

T.C.
SAKARYA ÜNİVERSİTESİ
FEN BİLİMLERİ ENSTİTÜSÜ

**TUZ STRESİ ALTINDAKİ MISIR (*Zea mays* L.) BİTKİSİNDE
POTASYUM UYGULAMALARININ FİZYOLOJİK VE
BİYOKİMYASAL ETKİSİNİN ARAŞTIRILMASI**

YÜKSEK LİSANS TEZİ

Ecenur SÖNMEZ

Enstitü Anabilim Dalı : BİYOLOJİ

Tez Danışmanı : Dr. Öğr. Üyesi Ali DOĞRU

Haziran 2019

T.C.
SAKARYA ÜNİVERSİTESİ
FEN BİLİMLERİ ENSTİTÜSÜ

TUZ STRESİ ALTINDAKİ MISIR (*Zea mays* L.) BİTKİSİNDE
POTASYUM UYGULAMALARININ FİZYOLOJİK VE BİYOKİMYASAL
ETKİSİNİN ARAŞTIRILMASI

YÜKSEK LİSANS TEZİ

Ecenur SÖNMEZ

Enstitü Anabilim Dalı : BİYOLOJİ

Bu tez 13.06.2019 tarihinde aşağıdaki jüri tarafından oybirliği / oyçokluğu ile kabul edilmiştir.



Doç. Dr.
Özlem AKSOY

Jüri Başkanı



Doç. Dr.
Tuğba ONGUN
SEVİNDİK

Üye



Dr. Öğr. Üyesi
Ali DOĞRU

Üye

BEYAN

Tez içindeki tüm verilerin akademik kurallar çerçevesinde tarafımdan elde edildiğini, görsel ve yazılı tüm bilgi ve sonuçların akademik ve etik kurallara uygun şekilde sunulduğunu, kullanılan verilerde herhangi bir tahrifat yapılmadığını, başkalarının eserlerinden yararlanılması durumunda bilimsel normlara uygun olarak atıfta bulunulduğunu, tezde yer alan verilerin bu üniversite veya başka bir üniversitede herhangi bir tez çalışmasında kullanılmadığını beyan ederim.

Ecenur SÖNMEZ

13.06.2019

TEŞEKKÜR

Yüksek lisans eğitimim boyunca değerli bilgi ve deneyimlerinden yararlandığım, her konuda bilgi ve desteğini almaktan çekinmediğim, araştırmanın planlanmasından yazılmasına kadar tüm aşamalarında yardımlarını esirgemeyen, teşvik eden, aynı titizlikte beni yönlendiren değerli danışman hocam Dr. Öğr. Üyesi Ali DOĞRU' ya teşekkürlerimi sunarım.

Ayrıca tez çalışmamın başından sonuna kadar maddi ve manevi açıdan desteğini ve yardımını esirgemeyen aileme teşekkürlerimi sunarım.

İÇİNDEKİLER

TEŞEKKÜR	i
İÇİNDEKİLER	ii
SİMGELER VE KISALTMALAR LİSTESİ	vi
ŞEKİLLER LİSTESİ	vii
TABLolar LİSTESİ	ix
ÖZET	x
SUMMARY	xi
BÖLÜM 1.	
GİRİŞ	1
BÖLÜM 2.	
KAYNAK ARAŞTIRMASI	10
2.1. Bitkilerde Büyüme ve Gelişme	10
2.2. Bitkilerde Büyüme Etkileyen Faktörler.....	12
2.2.1. Çevresel faktörler	12
2.2.2. Genetik faktörler	14
2.3. Bitkilerde Stres Kavramı	15
2.3.1. Tuz stresi	19
2.3.2. Tuzluluğun tanımı ve oluşum nedenleri	19
2.3.3. Tuzlu toprakların sınıflandırılması	21
2.3.4. Tuz stresinin bitkiler üzerindeki etkisi ve tuz toleransı.....	23
2.4. Tuz Stresinin Bitkiler Üzerindeki Genel Etkileri	28
2.4.1. Tuz stresinin bitki büyüme ve gelişimi üzerine etkisi.....	28
2.4.2. Tuz stresinin bitkilerde su ilişkileri ve iyon miktarı üzerine etkisi. 30	

2.4.2.1. İyon homeostasinin düzenlenmesi ve SOS sinyal iletim yolunun düzenleyici etkisi.....	33
2.4.3. Tuz stresinin fotosentez üzerine etkisi.....	37
2.4.4. Tuz stresinin ozmolitler (uyumlu çözünenler) üzerine etkisi	40
2.4.4.1. Tuz stresinin çözünebilir karbonhidratlar üzerine etkisi.....	41
2.4.4.2. Tuz stresinin çözünebilir proteinler üzerine etkisi.....	42
2.4.4.3. Tuz stresinin amino asitler ve amidler üzerine etkisi.....	44
2.4.4.4. Tuz stresinin kuaterner amonyum bileşikleri üzerine etkisi.....	45
2.4.4.5. Tuz stresinin polioller üzerine etkisi.....	47
2.4.4.6. Tuz stresinin poliaminler üzerine etkisi.....	47
2.5. Bitkilerde Oksidatif Stres	48
2.5.1. Bitki Hücrelerinde AOT' lerin oluştuğu bölgeler.....	50
2.5.1.1. Kloroplastlar.....	50
2.5.1.2. Mitokondriler	51
2.5.1.3. Peroksizomlar.....	53
2.5.1.4. Endoplazmik retikulum ve plazma membranları	53
2.6. Bitkilerde Antioksidant Sistem.....	54
2.6.1. Enzimatik antioksidantlar	54
2.6.1.1. Süperoksit dismutaz (SOD).....	54
2.6.1.2. Askorbat peroksidaz (APX)	55
2.6.1.3. Glutasyon redüktaz (GR).....	57
2.6.1.4. Katalaz (KAT).....	57
2.6.1.5. Glutasyon peroksidaz (GPOX).....	58
2.6.2. Enzimatik olmayan antioksidantlar	58
2.6.2.1. Askorbik asit (AsA, Vitamin C)	58
2.6.2.2. Glutasyon.....	59
2.6.2.3. α -Tokoferol (Vitamin E).....	59
2.6.2.4. Karotenoidler.....	60
2.7. Mısır Hakkında Genel Bilgiler	60
2.7.1. Mısırın uyumu, iklim ve toprak isteği.....	62
2.7.2. Dünyada ve Türkiye'de mısır üretimi.....	63

BÖLÜM 3.

MATERYAL VE YÖNTEM	67
3.1. Bitki Materyali	67
3.2. Yöntem	67
3.2.1. Kullanılan araç-gereçler	67
3.3. Bitki Yetiştirme Yöntemi	67
3.4. Analizler	69
3.4.1. Fotosentetik pigment miktarının belirlenmesi	69
3.4.2. Malondialdehit (MDA) miktarının belirlenmesi	70
3.4.3. Hidrojen peroksit (H ₂ O ₂) miktarının belirlenmesi	70
3.4.4. Serbest prolin miktarının belirlenmesi	71
3.5. Bazı antioksidant enzim aktivitelerinin belirlenmesi	71
3.5.1. Toplam süperoksit dismutaz (SOD) aktivitesinin belirlenmesi....	71
3.5.2. Toplam askorbat peroksidaz (APX) aktivitesinin belirlenmesi...	71
3.5.3. Toplam glutatyon redüktaz (GR) aktivitesinin belirlenmesi.....	72
3.5.4. Toplam guaiakol peroksidaz (GPOD) aktivitesinin belirlenmesi.	72
3.6. İstatistik Analizler	73

BÖLÜM 4.

