione reductase enhances paraquat sensitivity in transgenic *Nicotiana tabacum*. Plant Physiol. 107:645-648.
- Apse, M. P. and Blumwald, E., 2007. Na⁺ transport in plants. FEBS Letters 581:2247-2254.
- Arora, N., R. Bhardwaj, P. Sharma and H.K. Arora, 2008. 28- Homobrassinolide alleviates oxidative stress in salt-treated maize (*Zea mays* L.) plants. Brazilian J. Plant Physiol., 20: 153–157
- Asada, K. ve Takahashi, M. 1987. Production and scavenging of active oxygen in photosynthesis. In Photoinhibition: Topics in Photosynthesis (eds KYLE, D.J., OSMOND, C.B ve ARNTZEN C.J.), 227-287

- Asada, K., 1992. Ascorbate peroxidase-a hydrogen peroxide-scavenging enzyme in plants. *Physiol. Plant.* 85:235-241.
- Ashraf, M. and A. Waheed. 1990. Screening of local/exotic accessions of lentil (*Lens culinaris Medic.*) for salt tolerance at two growth stages. *Plant Soil*, 128: 167-176.
- Ashraf, M. and Ali, Q., 2008. Relative membrane permeability and activities of some antioxidant enzymes as the key determinants of salt tolerance in canola (*Brassica napus* L.). *Environmental and Experimental Botany* 63: 266-273.
- Ashraf, M., & O'Leary, J. W. ,1999. Changes in soluble proteins in spring wheat stressed with sodium chloride. *Biologia plantarum*, 42(1): 113-117.
- Ashraf, M., 2004. Some important physiological selection criteria for salt tolerance in plants, *Flora-Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, 199(5): 361-76pp.
- Ashraf, M., 2009, Improving salinity tolerance of plants through conventional breeding and genetic engineering: An analytical comparison, *Biotechnology Advances*, 744–752 p.
- Ashraf, M., Harris, P. J. C., 2004. Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Sci.* 166:3-16.
- 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: 87-94.
- Badawi, G.H., Yamauchi, Y., Shimada, E., Sasaki, R., Naoyoshi K., Tanaka K., 2004. Enhanced tolerance to salt stress and water deficit by overexpressing superoxide dismutase in tobacco (*Nicotiana tabacum*) chloroplasts, *Plant Sci*, 166, 919-928.
- Bai, J., Liu, J., Zhang, N., S., A.,R., and Jiang, L., 2013. Effect of salt stress on antioxidant enzymes, soluble sugar and yield of oat.

- Bhutta W. M., 2011. Antioxidant activity of enzymatic system of two different wheat (*Triticum aestivum* L.) cultivars growing under salt stress. Plant Soil Environ., 57 (3): 101–107.
- Bodannes, R.S., ve Chan, P.C., 1979. Ascorbic acid as a scavenger of singlet oxygen. FEBS Lett., 105: 195-196.
- Bor, M., Ozdemir, 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 77-84.
- Botella, M.A., Rosado, A., Bressan, R.A. ve Hasegawa, P.M., 2005. Plant Adaptive Responses to Salinity Stress, Plant Abiotic Stress, Blackwell Publishing Ltd., 270p.
- Bouyoucous, G.J., (1952). Hydrometer method improved for making particle size at analysis of soil. Argon. J. 54(5): 464-465.
- Bowler, C., Van Montagu, M., ve Inze, D., 1992. Superoxide dismutase and stress tolerance. Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol., 43: 83-116.
- Bressan, R.A., 2008. Stres Fizyolojisi, Editörler: Taiz, L., Zeiger, E., Çeviri Editörü: Türkan D., “Bitki Fizyolojisi”, Palme Yayıncılık, Ankara, 591-620.
- Burgos, S., Stamp, P., ve Schmid, J.E., 2001. Agronomic and physiological study of cold and flooding tolerance of spelt (*Triticum spelta* L.) and wheat (*Triticum aestivum* L.). Journal of Agronomy and Crop Science 187 (3): 195-202.
- Cakmak, I. and Marschner, H. 1992. Magnesium deficiency and high light intensity enhance activities of superoxide dismutase, ascorbate peroxidase and glutathione reductase in bean leaves. Plant. Physiol. 98: 1222-1227.

- Candan, N., Tarhan, L., 2003. The correlation between antioxidant enzyme activities and lipid peroxidations levels in *Menta pelegium* organs grown in Ca^{+2} , Mg^{+2} , Cu^{+2} , Zn^{+2} and Mn^{+2} stress conditions. Plant Science, 163:769-779.
- Carson, P.L., (1980). Recommended potassium test. P. 20-21. In: Recommended chemical soil test procedures for the North Central REgion. Rev. Ed. North Central. Regional Publicatlon no. 221. North Dakota Agric. Exp. Stn. North Dakota State University, FARGO USA.
- Chippa, B.R. and Lal, P. 1995. Na/K ratios as the basis of salt tolerance in wheat. Aust. J. Agric. Res., 46: 533-539.
- Clarkson, D.T., Hanson, J.B., 1980. The Mineral Nutrition of Higher Plants. Ann. Rev. Plant Physiol. 31, 239-298.
- Costa, P., A. Neto, M. Bezerra, T. Prisco, E. Filho, 2005. Antioxidant– enzymatic system of two Sorghum genotypes differing in salt tolerance. Braz. J. Plant Physiol., 17, 139-147.
- Creissen, G.P., Broadbent, P., Kular, B., Reynolds, H., Welburn, AR., Mullineaux, PM., 1994, Manipulation of glutathione reductase in transgenic plants: implications for plant responses to environmental stress. Proceedings of the Royal Society of Edinburgh, 102: 167-175.
- Çağlar, K.Ö., (1949). Toprak Su Koruma Mühendisliği. Çukurova Univ. Zir. Fak. Yayın No: 108, Adana.
- Dajic, Z., 2006. Salt Stress, Physiology and Molecular Biology of Stress Tolerance in Plants, ISBN-13 978-1-4020-4224-9, Dordrecht, The Netherlands, 345p.
- Dasgan, H.Y., H. Aktas, K. Abak and I. Cakmak. 2002. Determination of screening techniques to salinity tolerance in tomatoes and investigation of variety responses. Plant Sci. 163: 695-703.
- Davenport, R.J., Reid, R.J. & Smith, F.A., 1997. Sodium calcium interactions in two wheat species differing in salinity tolerance. Physiogia Plantarum, 99:323-327.

- Deinlein, U., Stephan, A. B., Horie, T., Luo, W., Xu, G. ve Schroeder, J. I. 2014. Plant salt-tolerance mechanisms. Trends in plant science, 19(6): 371-379.
- Demiral, T. and Türkan I., 2004. Does exogenous glycinebetaine affect antioxidative system of rice seedlings under NaCl treatment. Journal of Plant Physiology, 161: 1089–1100.
- Demiral, T. and Türkan I., 2005. Comparative lipid peroxidation, antioxidant defense systems and proline content in roots of two rice cultivars differing in salt tolerance. Environ. Exp. Botany. 53: 247-257.
- Demming-Adams, B., ve Adams, W.W. III. 1996. Xanthophyll cycle and light stress in nature. Uniform response to excess direct sunlight among higher plant species. Planta., 198: 460-470.
- Dionisio-sese, M.L. and Tobita, S. 1998. Antioxidant responses of rice seedlings to salinity stress. J. plant Sci. 135:1-9.
- Downton, W.J.S., Grant, W.J.R. ve Robinson, S.P., 1985. Photosynthetic and stomatal responses of spinach leaves to salt stress. Plant Physiol. 77: 85-88.
- Eker, S., Cömertpay, G., Konuşkan, Ö., Ülger, A.C., Öztürk, L., and Çakmak, İ., 2006. Effect of salinity stress on dry matter production and ion accumulation in hybrid maize varieties. Turkish journal of agriculture and forestry, 30(5):365-373.
- Ekmekçi, E., Apan, M. ve Kara, T. 2005. Tuzluluğun Bitki Gelişimine Etkisi, OMÜ Zir. Fak. Dergisi ,20(3):118-125.
- Epstein, E., 1981. Genetic Engineering of Osmoregulation. Impact of Plant Productivity for Food. Chemicals and Energy pp 7-21 Eds. D.W. Rains, C. Valentine and A. Hollander. Plenum Press, London.
- Erdal, İ., Türkmen, Ö., and Yıldız, M., 2000. Tuz stresi altında yetiştirilen hıyar (*Cucumis sativus* L.) fidelerinin gelişimi ve kimi besin maddeleri içeriğindeki değişimler üzerine potasyumlu gübrelemenin etkisi. Yüzüncü Yıl Ün., Ziraat Fakültesi, Tarım Bilimleri Dergisi, 10 (1): 25-29.