ARAŞTIRMA BULGULARI	74
4.1. Tuz Stresi ve KNO ₃ Uygulamalarının Fotosentetik Pigment Miktarı Üzerine Etkisi	74
4.2. Tuz Stresi ve KNO ₃ Uygulamalarının Malondialdehit (MDA) Miktarı Üzerine Etkisi	76
4.3. Tuz Stresi ve KNO ₃ Uygulamalarının Hidrojen Peroksit (H ₂ O ₂) Miktarı Üzerine Etkisi	76
4.4. Tuz Stresinin Serbest Prolin Miktarı Üzerine Etkisi.....	77
4.5. Tuz Stresinin SOD Aktivitesi Üzerine Etkisi	78
4.6. Tuz Stresinin APX Aktivitesi Üzerine Etkisi.....	79
4.7. Tuz Stresinin GR Aktivitesi Üzerine Etkisi.....	79
4.8. Tuz Stresinin GPOD Aktivitesi Üzerine Etkisi.....	80

BÖLÜM 5.

TARTIŞMA VE SONUÇ 81

KAYNAKLAR 87

ÖZGEÇMİŞ 119

SİMGELER VE KISALTMALAR LİSTESİ

$^1\text{O}_2$: Tekli uyarılmış (singlet) oksijen
AOT	: Aktif oksijen türleri
APX	: Askorbat peroksidaz
AsA	: Askorbik asit
dS m^{-1}	: Desisiemens metre ⁻¹
ESP	: Değişebilir sodyum yüzdesi
FSI	: Fotosistem I
FS II	: Fotosistem II
GB	: Glisinbetain
GPOD	: Guaiakol peroksidaz
GR	: Glutasyon redüktaz
H_2O_2	: Hidrojen peroksit
KNO_3	: Potasyum nitrat
MDA	: Malondialdehit
mM	: Milimolar
NADPH	: Nikotinadenin amid dinükleotid fosfat
O_2^-	: Süperoksit radikali
OH^-	: Hidroksil radikali
SOD	: Süperoksit dismutaz
TBA	: Tiobarbitürik asit
TCA	: Trikloroasetik asit

ŞEKİLLER LİSTESİ

Şekil 2.1. Bitkilerde büyüme evreleri.....	12
Şekil 2.2. Abiyotik strese karşı bitki cevaplarının genel aşamaları.....	17
Şekil 2.3. Tuzluluğun oluşum mekanizması.....	21
Şekil 2.4. Tuz stresi altındaki bitkilerde iki fazlı etki modeli.....	24
Şekil 2.5. Tuz stresinin bitki büyümesi ve gelişmesi üzerine etkileri.	25
Şekil 2.6. Bitkilerin tuzluluğa adaptasyon mekanizmaları.....	27
Şekil 2.7. Bitkilerde Na ⁺ iyonunun taşınma mekanizması.	30
Şekil 2.8. Na ⁺ iyonunun kökten sürgüne ve sürgünden köke iletimi	34
Şekil 2.9. Bitkilerde stres sinyalinin algılanması ve iletilmesi yolundaki önemli bileşenler.....	36
Şekil 2.10. Tuz toleransı ile ilgili yollar ve SOS tarafından iyon homeostasinin düzenlenmesi.....	37
Şekil 2.11. Bitkilerde prolinin çok yönlü fonksiyonu..	44
Şekil 2.12. Enerji transferi mekanizması ile farklı AOT' lerin oluşumu..	50
Şekil 2.13. AOT' lerine bağlı oluşan lipit peroksidasyonu ve ürünleri	52
Şekil 2.14. Serbest radikallerin hücresel düzeyde etkileri.....	53
Şekil 2.15. Askorbat-glutasyon döngüsü.	56
Şekil 2.16. Su-su göngüsü.	56
Şekil 2.17. Mısır bitkisinin kısımları ve şematik gösterimi..	62
Şekil 4.1. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO ₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki (A) klorofil a, (B) klorofil b, (C) toplam klorofil ve (D) toplam karotenoid miktarı üzerine etkisi... ..	75

Şekil 4.2. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO ₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki MDA miktarı üzerine etkisi.....	76
Şekil 4.3. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO ₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki H ₂ O ₂ miktarı üzerine etkisi.....	77
Şekil 4.4. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO ₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki serbest prolin miktarı üzerine etkisi.....	78
Şekil 4.5. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO ₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki süperoksit dismutaz aktivitesi üzerine etkisi.....	78
Şekil 4.6. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO ₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki askorbat peroksidaz aktivitesi üzerine etkisi.....	79
Şekil 4.7. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO ₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki glutatyon redüktaz aktivitesi üzerine etkisi.....	80
Şekil 4.8. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO ₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki guaiakol aktivitesi üzerine etkisi.....	80

TABLULAR LİSTESİ

Tablo 2.1. Bitkilerde biyotik ve abiyotik stres faktörleri.	16
Tablo 2.2. Tuzlu-alkali toprakların sınıflandırılması.....	22
Tablo 2.3. Türkiye topraklarının tuzluluk durumuna göre dağılımı.....	23
Tablo 2.4. Toprakların tuzluluk derecelerine göre bitkilerin verdikleri tepkiler .26	
Tablo 2.5. Tuz stresine karşı hücre sitoplazmasında biriktirilen bileşikler ve başlıca fonksiyonları	41
Tablo 2.6. Dünyada mısır ekim alanı, üretim ve verimlilik değerleri	65
Tablo 2.7. Türkiye’ de mısır ekim alanı, üretim ve verimlilik değerleri	66
Tablo 3.1. Hoagland besin çözeltisi	69

ÖZET

Anahtar kelimeler: Antioksidant sistem, KNO₃, mısır, potasyum nitrat, tuz stresi, *Zea mays*

Bu çalışmada tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) altındaki bir mısır genotipinde (*Zea mays* L. cv. Ada 9510) potasyum nitrat (3 mM KNO₃) uygulamasının etkisi bazı fizyolojik ve biyokimyasal parametreler yardımıyla araştırılmıştır. Çalışmada kullanılan tüm tuz konsantrasyonları mısır yapraklarındaki süperoksid dismutaz ve askorbat peroksidaz aktivitesini kontrollerle karşılaştırıldığında azaltmıştır. Glutasyon redüktaz ve guaiakol peroksidaz aktivitesi ise sırasıyla sadece 100 ve 75 mM tuz uygulaması sonucu kontrole göre artmıştır. Bu sonuçlar tuz stresi altındaki mısır yapraklarında, yüksek H₂O₂ miktarı ile gösterildiği gibi, düşük askorbat-glutasyon döngüsü aktivitesine işaret etmektedir. Ayrıca tuz stresi altındaki mısır yapraklarındaki H₂O₂ birikimi yüksek MDA ve düşük fotosentetik pigment miktarına (klorofil a, klorofil b, toplam klorofil ve toplam karotenoid) neden olmuştur. KNO₃ uygulaması ise tuz stresi altındaki mısır yapraklarındaki süperoksid dismutaz, askorbat peroksidaz, glutasyon redüktaz ve guaiakol peroksidaz aktivitesini artırarak daha iyi bir antioksidant savunma sağlamıştır. Antioksidant enzimlerin aktivitesindeki artış da tuz stresi altındaki mısır yapraklarındaki H₂O₂ ve MDA miktarının azalmasına, fotosentetik pigment miktarının artmasına yol açmıştır.