- Erdem, H., 2009. *Triticum spelta* Buğdayında Tane Çinko Konsantrasyonu Yüksek ve Çinko Eksiliğine Dayanıklı Genotiplerin Belirlenmesi ve Karakterize Edilmesi. Çukurova Üniversitesi, Fen Bilimleri Enstitüsü, ss.148. Adana.
- Ergene, A., 1982. Toprak Bilgisi. Atatürk Üniversitesi Ziraat Fakültesi Yayınları. Erzurum.
- Esfandiari, E., Shakiba M.R., Mahboob, S., Alyari, H., Toorchi, M., 2007. Water stress, antioxidant enzyme activity and lipid peroxidation in wheat seedling. Journal of Food, Agriculture & Environment, 5:149-153.
- FAO, 2008. FAO Land and Plant Nutr. Manag. Serv., <http://www.fao.org/ag/ag/agll/spush>.
- Foyer, C.H., Lelandais, M., Galap, C., Kunert, K.J., 1991. Effect of elevated cytosolic glutathione reductase activity on the cellular glutathione pool and photosynthesis in leaves under normal and stress conditions. *Plant Physiol.* 97:863-872.
- Foyer, C.H., Noctor, G., 2003. Redox sensing and signalling associated with reactive oxygen in chloroplasts, peroxisomes and mitochondria. *Physiol. Plant.* 119:355-364.
- François, L.E. ve Mass, E.V., 1986. Effect of Salinity on Grain Yield and Quality, Vegetative Growth and Germination on Semi-Dwarf and Durum wheat, Published in Agros. J., 1053-1058.
- Freitas, J.B.S., Chagas, R.M., Almeida, I.M.R., Cavalcanti, F.R., Silveira, J.A.G., 2001. Expression of physiological traits related to salt tolerance in two contrasting cowpea cultivars. Documentos Embrapa Meio Norte, 56:115-118.
- Gautam, S. ve Singh, P.K. (2009). Salicylic acid-induced salinity tolerance in corn grown under NaCl stress. *Acta Physiologia Plantarum*, 31: 1185–1190.

- Gomez J.M., Hernandez, J.A., Jimenez, A., Del Rio, L.A., and Sevilla, F., 1999. Differential response of antioxidative enzymes of chloroplasts and mitochondria to long-term NaCl stress of pea plants. *Free Radic Res.* 31:11-18.
- Gomez, J.M., Jimenez A., Olmos E., Sevilla F., 2004. Location and effects of long term NaCl stress on superoxide dismutase and ascorbate peroxidase isozymes of pea (*Pisum sativum* cv. Puget) chloroplasts, *Journal of Experimental Botany*, 55: 119-130.
- Gomez-Becerra, H.F., Erdem, H. Yazıcı, M.A., Tutus, Y., Torun, B. Ozturk, L., and Cakmak, I., 2010. Grain concentrations of protein and mineral nutrients in a large collection of spelt wheat grown under different environments. *Journal of Cereal Sci.* 52: 342-349.
- Gossett, D.R., Milhollon, E.P., Lucas, M.C., 1994. Antioxidant response to NaCl stress in salt-tolerant and salt-sensitive cultivars of cotton. *Crop Sci.* 34:706-714.
- Gossett, D.R., Milhollon, E.P., Lucas, M.C., Banks, S.W. ve Marney, M.M. 1994a. The effects of salt-sensitive cotton cultivars (*Gossypium hirsutum* L.) *Plant Cell Reports*, 13: 498-503.
- Grattan, S.R. ve Grieve, C.M., 1999. Salinity-mineral nutrient relations in horticultural crops. *Sci. Hortic.* 78: 127-157.
- Greenway, H., ve Munns, R., 1980. Mechanisms of salt tolerance in nonhalophytes. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 31: 149-190.
- Grill, D., Esterbauer, H., Kloss, U. 1979. Effect of sulfur dioxide on glutathione in leaves of plants. *Environ. Pollut.* 17: 187-194.
- Guan L. and Scandalios J.G., 1993. Molecular evolution of maize catalases and their relationship to other eukaryotic and prokaryotic catalases, *Planta* 203:460-469.

- Gueta-Dahan, Y., Yaniv, Z., Zlinkas, B.A. ve Banhayyim, G. 1997. Salt oxidative stress: similar and specific responses and their relation to salt tolerance in citrus. *Planta*, 203: 460-469.
- Gulen, H., Turhan, E., Eris, A., 2006. Changes in peroxidase activities and soluble proteins in strawberry varieties under salt-stress. *Acta Physiol. Plantarum*. Vol.28. 2: 109-115.
- 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.
- Hajibagheri, M.A., Yeo, A.R. ve Flowers, T.J., 1987. Quantitative ion distribution within maize root cells in salt-sensitive and salt-tolerant varieties *New Phytol.* 105: 367-379.
- Halliwell B., 1987. Oxidative damage, lipid peroxidation and antioxidant protection in chloroplasts. *Chem. Physics Lipids*, 44:327-340.
- Halliwell, B., 1982. The toxic effects of oxygen on plant tissues. –In *Superoxide Dismutase* (L. L. Oberley, ed.), 90-123. CRC Press, Boca Raton, FL. ISBN 0-8493-6240-7.
- Hanan, E.D., 2007. Influence of salicylic acid on stress tolerance during seed germination of *triticum aestivum* and *hordeum vulgare*, *Advances in biological research*, 1(1-2): 40-48pp.
- Hasegawa, P.M., Bressan, R.A. & Zhu, J.K., 2000. Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Review of Plant Physiology* 51:463-499.
- 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.

- Hernández, J.A. and Almansa, M.S., 2002, Short term effects of salt stress on antioxidant systems and leaf water relations of pea leaves, *Physiologia Plantarum*, 115 251-257.
- Hernández, J.A., Corpas, F.J., Gomez, M., Del-Rio, L.A. ve Sevilla, F. 1993. Salt-induced oxidative stress mediated by activated oxygen species in pea leaf mitochondria. *Physiol. Plant.* 89: 103-110.
- Hernandez, J.A., Ferrer, M. A., Jimenez, A., Barcelo, A. R., and Sevilla, F., 2001. Antioxidant systems and O₂/H₂O₂ production in the apoplast of pea leaves. Its relation with salt induced necrotic lesions in minor veins. *Plant Physiology*. 127: 817-831.
- Hernandez, J.A., Jimenez, A., Mullineaux, P., and Sevilla, F., 2000. Tolerance of pea (*Pisum sativum* L.) to long-term salt stress is associated with induction of antioxidant defences, *Plant, Cell and Environment*, 23: 853-862.
- Hernández, 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.
- Hong, C-Y., Chao, Y-Y., Yang, M-Y., Cho, S-C. ve Kao, C.H., 2009. Na⁺ But Not Clor Osmotic Stress is Involved in NaCl Induced Expression of Glutathione Reductase in Roots of Rice Seedlings, *Journal of Plant Physiology*, 166: 1598-1606.
- Hoque, M. A., Banu, M. N. A., Okuma, E., Amako, K., Nakamura, Y., Shimoishi, Y., & Murata, Y., 2007. Exogenous proline and glycinebetaine increase NaCl-induced ascorbate–glutathione cycle enzyme activities, and proline improves salt tolerance more than glycinebetaine in tobacco Bright Yellow-2 suspension-cultured cells. *Journal of plant physiology*, 164(11): 1457-1468.
- Hu, Y., Schmidhalter, U., 2005. Drought and Salinity: A Comparison of Their Effects on Mineral Nutrition of Plants, *Journal of Plant Nutrient and Soil Science*, 168: 541-549.

- Iqbal, N., Ashraf, M. Y., Javed, F., Martinez, V., & Ahmad, K., 2006. Nitrate reduction and nutrient accumulation in wheat grown in soil salinized with four different salts. *Journal of plant nutrition*, 29(3), 409-421.
- Ivanov B., Asada, K., Kramer, D.M., Edwards G. 2005, Cahracterization of photosynthesis electron transport in bundle sheat cells of maize, Ascorbate effectively stimulates cyclic electron flow around PSI, *Planta*, 220: 572-581.
- Jackson, M.L., (1959). Soil chemical analysis. Englewood Cliffs, New Jersey.
- Kalaji, M.H. and Pietkiewicz, S., 1993. Salinity effects on plant growth and other physiological processes. *Acta Physiologiae Plantarum*, 15(2):89-124.
- Kalefetoğlu, T., Ekmekçi, Y., The Effect of Drought on Plant and Tolerance Mechanisms, G.Ü. Fen Bilimleri Dergisi, Ankara, 18(4):723-740, 2005.
- Kanber, R., ve Ünlü, M., 2010. Tarımda Su ve Toprak Tuzluluğu. Ç.Ü. Ziraat Fak. Gen. Yay. No:281. Ders KitaplarıYay. No:A-87 Adana. 307 s.
- Kara, T., 2002. Irrigation Scheduling to Present Soil Salinization from a Shallow Water Table, *Acta Horticulture*, Number 573:139-151.
- Karanlık, S. 2001. Değişik Buğday Genotiplerinde Tuz Stresine Dayanıklılık ve Dayanıklılığın Fizyolojik Nedenlerinin Araştırılması, Ç.Ü. Ziraat Fen Bilimleri Enstitüsü, Toprak Anabilim Dalı, Doktora tezi, 123 sayfa.
- Kaynak, L., İmamgiller, B., Ersoy, N. ve Yazıcı, K., 2000. Tarım Topraklarında Tuzluluk Sorunu. 16-18 Ekim GAP Çevre Kongresi, Harran Üniversitesi Mühendislik ve Ziraat Fakülteleri, 555-562, Şanlıurfa.
- Khan, A. M. E. E. R., Shaheen, Z. A. R. A., & Nawaz, M. A. R. I. A., 2013. Amelioration of salt stress in wheat (*Triticum aestivum* L.) by foliar application of nitrogen and potassium. *Sci., Tech. and Dev*, 32(2), 85-98.
- Khan, M.H. and Panda, S.K., 2008. Alterations in root lipid peroxidation and antioxidative responses in wo rice cultivars under NaCl-salinity stress. *Acta Physiologiae Plantarum*, 30:81-89.