Sonuçlarımıza göre KNO₃ uygulamasının antioksidant kapasite ve fotosentetik pigment miktarını artırarak, H₂O₂ miktarı ve membran hasarını azaltarak tuz stresinin mısır yapraklarında neden olduğu olumsuz etkileri iyileştirdiği söylenebilir.

INVESTIGATION OF THE PHYSIOLOGICAL AND BIOCHEMICAL EFFECTS OF POTASSIUM APPLICATIONS IN MAIZE (*Zea mays* L.) PLANT UNDER SALT STRESS

SUMMARY

Keywords: Antioxidant system, KNO₃, maize, salt stress, potassium nitrate, *Zea mays*

In this study, the effect of potassium nitrate (3 mM KNO₃) application on maize genotype (*Zea mays* L. Ada 9510) under salt stress (50, 75 and 100 mM NaCl) was investigated through some physiological and biochemical parameters. All salt concentrations used in this study decreased superoxide dismutase and ascorbate peroxidase activity in the leaves of maize plants as compared to control plants. Glutathione reductase and guaiacol peroxidase activity, on the other hand, was found to be higher than control as a result of only 100 mM and 75 mM salt application. These results showed lower ascorbate-glutathione cycle activity in the leaves of maize under salt stress, as indicated by higher H₂O₂ content. In addition, H₂O₂ accumulation in the leaves of maize under salt stress led to higher MDA and lower photosynthetic pigment contents (chlorophyll a, chlorophyll b, total chlorophyll and total carotenoid). KNO₃ application increased superoxide dismutase, ascorbate peroxidase, glutathione reductase and guaiacol peroxidase activity in the leaves of maize under salt stress and provides better antioxidant defence. Higher activity of antioxidant enzymes led to the lower H₂O₂ and MDA content, and higher photosynthetic pigment content.

According to our results, it may be concluded that KNO₃ application ameliorates the effects of salt stress in maize leaves by increasing antioxidant capacity and photosynthetic pigment content and by decreasing H₂O₂ accumulation and membrane damage.

BÖLÜM 1. GİRİŞ

Büyüme canlıların ortak özelliklerinden biridir. Büyüme, hücre sayısında, boyutunda, kütlesinde ve hacminde meydana gelen geri dönüşümü olmayan artış olarak tanımlanmaktadır. Büyümenin meydana gelmesi için hücrelerdeki makromoleküllerin sentez hızının parçalanma hızından daha fazla olması gerekir (Larcher, 1995). Büyüme olayı, gelişme ve farklılaşma olmak üzere iki evreden oluşur. Gelişme, bitkinin hayat sürecinde meydana gelen yapısal ve fonksiyonel değişimlerin tamamıdır. Bitkilerde gelişme, hücrelerin bölünerek çoğalması, hacim artışı ile doku ve organların farklılaşması gibi olayları içerir (Larcher, 1995). Farklılaşma, bitkilerde hücre gruplarının görevlerini en iyi şekilde yerine getirmesi için meydana gelen; genetik ve çevresel faktörlerle kontrol edilen yapısal ve biyokimyasal değişimlerdir. Bitkilerde büyüme ve gelişme birçok çevresel ve genetik faktör tarafından kontrol edilmektedir.

Tüm canlılar gibi bitkiler de çevreleriyle sürekli etkileşim halindedir. İçinde buldukları çevrede meydana gelen her değişim, bitki büyüme ve gelişmesini de belirli oranda etkilemekte ve stres kavramını ortaya çıkarmaktadır. Stres terimi “bitkilerde büyüme ve gelişmeyi yavaşlatan veya durduran, ürün miktarı ve kalitesinde azalmaya neden olan her türlü faktör” olarak tanımlanabilir. Stres faktörleri, biyotik ve abiyotik olarak sınıflandırılmaktadır (Fujita ve ark., 2006). Bu stres faktörleri bitkilerde ürün miktarını ve kalitesini azaltarak tarımsal verimliliği düşürür, tarımsal faaliyetler için kullanılan arazilerinin alanını daraltır ve doğal ekosistemin dengesini bozar.

Tuz stresi bitkilerde büyüme ve gelişmeyi olumsuz yönde etkileyen en önemli abiyotik stres faktörlerinden biridir (Allakhverdiev ve ark., 2000).

Bir toprağın tuzlu olarak tanımlanabilmesi için bitki büyümesini olumsuz yönde etkileyecek derecede çözünür tuzları içermesi gerekir.

Tuzluluğun oluşumu primer (doğal) ve sekonder (insan kaynaklı) olarak sınıflandırılabilir. Ana kayaların ayrışması, okyanuslar ve iklimsel etmenler primer tuzluluğun oluşum nedenleri arasındadır (Munns ve Tester, 2008). Yüzey ve taban suyu akışı, ana kayadaki çözünebilir tuzların yeraltı ve yerüstü suyuna karışmasına neden olur (Terry, 1997). Tuz konsantrasyonu bakımından zengin olan okyanus suları, gel-git olayları nedeniyle tarım arazilerine ulaşır ve buharlaşma sonucu tuzlar toprak yüzeyinde birikim gösterir (Terry, 1997). İklimsel etmenlerden olan sıcaklık ve nem ise toprak yüzeyinden gerçekleşen buharlaşmayı ve bitki yapraklarından gerçekleşen terlemeyi kontrol eder (Yurtseven, 1999; Kanber ve ark., 1992). Sekonder tuzluluğun oluşum nedeni ise; insanlar tarafından gerçekleştirilen kalitesiz ve bilinçsiz sulamadır. Bunun sonucunda yağış miktarı ile bitkilerin kullandığı su miktarı arasındaki denge, yani topraktaki hidrolojik denge değişmekte; tuzluluk, drenaj ve çevre sorunları ortaya çıkmaktadır (Sönmez, 2011).