- Khaulood A. H., Refaat M. A. , Wael M. I., and Makram A. S., 2014. Ameliorative role of some antioxidant compounds on physiological parameters and antioxidants response of wheat (*Triticum aestivum* L.) seedlings under salinity stress. Life Science Journal 2014;11(7)
- Kholova, J., Sairam, R.K. and Meena, R.C., 2010. Osmolytes and metal ions accumulation, oxidative stress and antioxidant enzymes activity as determinants of salinity stress tolerance in maize genotypes. Acta Physiologiae Plantarum. 32:477-486.
- Koca, H., Bor, M., Ozdemir, F. and Türkan, I., 2007, The effect of salt stress on lipid peroxidation, antioxidative enzymes and proline content of sesame cultivars, Environmental and Experimental Botany, 60(3): 344-35.
- Koca, H., Özdemir, F., Türkan, I., Effect of salt stress on chlorophyll fluorescence, lipid peroxidation, superoxide dismutase and peroxidase activities of cultivated tomato (*L. esculentum*) and its wild relative (*L. pennellii*), submitted to Environmental and Experimental Botany, Manuscript no: EEB/B-2187.
- Kotuby, J., Koenig R., and Kitchen B., 1997. Salinity and Plant Tolerance. Utah State University Extension. AG-SO-03., Utah.
- Lauchli, A. and Grathnan, S. R., 2007, Plant growth and development under salinity, Advances in molecular breeding toward drought and salt tolerant crops, 1-32.
- Lazof, D. B., Bernstein N. 1999. "The NaCl induced inhibition of shoot growth: the case for disturbed nutrition with special consideration of calcium," in *Advances in Botanical Research Incorporating Advances in Plant Pathology* Vol. 29 ed. Callow J. A., editor. (Birmingham: University of Birmingham;) 113–189
- Lechno, S., Zamski, E., Telor, E. 1997. Salt stress-induced responses in cucumber plants. J. Plant Physiology, vol. 150(1-2): 206-211.

- Lee, D.H., Kim, Y.S., Lee, C.B., 2001. The inductive responses of the antioxidant enzymes by salt stress in the rice (*Oryza sativa* L.). J Plant Physiol 158:737-745.
- Leonova, T.G., Goncharova, E.A., Khodorenko, A.V. & Babakov, A.V., 2005. Characteristics of salt-tolerant and salt-susceptible cultivars of barley. Russian Journal of Plant Physiology 52:774-778.
- Levitt, J., 1980. Responses of Plants to Environmental Stresses. Vol. II, 2nd ed. Academic Press, New York, pp:607.
- Liang, Y., Chen, Q., Liu, Q., Zhang, W., Ding, R., 2003. Exogenous silicon (Si) increases antioxidant enzyme activity and reduces lipid peroxidation and roots of salt-stressed barley (*Hordeum vulgare* L.) Journal of Plant Physiology 160:1157-1164.
- Lindsay, W. L., ve Norvell, W. A., 1978. Development of a DTPA soil test for zinc, iron, manganese and copper. Soil Science Society of America Journal 42, 421– 428.
- Maas, E.V. ve Hoffman, G.J. 1977. Crop Salt tolerance-current assesment. J. Irrig. Drainage Div. Am. Soc. Civ. Eng. 103:115.
- Maathuis, F.J.M. ve Amtmam, A. 1999. K⁺ nutrition and Na⁺ toxicity: The basis of cellular K⁺/Na⁺ ratios. Ann. Bot. 84, 123-133.
- Mahajan, S., Tuteja, N., 2005. Cold, Salinity and Drought Stress: An Overview. Archives of Biophysics 444:139-158.
- Mahmood, K., 2011. Salinity tolerance in barley (*Hordeum vulgare* L.): effects of varying NaCl, K⁺/Na⁺ and NaHCO₃ levels on cultivars differing in tolerance. Pakistan Journal of Botany, 43:1651-1654.
- Mansour, M. M. F., 2000. Nitrogen containing compounds and adaptation of plants to salinity stress. Biol. Plant., 43(4): 491–500.
- Marschner, H., 1995. Mineral nutrition of higher plants, 2nd edn. London, UK: Academic Press.