Tuz stresi, özellikle kurak ve yarı kurak iklim bölgelerinde bitkilerin büyüme ve gelişmelerini ozmotik stres, iyon stresi (toksik etki) ve iyon stresi sonucu ortaya çıkan besin dengesizliği nedeniyle engellemektedir (Parida ve Das, 2005). Tuz stresinin bitki büyüme ve gelişmesi üzerindeki bu olumsuzlukların etki derecesi; bitki türü ve çeşidine, uygulanan tuzun konsantrasyonu ile çeşidine, tuza maruz kalma süresine ve bitkinin tuza dayanım derecesine bağlı olarak değişmektedir (Dajic, 2006). Bitkiler tuza tolerans kapasitelerine göre halofitler (tuzcul bitkiler) ve glikofitler olmak üzere ikiye ayrılmaktadır. Birçok bitki türü tuz stresine oldukça duyarlıdır ve bu grupta yer alan bitkilere genel olarak “glikofit” adı verilir. Glikofit bitkiler genellikle 100-200 mM'lık tuz konsantrasyonlarında bile canlılıklarını sürdürmez. Ancak “halofitler” 300-400 mM gibi oldukça yüksek tuz konsantrasyonuna sahip olan topraklarda büyüeyebilen ve yaşam döngülerini tamamlayabilen bitki türlerini içermektedir.

Tuz stresinin gözlemlenen ilk etkilerinden biri bitkilerde büyüme hızının azalmasıdır. Toprak çözeltisinde tuz konsantrasyonunun artması sonucu su potansiyeli, ozmotik potansiyel ve bitki köklerinin su alma yetenekleri azalır. Bu olaylar hücre bölünmesini ve uzamasını etkileyerek, bitkilerde kök ve gövdede hücre sayısının ve mitotik aktivitenin azalmasına neden olur (Bursens ve ark., 2000). Tuz stresi altındaki bitki köklerinin su alma yeteneklerinin azalması sonucu kök gelişimi ve gövde uzamasında gerilemeler görülmektedir. Tuz stresine maruz kalmış bitkilerin boyları kontrol grubuna kıyasla küçük kalmakta, bodur bir yapı sergilemektedir (Yakit ve Tuna, 2006). Mısırdaki (Cramer ve ark., 1988) ve domateste (Snapp ve Shennan, 1994) yapılan çalışmalarda da kök büyüme ve gelişmesinin tuzluluktan olumsuz şekilde etkilendiği bildirilmiştir. Tuz stresi bitkilerde çeşitli organların taze ve kuru ağırlıkları üzerine de etki etmektedir (Hernandez ve ark., 1995; Dinar ve ark., 1999; Chartzoulakis ve Klapaki, 2000). Yapılan bir çalışmada tuz stresi uygulanan biber genotiplerinde tuzluluğun kuru madde ağırlığında azalmaya neden olduğu, bitki büyüme ve gelişmesinin engellendiği bildirilmiştir (Güneş ve ark., 1996).

Tuzluluğun bir diğer olumsuz etkisi ise Na^+ ve Cl^- konsantrasyonunun artmasına bağlı olarak K^+ , Ca^{+2} ve Mg^{+2} gibi besin elementlerinin alınımının olumsuz etkilenmesidir (Parida ve Das, 2005; Kuşvuran ve ark., 2008). Na^+ ile diğer besin elementleri arasındaki antagonist etki sonucu iyon dengesi ve kök bölgesinde hücre zarı geçirgenliği bozulmakta, bitkide besin eksikliği görülmektedir (Fageria, 2001; Villora ve ark., 1997). Potasyum, tuz stresi altındaki bitkilerde artmış olan turgor basıncının korunmasını sağlayarak bitkinin ozmotik dengesini korumaktadır (Blum, 1988; Greenway ve Munns, 1980). Genel olarak potasyumun enzimatik aktivite, fotosentez, turgor potansiyeli, hücre uzaması, toprak üstü ve toprak altı organlarının büyümesi, stoma hareketleri ve transpirasyonda önemli etkileri vardır (Tisdale ve ark., 1993; Marschner, 1995). Chow ve ark., (1990) tarafından yapılan bir çalışmada tuz stresi altında yetiştirilen ıspanağın gereksinim duyduğu potasyum miktarının normal koşullara göre 2 kat daha fazla olduğu bildirilmiştir.

Ozmolitler, düşük molekül ağırlığına sahip, hücre metabolizmasına zarar vermeyen, toksik olmayan ve bitki hücrelerinde molar konsantrasyonlarda biriken nötral maddelerdir (Djilianov ve ark., 2005). Bu maddeler normal şartlar altında hücrelerde aktif değilken, ozmotik stres altında sitoplazmada birikmektedir (Chen ve Murata, 2002). Ozmolitlerin başlıca görevleri; bitki hücrelerini dehidrasyona karşı koruma (Djilianov ve ark., 2005), ozmotik düzenleme, serbest oksijen radikallerinin neden olduğu oksidatif zararı azaltma (Hare ve ark., 1998), zar bütünlüğünü ve hücresel pH'ı koruma, azot depolama, fotosistem II kompleksi ile enzimlerin ve proteinlerin stabilizasyonunu sağlamaktır (Chen ve ark., 2007; Vijayan, 2009). Ozmotik bileşikler; polioller (Orthen ve ark., 1994), çözünebilir şekerler (Kerepesi ve Galiba, 2000), amino asitler, amidler, imino asitler, proteinler, kuaterner amonyum bileşikleri ve poliaminlerdir (Khan ve ark., 2000).

Yapılan araştırmalar, diğer organik bileşiklerle karşılaştırıldığında, şekerlerin tuz stresi altındaki glikofitlerde ozmotik potansiyelin düzenlenmesi konusunda yaklaşık %50' lik bir paya sahip olduğunu göstermiştir (Cram, 1976). Çözünebilir karbohidratların stres altındaki bitkilerde birikimi ozmotik koruma, ozmotik düzenleme, karbon kaynağı ve radikal temizleyicisi olma gibi faydalar sağlamaktadır (Parida ve ark., 2002; Jang ve ark., 2003). Bitkilerde tuz stresi ile indüklenen birçok protein tanımlanmış ve iki farklı grup altında toplanmıştır (Mansour, 2000; Pareek ve ark., 1997). Bunlardan birincisi sadece tuz stresi koşulları altında sentezlenen “tuz stresi proteinleri”, diğeri de tuz stresi dışında yüksek ve düşük sıcaklık, kuraklık, sel, mineral madde eksikliği ve fazlalığı durumunda sentezlenen “stresle ilgili proteinler” dir. Çözünebilir proteinlerin stres altındaki bitkilerde birikimi azot kaynağı olmaları ve ozmotik düzenleme sağlamaları açısından önemlidir (Singh ve ark., 1987). Tuz stresine maruz kalan bitki dokularında aminoasitler (alanin, arjinin, glisin, serin), bir iminoasit olan prolin ve amidler (glutamin ve asparajin) birikmektedir (Mansour, 2000). Stres altındaki bitkilerde biriken en yaygın ozmolitlerden biri proлиндır. Prolinin, abiyotik streslerin olumsuz etkilerine karşı ozmotik dengeyi sağlama (Kadıoğlu ve Terzi, 2007; Türkan ve Demiral, 2009), membranların, proteinlerin ve enzimlerin kararlılığını sağlama, serbest radikallerin temizlenerek hücre sel redoks potansiyelinin korunmasını sağlama (Vijayan, 2009), sitoplazmadaki asitliliği azaltma,

metabolizmadaki uygun NADP⁺/NADPH oranını koruma (Hare ve Cress, 1997) ve DNA hasarlarının engellenmesinde görev aldığı düşünülmektedir (Lima-Costa ve ark., 2008). Tuz stresine maruz bırakılmış şeker pancarında, tütünde, buğdayda, mısırdada, susamda ve domateste de prolin içeriğinin arttığı tespit edilmiştir (Ghoulam ve ark., 2002; Niknam ve ark., 2004; Parida ve Das, 2005; Yakıt ve Tuna, 2006; Koca ve ark., 2007; Mohamed ve ark., 2007).

Tuz stresine maruz kalan bitkilerde etkili ozmoregülatör olarak fonksiyon yapan kuaterner amonyum bileşikleri azot atomları tarafından metillenmiş olup başlıca çeşitleri; glisinbetain, β -alaninbetain, prolinbetain, kolin-o-sülfat, hidroksiprolinbetain ve pipekolatbetaindir (Mansour, 2000; Wyn Jones ve Storey, 1981; Rhodes ve Hanson, 1993). Bu kuaterner amonyum bileşikleri arasında tuz stresine maruz kalan bitkilerde biriken en yaygın olanı ise glisinbetaindir (GB) (Sakamoto ve Murata, 2002). Glisinbetain, bitkilerde sitoplazmada yer alan ozmolitlerden biri olup stres koşulları altında su dengesini koruyarak ve makromoleküllerin stabilizasyonunu sağlayarak bitkiyi stres zararlarından belli oranda korumaktadır (Flowers ve ark., 1997; Rontein ve ark., 2002). Glisinbetain, büyük ölçüde kloroplastlarda bulunmakta, tilokoid membranların, enzim ve fotosistem II gibi protein komplekslerinin korunmasını sağlayarak fotosentetik aktivitenin ve membran bütünlüğünün sürekliliğini sağlamaktadır (Sakamoto ve Murata, 2002; Yokoi ve ark., 2002).

Polioller stres altındaki bitkilerde ozmotik düzenleyici olarak tuz toleransında görev alan polihidrik alkollerdir. Polioller de diğer ozmolitler gibi stres koşulları altında sitoplazmada birikerek ozmotik koruma, hidroksil radikallerini detoksifiye ederek, membranların ve enzimlerin oksidatif hasardan korunmasını sağlamaktadır (Smirnoff ve Cumbes, 1989; Shen ve ark., 1997; Ashraf ve Haris, 2004). Kimyasal olarak değerlendirildiğinde polioller polihidrik alkollerdir. Bitkiler aleminde oldukça geniş bir yayılım gösteren siklik ve asiklik yapıya sahip birçok polioller mevcuttur (Clark ve ark., 2003). Bitkisel dokularda en fazla rastlanan asiklik polioller mannitol, gliserol ve sorbitoldür. Siklik poliollerden de en fazla ononitol ve pinitol bulunur. Genellikle polioller birçok halofit bitkinin sitoplazmasında ve vakuollerinde yüksek

konsantrasyonda birikim gösteren inorganik iyonların neden olduğu ozmotik bozuklukların ortadan kaldırılması için biriktirilir (Nelson ve ark., 1999). Poliollerin tuz stresi altındaki bitkilerdeki fizyolojik fonksiyonları hakkındaki bilgiler oldukça sınırlıdır. Ancak son yıllarda poliollerin birikiminin biyokimyasal ve genetik esasları ile ilgili önemli gelişmeler kaydedilmiştir. Poliaminler iki ya da daha fazla amino grubu içeren polivalent bileşiklerdir (Ashraf ve Haris, 2004). Poliaminler, protoplastların stabilizasyonunu, embriyogenez boyunca hücre bölünmesinin aktivasyonunu, birçok bitki türünde senesensin geciktirilmesini (Genard ve ark., 1991), membran kararlılığının sürdürülmesini (Di Tomaso ve ark., 1989), ozmotik stres, mineral besin eksikliği, yüksek ve düşük sıcaklık stresi ve tuz stresi gibi çevresel stres faktörleri için koruyucu mekanizma sağlamaktadır (Bouchereau ve ark., 1999; Kakkar ve ark., 2000; Sairam ve Tyagi, 2004). Poliaminler hücre bölünmesi, DNA replikasyonu, hücre farklılaşması gibi birçok düzenleyici olayda ve sinyal iletiminde ikincil mesajcı olarak görev yapmaktadır (Galston ve Sawhney, 1990).

Bitki büyüme ve gelişiminin devamlılığı için en önemli fizyolojik işlev fotosentez olayıdır. Biyokütle üretimi sonucu meydana gelen büyüme, net fotosentezin bir ölçüsüdür. Bu nedenle büyümeyi etkileyen tüm çevresel faktörler fotosentezi de olumsuz yönde etkilemektedir (Parida ve Das, 2005). Tuzluluğun artışı ile fotosentezdeki azalma stoma kapanması (Sibole ve ark., 1998), protein konsantrasyonunda azalma (Sibole ve ark., 1998), fotosentetik pigmentlerin miktarındaki azalma (Sultana ve ark., 1999) ve iyon konsantrasyonlarındaki değişimler (Khan ve Ungar, 1997) ile ilişkilidir. Stoma iletkenliğinin azalması ile kloroplastlara giren CO₂ miktarı sınırlandırılır ve asimilasyon hızı azalır (Degl'Innocenti ve ark., 2009). Stomaların kapanması sonucu CO₂ fiksasyonu azalmaktadır. Stres koşulları altında mitokondri ve kloroplastlardaki solunumsal ve fotosentetik elektron taşınım reaksiyonları ile taşınan elektronlar hedef molekül yerine moleküler O₂' ye aktarılmakta, sonuç olarak süperoksit radikali (O₂⁻), hidrojen peroksit (H₂O₂), singlet oksijen (¹O₂), perhidroksi radikali (HO₂⁻) ve hidroksil radikali (OH⁻) gibi toksik etkiye sahip aktif oksijen türleri (AOT) oluşmaktadır (Asada, 1994; Foyer ve ark., 1994; Makela ve ark., 1999). Bunlar proteinler, lipidler, karbohidratlar ve DNA' da hasarlara neden olarak sonuçta hücre ölümlerine yol açar. Normal şartlar

altında AOT' ler, bitki hücrelerinde metabolizma sonucu az miktarda da olsa yan ürün olarak üretilir ve çeşitli antioksidant savunma mekanizmaları ile detoksifiye edilir (Foyer ve Noctor, 2005). Ancak tuzluluk, UV radyasyonu, kuraklık, ağır metaller, aşırı yüksek ve düşük sıcaklıklar, besin eksikliği, hava kirliliği, herbisitler ve patojen saldırıları gibi biyotik ve abiyotik stres faktörleri AOT' lerin oluşum ve detoksifikasyon hızı arasındaki dengeyi bozabilir (Gill ve Tuteja, 2010). Bunun sonucunda antioksidant enzimlerin aktiviteleri azalır ve AOT' lerin sentez miktarında artışa yol açarak hücresel yapılarda bozulmalara neden olur (Breusegem ve ark., 2001). AOT' ler bitki hücrelerinde kloroplastlar dışında mitokondriler, peroksizomlar, hücre zarı ve apoplastik bölge gibi yerlerde de meydana gelebilir.