- Martin, G.M., J.C. Baret, 2002. Reaktif oksijen species as double-edged swords in cellular processes: low dose cell signalling versus high-dose toxicity, Hum. Exp. Toxicol. 21: 71-75.
- Martinez, C.A., Loureiro, M.E., Olivia, M.A., Maestri, M., 2001. Differential responses of superoxide dismutase in freezing resistant *Solanum tuberosum* subjected to oxidative and water stress. Plant Science, 160: 505-515.
- Martinez, V., Cerda, A., Fernandez, G.A., 1987. Salt Tolerance of Four Tomato Hybrids. Plant and Soil 97, 233-242.
- 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. Environ. Exp. Bot. 49:69-76.
- Meneguzzo, S. and Navari Izzo, I., 1999, Antioxidative responses of shoots and roots of wheat to increasing NaCl concentrations, Journal of Plant Physiology, 155 274-280.
- Mengel, K. and Kirkby, E.A. 2001. Principles of Plant Nutrition. 849. Sayfa
- Mittler, R. and Zilinskas, B.A., 1993, Detection of ascorbate peroxidase activity in native gels by inhibition of the ascorbate dependent reduction of nitroblue tetrazolium, Analytical Biochemistry, 212 540-546.
- Mittova, V., Tal, M., Volokita, M., & Guy, M., 2002. Salt stress induces up-regulation of an efficient chloroplast antioxidant system in the salt-tolerant wild tomato species *Lycopersicon pennellii* but not in the cultivated species. Physiologia Plantarum, 115(3): 393-400.
- Mittova, V., Tal, M., Volokita, M., & Guy, M., 2003. Up-regulation of the leaf mitochondrial and peroxisomal antioxidative systems in response to salt-induced oxidative stress in the wild salt-tolerant tomato species *Lycopersicon pennellii*. Plant, cell & environment, 26(6): 845-856.

- Moons, A., Bauw, G., Prinsen, E., Montagu, M.V., Van der Straeten, D., 1995. Molecular and physiological responses to abscisic acid and salts in roots of salt-sensitive and salt-tolerant Indica rice varieties. *Plant Physiology*, 107(1): 177-186.
- Moradi, F., Ismail, A. M., 2007. Responses of photosynthesis, chlorophyll fluorescence and RROS-scavenging systems to salt stress during seedling and reproductive stages in rice. *Annals of Botany* 99:1161-1173.
- Morant-Avicié, A., Pradier, E., Houchi, R., 1998. Osmotic adjustment in triticales grown in presence of NaCl. *Biol. Plant.*, 41: 227-234.
- Munns, R. and James, R.A., 2003. Screening methods for salinity tolerance: a case study with tetraploid wheat. *Plant Soil*. 253:201-218.
- Munns, R., 2005. Genes and salt tolerance: bringing them together. *New Phytologist*, 167:645-663.
- Munns, R., James, R.A., Lauchli, A., 2006. Approaches to Increasing the Salt Tolerance of Wheat and Other Cereals. *J. Exp. Botany*. 57: 1025-1043.
- Munns, R., Tester, M., 2008. Mechanisms of Salinity Tolerance, *Annual Review of Plant Biology*, 59: 651-681.
- Netondo, G.W., 2004. Sorghum and salinity: II. Gas exchange and chlorophyll fluorescence of sorghum under salt-stress. *Crop. Sci.*, 44:806.
- Noctor, G., ve Foyer, C.H., 1998. Ascorbate and glutathione: keeping active oxygen under control. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.*, 49: 249-279.
- Olsen, S., R., Cole, C., V., Watanabe, F., S., Dean, L., A., 1954. Estimation of available phosphorus in soil by extraction with sodium bicarbonate. *USDA Circ.*, 939. U.S. Gov. Print Office, Washington D.C.
- Orvar, B.L., Ellis, B.E., 1997. Des plants de tabac transgéniques exprimant un ARN antisens pour ascorbate peroxydase cytosolique montrent une susceptibilité accrue aux blessures d'ozone. *L'usine Journal* 11:1297-1305.

- Özcan, S., Günel, E., and Babaoğlu, M., 2001. Bitki Biyoteknolojisi. S. Ü. Vakfı Yayınları.
- Parida, A. K., Das, A. B., and Mohanty, P., 2004, Investigations on the antioxidative defense responses to NaCl stress in a mangrove, *Bruguiera parviflora*: differential regulations of isoforms of some antioxidant enzymes. Plant Growth Regulation, 42:213-226.
- Pitman, M.G. ve Lauchli, A. 2002. Global impact of salinity and agricultural ecosystems. In: Lauchli A, Luttge, U, eds. Salinity: environment – plants – molecules. Dordrecht: Kluwer, 3–20.
- Polle, A. 1996. Mehler reaction: friend or foe in photosynthesis? Botanica Acta, 109: 84-89.
- Poustini, K., and Siosemardeh, A., 2004. Ion distribution in wheat cultivars in response to salinity stress. Field Crops Res. 85:125-133.
- Prochazkova, D. et al., 2001. Oxidative stress and antioxidant activity as the basis of senescence in maize leaves, Plant Science, 161: 765-771.
- Rahnama, A., James, R.A., Poustini, K., Munns, R., 2010. Stomatal conductance as a screen for osmotic stress tolerance in durum wheat growing in saline soil. Functional Plant Biology, 37(3): 255-263.
- Ruegger, A., Winzeler, H., 1993. Performance of spelt (*Triticum spelta* L.) and wheat (*Triticum aestivum* L.) at two different seeding rates and nitrogen levels under contrasting environmental conditions. Journal of Agronomy and Crop Science 170: 289-295.
- Ruegger, A., Winzeler, H., Nösberger, J., 1990. Studies on the germination behaviour of spelt (*Triticum spelta* L.) and wheat (*Triticum aestivum* L.) under stress conditions. Seed Science and Technology 18: 311–320.
- Ruiz, D., Martinez, V., Cerdá, A., 1999. Demarcating specific ion (NaCl, Cl⁻, Na⁺) and osmotic effects in the response of two citrus rootstocks to salinity. Scientia Horticulturae, 80(3): 213-224.