AOT' lerin en önemli etkisi, lipitler üzerine olan ve hücre membranlarında önemli hasara yol açan lipit peroksidasyonu olayıdır (Koyro, 2006). Bitkilerde stres koşullarının olumsuz etkilerinin görüldüğü ilk yer olan hücre membranlarındaki lipit peroksidasyon olayı sonucu oluşan MDA (malondialdehit) stres parametresi olarak değerlendirilmektedir. Yapılan çalışmalarda stresle birlikte *Lycopersicon esculentum*' da (Krupa ve Baszynski, 1989; Quariti ve ark., 1997, Malik ve ark., 1992), *Triticum aestivum*' da (Vassilev, 2004), *Hordeum vulgare*' de (Gaur ve Grupa, 1994), *Brassica nigra*' da (hardal) (Nouairi ve ark., 2006; Halliwell ve Gutteridge, 1985) ve daha birçok bitkide MDA düzeyinin dolayısıyla lipit peroksidasyonunun arttığı gösterilmiştir. Oluşan MDA, hücre membranlarındaki iyon alışverişine etki ederek iyon geçirgenliğinin (Ca^{+2} , Na^{+}) artışına, enzimatik değişimlere, membran bütünlüğünün yok olmasına yol açar (Montillet ve ark., 2005).

AOT' lerin oluşmasını veya bunların ortaya çıkardığı toksik etkileri önleyen, serbest radikalleri yakalayan ve onları etkisiz hale getirme yeteneğine sahip olan maddelere "antioksidant" denir (Elliot, 1999). Bitkilerin çeşitli stres koşulları altında dokularında biriken AOT' lerin zararlı etkilerinden kendilerini korumak için geliştirdikleri bu sisteme ise "antioksidant sistem" adı verilir (Asada ve Takahashi, 1987; Ye ve ark., 2000). Antioksidant sistem enzimatik ve enzimatik olmayan bileşenlerden oluşur (Scandalios, 1997). Enzimatik bileşenler; süperoksid dismutaz (SOD), askorbat

peroksidaz (APX), glutatyon redüktaz (GR), dehidroaskorbat redüktaz (DHAR), monodehidroaskorbat redüktaz (MDHAR), guaiakol peroksidaz (GPOD), glutatyon transferaz (GT), glutatyon peroksidaz (GPOX) ve katalaz enzimlerinden oluşur (KAT). Enzimatik olmayan bileşenler ise; askorbik asit (C vitamini), glutatyon, karotenoidler, flavonoidler ve α -tokoferoldur (E vitamini) (Scandalios, 1997). SOD, O_2^- radikalinin bir dismutasyon reaksiyonu ile H_2O_2 ' ye indirgenmesiyle ilgili reaksiyonu katalizler. APX ise bu reaksiyon sonucunda meydana gelen H_2O_2 ' nin su ve oksijene kadar parçalanmasından sorumlu olan askorbat-glutatyon döngüsünün ilk enzimidir. GR, askorbat-glutatyon döngüsünün son enzimi olarak, okside glutatyonu NADPH molekülünün yardımıyla indirgeyen bir enzimidir (Asada, 1999). İndirgenmiş glutatyonun yapısındaki elektronlar da APX enziminin H_2O_2 ' yi parçalamasında kullanılmaktadır. Yani GR, APX ile birlikte H_2O_2 ' nin detoksifikasyonundan sorumludur. GPOD enzimi de bitkilerde H_2O_2 ' nin parçalanmasından sorumlu olan bir enzimidir. Bu enzimin antioksidant aktivitesinin yanı sıra bitkilerde büyüme ve gelişme (Riquelme ve Cardemil, 1993) ile hücre çeperlerindeki lignin biyosentezi konusunda rol oynadığı bilinmektedir (Bruce ve West, 1989). Askorbik asitin temel görevi H_2O_2 ' nin ve diğer serbest radikallerin zararlı etkilerinden hücreyi korumaktır. Askorbik asit indirgeyici bir rol oynayarak enzimatik ve enzimatik olmayan reaksiyonlar için gerekli elektronu sağlamaktadır. Glutatyon, çok yönlü fonksiyonu olan bir metabolittir. Başlıca fonksiyonları; bitkilerde sülfat taşınımını düzenleme, sinyal iletimi, metabolitlerin bağlanması, ksenobiyotiklerin yıkımı, amino asitlerin hücre içinde taşınımı (Onat ve ark., 2002), patojen direnci, apoptosis (programlanmış hücre ölümü) (Khan ve Singh, 2008), stres cevaplarıyla ilgili bazı genlerin ekspresyonu ve stres koşulları altında askorbat-glutatyon döngüsünde indirgenmiş askorbik asidin oluşumunu sağlamadır (Xiang ve ark., 2001; Mullineaux ve Rausch, 2005; Rausch ve Wachter, 2005). α -tokoferoller, kloroplastların tilakoid membranlarında bulunur. Hidrofobik özellikleri nedeniyle zarlara tutunan α -tokoferoller, buradaki çoklu doymamış yağ asiti zincirleri ile etkileşerek zar yapısının stabilizasyonunu sağlar (Smirnoff, 2005). Karotenoidler, kloroplast ve kromoplast zarlarında bulunan sarı, turuncu ve kırmızı renkli yağda çözünen doğal pigment maddeleridir (Bartley ve Scolnik, 1995). Karotenoidlerin bitkilerde üç görevi vardır. Bunlardan ilki absorblanan ancak kullanılmayan ve hücreye zarar verebilecek aşırı ışık enerjisinin

ortama ısı olarak geri verilmesini sağlamaktır. Bunun dışında karotenoidler absorbladıkları ışık enerjisini klorofil pigmentlerine aktararak fotosentetik aktivitenin artmasına yardımcı olur. (Sieferman-Harms, 1987). Karotenoidler singlet oksijen (1O_2 ; tekli uyarılmış oksijen) gibi bazı AOT' leri detoksifiye ederek lipid peroksidasyonunu yavaşlatabilir (Collins, 2001). Üçüncü görevleri ise tilakoid membranların stabilizasyonunu sağlamaktır (Niyogi ve ark., 2001). Stres altındaki bitkilerde antioksidant enzim aktivitelerinde ve antioksidant moleküllerin miktarında meydana gelen değişimlerin araştırılması oldukça önemlidir. Çünkü bu değişimler farklı bitki türlerinin ve aynı türe ait farklı genotiplerin herhangi bir stres faktörüne karşı tolerans ve duyarlılık derecesi hakkında bilgiler sağlamaktadır. Diğer önemli bir nokta da stres altındaki bitkilerde antioksidant sistemin bütün bileşenlerinin birbirleriyle uyum içinde çalışması zorunluluğudur. Çünkü ancak bu koşullarda bitki hücrelerinde oluşan AOT' lerin etkili bir şekilde detoksifikasyonu mümkün olmaktadır.

Bu çalışmada, mısırın (*Zea mays*) Ada 9510 adlı genotipinde tuz stresi (50, 75, 100 mM) ve potasyum (3 mM KNO_3) uygulamalarının etkisi; bazı fizyolojik büyüme parametreleri, oksidatif hasar indikatörleri (malondialdehit ve H_2O_2 miktarı) ve bazı içsel dayanıklılık mekanizmaları (prolin miktarı ve bazı antioksidant enzimlerin aktiviteleri) yoluyla araştırılmış ve potasyum uygulamaları ile tuz toleransı arasındaki ilişki belirlenmeye çalışılmıştır.

BÖLÜM 2. KAYNAK ARAŞTIRMASI

2.1. Bitkilerde Büyüme ve Gelişme

Büyüme canlıların ortak özelliklerinden biridir. Tohum çimlenmesi sonucunda oluşan küçük bir bitki canlılığını koruduğu sürece büyür, farklılaşır ve gelişir. Fotosentez olayı sonucunda ortaya çıkan ürünler karbohidratlar ve diğer organik maddelerdir. Bu organik maddeler bitki kuru ağırlığının % 90' ından fazlasını oluşturmaktadır (Gardiner ve Miller, 2008). Oluşan organik maddelerin bitkinin değişik organlarında birikmesi kuru madde artışına ve büyümeye neden olur. Büyüme, hücre sayısında, boyutunda, kütlesinde ve hacminde meydana gelen geri dönüşümü olmayan artış olarak tanımlanmaktadır. Büyümenin meydana gelmesi için hücrelerdeki makromoleküllerin sentez hızının parçalanma hızından daha fazla olması gerekir (Larcher, 1995). Büyüme olayı, gelişme ve farklılaşma olmak üzere iki evreden oluşur. Bu iki olay bitkilerin en küçük birimi olan hücrelerden en çok farklılaşma gösteren organlarına kadar tüm doku ve organlarda görülür. Gelişme, bitkinin hayat sürecinde meydana gelen yapısal ve fonksiyonel değişimlerin tamamıdır. Bitkilerde gelişme, hücrelerin bölünerek çoğalması, hacim artışı ile doku ve organların farklılaşması gibi olayları içerir (Larcher, 1995). Farklılaşma, bitkilerde hücre gruplarının görevlerini en iyi şekilde yerine getirmesi için meydana gelen; genetik ve çevresel faktörlerle kontrol edilen yapısal ve biyokimyasal değişimlerdir.

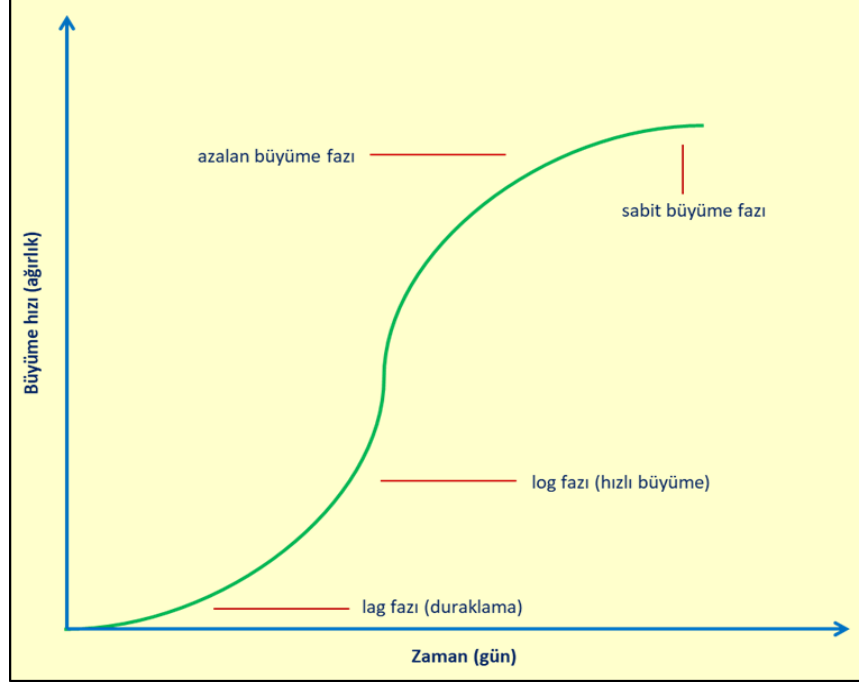
Bitkiler ve çoğu hayvan arasındaki başlıca farklılık, bitkinin büyümesinin bir embriyonik dönem ile sınırlandırılmamış olmasıdır. Dormant dönemler dışında bitkilerin çoğu sürekli büyür. Bitkilerde büyümenin sınırsız olması bölünür bitkilerin

çoğu sürekli büyür. Bitkilerde büyümenin sınırsız olması bölünür dokular (meristem) sayesinde olur. Meristemler kalıcı olarak farklılaşmamış dokulardır.

Koşullar uygun olduğunda mitoz bölünme ile çoğalarak büyüeyebilen yeni hücreler oluşturur. Yeni hücrelerin bazıları meristem içinde kalarak daha fazla hücre üretir. Diğer hücreler ise farklılaşır ve büyümekte olan bitkinin doku ve organlarına katılır (Campbell, 2013). Meristemler buldukları yerlere göre adlandırılır ve başlıca üçe ayrılır. Birincisi; kök, gövde ve yan dal uçlarında bulunan apikal meristemlerdir. Apikal meristemin bulunduğu bölgedeki hücre grupları sürekli bölünebilme yeteneğine sahiptir. Mitoz bölünme ile yeni hücreler oluşur. Oluşan hücreler yukarıya doğru çıkarak bitkinin boyca uzamasını sağlar ve primer (birincil) büyümeyi sağlar. İkincisi, sürekli dokular arasında yer alan interkalar meristemlerdir. Hem apikal meristemler gibi bitkinin büyümesini sağlar hem de bitkinin yapısının kökenini meydana getirir. Üçüncüsü, iletim demetlerinde bulunan kambiyum dokusunda yer lateral meristemdir. Odunsu bitkilerin kök ve gövdelerinde enine kalınlaşmayı sağlayarak sekonder (ikincil) büyümeyi gerçekleştirir (Barton ve Poeting, 1993).