- Sairam, R. K. and Srivastava, G. C., 2002. Changes in antioxidant activity in sub-cellular fractions of tolerant and susceptible wheat genotypes in response to long term salt stress. *Plant Science*, 162(6): 897-904.
- Sairam, R. K., Srivastava, G. C., Agarwal, S., Meena, R. C., 2005. Differences in antioxidant activity in response to salinity stress in tolerant and susceptible wheat genotypes. *Biologia Plantarum* 49:85-91
- Saqib, M., Akhar, J. & Qureshi, R.H., 2005. Na⁺ exclusion and salt resistance of wheat (*Triticum aestivum*) in saline-waterlogged conditions are improved by the development of adventitious nodal roots and cortical root aerenchyma. *Plant science* 169: 125-130.
- Saruhan, V., Üzen, N., Eylen, M. ve Çetin, Ö., 2008. Toprak Tuzluluğunun Kültür Bitkilerine Etkileri ve Alınabilecek Somut Önlemler. İklim Değişikliği Sempozyumu, 13-14 Mart, Ankara.
- Savvas, D., Lenz, F., 2000. Effects of NaCl or nutrient-induced salinity on growth, yield and composition of eggplants grown in rockwool. *Sci. Hortic.* 84: 37-47.
- Scandalios, J. G., 1993. Oxygen stress and superoxide dismutases. *Plant physiology*, 101(1): 7.
- Schafer, R.Q., Wang, H.P., Kelley, E.E., Cueno, K.L., Martin, S.M. and Buettner, G.R., 2002. Comparing carotene, vitamin E and nitric oxide as membrane antioxidants, *Biological Chemistry*, 383: 671-81.
- Sen Gupta, A., Webb, R.P., Holaday, A.S., Allen, R.D., 1993. Overexpression of superoxide dismutase protects plants from oxidative stress. *Plant Physiology*, 103: 1067-1073.
- Shabala, S. ve Munns, R., 2012. Salinity stress: physiological constraints and adaptive mechanisms. *Plant stress physiology*, 59-93.
- Shalata, A., Tal, M., 1998. The effect of salt stress on lipid peroxidation and antioxidants in the of the cultivated tomato and its wild salt-tolerant relative *Lycopersicon pennellii*. *Physiol. Plant* 104:169-174.

- Sharma, K.D., Manchanda, H.T., Singh, J.P. 1982. Note on the Performance of some Chickpea Varieties Grown on Chloride Dominant Saline Soils. *Indian J. of Agric. Sci.* 56(6):407-411.
- Shigeoka, S., Ishikawa, T., Tamoi, M., Miyagawa, Y., Takeda, T., Yabuta, Y. and Yoshimura, K., 2002, Regulation and function of ascorbate peroxidase isoenzyme, *Journal of Experimental Botany*, 53: 1305-1319.
- Smirnoff, N., 2000. Ascorbic acid: Metabolism and Functions of a Multifaceted Molecule. *Current Opin Plant Bio.*, 3: 229-35.
- Spychella, J. P., and Desborough, S. L., 1990. Superoxide dismutase, catalase and alpha-tocopherol content of stored potato tubers. *Plant Physiol.*, 94: 1214-1218.
- Sreenivasulu, N., Grimm, B., Wobus, U. ve Weschke, W. 2000. Differential response of antioxidant compounds to salinity stress in salt-tolerant and salt-sensitive seedlings of foxtail millet (*Setaria italica*). *Physiol. Plant.*, 109: 435-442.
- Srivastava, T. P., Gupta, S. C., Lal, P., Muralia, P. N. and Kumar, A., 1988. Effect of salt stress on physiological and biochemical parameters of wheat. *Annals of Arid Zone* 27: 197-204.
- Sudhakar, C., Lakshmi, A., Giridarakumar, S., 2001. Changes in the antioxidant enzyme efficacy in two high yielding genotypes of mulberry (*Morus alba* L.) under NaCl salinity. *Plant Sci.* 161:613-619.
- Termaat, A., Munns, R., 1986. Use of concentrated macronutrient solutions to separate osmotic from NaCl-specific effects on plant growth. *Aust. J. Plant Physiol.* 13:509- 522.
- Terry, R., 1997. Soil Salinity. Aghrt 282 Class Lectures.
- Tiwari, J. K., Munshi, A. D., Kumar, R., Pandey, R. N., Arora, A., Bhat, J. S., & Sureja, A. K., 2010. Effect of salt stress on cucumber: Na^+/K^+ ratio, osmolyte concentration, phenols and chlorophyll content. *Acta physiologiae plantarum*, 32(1): 103-114.

- Trajkova, F., Papadantonakis, N. and Savvas, D., 2006. Comparative effects of NaCl and CaCl₂ salinity on cucumber grown in a closed hydroponic system, *HortScience*, 41(2): 437-441pp.
- Turhan, A., Seniz, V., Kuşçu, H., 2009. Genotypic variation in the response of tomato to salinity. *Afr. J. Biotechnol.* 8(6):1062-1068.
- Turkan, I. and Demiral, T., 2009, Recent developments in understanding salinity tolerance. *Environmental and Experimental Botany*, 67: 2–9.
- Tuteja, N., 2007. Mechanisms of High Salinity Tolerance in Plants, *Methods in Enzymology*, 428, 419-438.
- U.S. Salinity Laboratory staff. 1954. Diagnosis and improvement of salina and alkali soils. U.S. Dept. Agric. Handb., 60.
- Ulfat, M., Athar, H.R., Ashraf, M., Akram, N.A., Jamil, A., 2007. Appraisal of physiological and biochemical selection criteria for evaluation of salt tolerance in canola (*Brassica napus* L.). *Pakistan Journal of Botany*, 39:1593-1608.
- Uras, S.D. ve Sonmez, S., 2010. Tarım Alanlarında Tuzluluk Oluşumu ve Bitkiler ile Çevre Üzerine Etkileri. *Ege Üniversitesi Zir.Fak. Dergisi*, 2010, özel sayı:574-579.
- Van Breusegem, F., Vranova E., Dat J.F., Ines D., 2001. The role of active oxygen species in plant signal transduction. *Plant Sci.* 161:405-414.
- Wei, W., Bilsborrow, P.E., Hooley, P., Fincham, D.A., Lombi, E & Forster, B.P., 2003. Salinity induced differences in growth, ion distribution and partitioning in barley between the cultivar Maythorpe and its derived mutant Golden Promise. *Plant and Soil*, 250:183-191.
- Wise, R. R., and Naylor, A. W., 1987. Chilling-enhanced photooxidation: Evidence for the role of singlet oxygen and endogenous antioxidants. *Plant Physiol.*, 83: 278-282.

- Yamazaki, J., Ohashi, A., Hashimoto, Y., Negishi, E., Kumagai, S., Kubo, T., Oikawa, T., Maruta, E., Kamimura, Y., 2003. Effects of high light and low temperature during harsh winter on needle photodamage of *Abies mariesii* growing at the forest limit on Mt. Norikura in Central Japan. *Plant Science*, 165: 257–264.
- Yaşar, F., Uzal, Ö., Tüfekçi, S. ve Yıldız, K., 2006b. Ion Accumulation in Different Organs of Gren Bean Genotypes Grown under Salt Stres. *Plant Soil Environ.*, 52 (10): 476-480.
- Yetişir, H., & Uygur, V., 2009. Plant growth and mineral element content of different gourd species and watermelon under salinity stress. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 33(1): 65-77.
- Yıldız, M., & Terzi, H., 2013. Effect of NaCl stress on chlorophyll biosynthesis, proline, lipid peroxidation and antioxidative enzymes in leaves of salt-tolerant and salt-sensitive barley cultivars. *Journal of Agricultural Sciences*, 19: 79-88.
- Zhang, J., & Kirkham, M. B., 1996. Lipid peroxidation in sorghum and sunflower seedlings as affected by ascorbic acid, benzoic acid, and propyl gallate. *Journal of Plant Physiology*, 149(5): 489-493.
- Zhao, F., Guo, S., Zhang, H., Zhao, Y., 2006. Expression of yeast SOD2 in transgenic rice results in increased salt tolerance. *Plant Science*, 170: 216-224.
- Zheng, Y., Jia, A., Ning, T., Xu, J., Li, Z. and Jiang, G., 2008. Potassium nitrate application alleviates sodium chloride stress in winter wheat cultivars differing in salt tolerance. *Journal of Plant Physiology* 165: 1455-1465.
- Zhou, F. et al., 2007. Physiological and Growth Responses of Tomato Progenies Harboring the Betaine Alhyde Dehydrogenase Gene to Salt Stres, *Journal of Integrative Plant biology*, 49 (5): 628-637.



ÖZGEÇMİŞ

1987 yılında Karaman’da doğdu. İlk, orta ve lise öğrenimini Karaman’da tamamladı. 2005 yılında başladığı Çukurova Üniversitesi, Fen Edebiyat Fakültesi Biyoloji Bölümü’nden 2009 yılında mezun oldu. 2013 yılında Çukurova Üniversitesi Ziraat Fakültesi Toprak Bilimi ve Bitki Besleme Bölümü’nde yüksek lisansa başladı.