Her bitki kendine özgü bir büyüme hızına sahiptir. Örneğin bazı yosunlar saatte 0.001 mm' den daha az büyürken, çoğu ağaç saatte 0.025-0.250 mm kadar büyür. Zamana göre büyümeyi bir grafikte göstererek elde edilen eğriye büyüme eğrisi denir (Taiz ve Zeiger, 1998). Bu büyüme eğrisi tipik bir sigmoid veya S şeklindedir (Şekil 2. 1.). Tohum uygun koşullar altında çimlenir. Sürgün (ilk gövdecik) toprak yüzeyine ulaşıncaya kadar tohumdaki yedek besin maddeleriyle beslenir. Gövde toprak yüzeyine ulaştıktan ve ilk yaprak oluştuğundan sonra bitki fotosentezle kendi besin maddelerini yapmaya başlar. Fotosentez yapacak yaprak alanının çok az olması nedeniyle bu bitkinin büyümesi başlangıçta çok yavaştır. Bu safhaya lag (duraklama) fazı denir. Bitkinin yavaş geliştiği birinci evreden sonra oluşturulan bütün besin maddeleri yeni dokuların oluşturulması için harcılandığından büyüme hızlanır. Bu safha log (logaritmik, linear faz, hızlı büyüme) fazı olarak adlandırılır. Hücrelerin genişlemesi maksimum düzeyde hızlı ve doğrusaldır. Bitki gelişmesi belli bir noktaya ulaştığında, yapılan besin maddelerinin solunumla kullanılanlardan geriye kalanı tohum ve köklerde depo edilir. Bu evrede yeni dokular yapılmadığı için bitkinin

büyümesi yavaşlar ve durur. Bu evre sabit büyüme fazı veya durgun faz olarak adlandırılır (Zwietering ve ark., 1990).



Şekil 2.1. Bitkilerde büyüme evreleri (Yin ve ark., 2003; Henshaw ve ark., 1966).

2.2. Bitkilerde Büyüme Etkileyen Faktörler

Bitkiler çeşitli faktörlerin bulunduğu ortamda büyür ve gelişir. Bu faktörler başlıca, çevresel faktörler ve genetik faktörler olmak üzere iki grup altında toplanmaktadır.

2.2.1. Çevresel faktörler

Işık, bitki gelişiminde absorbe edilebilen en küçük parçacık anlamındaki foton ya da kuantum şeklinde tanımlanır. Fotonların enerji içeriği dalga boyları (ışık renk spektrumu) ile ters orantılıdır. İnsan gözü 400-735 nm arasındaki dalga boyuna sahip ışıkları görebiliyorken; bitkilerin fotosentetik spektrum aralığı 400-700 nm' dir. Bu aralığa ise PAR (photosynthetic active radiation; fotosentetik aktif radyasyon) denir. PAR bölgesinde bulunan fotonların miktarı ise 'büyüme ışığı' olarak isimlendirilir (Anonim, 2016). Işık spektrumunda bulunan mavi-mor ve kırmızı-turuncu ışıklar her bitki türünde farklı morfogenetik ve fotosentetik tepkilere yol açmaktadır

(Urbonavičiūtė ve ark., 2008). Işık spektrumunun mavi ve kırmızı bölgelerinde ışık absorpsiyonu ve fotosentez hızı en yüksek seviyededir (McCree, 1972). Fitokromlar kırmızı ışık reseptörleridir. Kırmızı ışığın bitkilerde fotosentez, bitki büyümesi, çiçeklenme ve bitkilerin besin içeriği üzerinde etkileri vardır (Massa ve ark., 2008; Kopsell ve ark., 2015). Kriptokromlar mavi ışık reseptörleridir. Mavi ışık; fotosentez, fototropizma, gövde uzaması ve fide büyümesi, stoma hareketleri ve bitkilerin besin içeriğinde etkili olmaktadır (Massa ve ark., 2008; Kopsell ve ark., 2015). Her bitkinin ışık ihtiyacı oldukça değişkendir. Bitkilerin gelişmeleri için gerekli olan ışık yoğunluğundan daha fazlasına maruz kalmaları sonucunda fotosentezde meydana gelen verim kaybına fotoinhibisyon denir (Maxwell ve Johnson, 2000). Fotoinhibisyon olayı bitkilerin büyümesi üzerinde durdurucu etki yapmaktadır. Işığın süresi fotoperiyodizm olarak adlandırılır ve gün uzunluğu ile bitki metabolizması arasında kuvvetli bir ilişki vardır (Dalchau ve ark., 2010; Greenup ve ark., 2009). Örneğin yonca ve tahıllar gibi uzun gün bitkileri günler uzamaya başlayınca çiçeklenme sinyallerini alır (Yano ve ark., 2001). Aksine soya fasulyesi gibi kısa gün bitkileri günler kısaldıkça çiçeklenir. Her iki kategoriye de girmeyen domates, pamuk ve karabuğday gibi bazı bitkiler ise farklı gün uzunluklarında çiçeklenir.

Sıcaklık bitkilerin büyüme ve gelişmelerinde etkili olan bir diğer çevresel faktördür. Sıcaklık; fotosentez, solunum, transpirasyon, topraktan su ve mineral madde alınımını etkilediği gibi bitkilerin dünya üzerindeki dağılım ve yayılımlarını da etkilemektedir (Kacar, 2015). Her bitkinin büyüme ve gelişmesi için uygun olan sıcaklığa optimum sıcaklık denir. Dünya genelinde bitkiler 0 °C ile 45 °C arasında büyüme ve gelişme gösterir (Kacar, 2015). Bitkilerin optimum sıcaklık sınırları tür ve çeşitlere göre değiştiği gibi gelişim evrelerine de bağlıdır (Ağaoğlu ve ark., 1997). Tropikal kökenli bir bitki olan mısır (*Zea mays*) optimum gelişmeyi 30-35 °C arasında gösterirken, 12-15 °C' den düşük sıcaklıklarda gelişim göstermemektedir (Kacar, 2015). Sıcaklık bitkileri yüksek ve düşük sıcaklık şeklinde etkilemektedir (Büyük ve ark., 2012). Yüksek sıcaklık fotosentezin belli oranda inhibisyonuna, proteinlerin denatüre olmasına, enzimlerin aktivitelerini kaybetmelerine, bitkinin belli kısımlarında nekrotik lekelenmelere yol açarak bitkilerde büyüme ve gelişmeyi olumsuz yönde etkilemektedir (Kacar, 2015). Düşük sıcaklık bitkilerde hücre ve hücreler arası

boşlukları dolduran suyun sıcaklığının donma noktasının altına düşmesine neden olarak buz kristalleri oluşumuna yol açar. Daha sonra buz kristallerinin hacmi artar ve hücre içinde mekanik değişiklikler nedeniyle ölümle sonuçlanan zararlar görülür (Kacar, 2015).

Bitkilerin büyüme ve gelişmeleri için belli miktarda suya da ihtiyaçları vardır. Su eksikliği ya da fazlalığı sonucu bitkinin gelişimini etkileyen kuraklık ve su taşkını gibi çevresel streslerin ortaya çıktığı belirtilmiştir (Nishiuchi ve ark., 2012). Su taşkınının bitkilerde stres oluşturmasının nedeni, bitkilerin kökleri ile topraktan yeteri kadar oksijen alamamalarından kaynaklanır (Kacar, 2015). Bu durumda bitkiler kısa sürede protein sentezini arttırarak oksijensizliğe tepki olarak anaerobik solunum yapmaya başlar (Tiryakioğlu ve ark., 2014). Bunun sonucunda bitkilerde alkol ve etilen birikmeye başlayarak, büyüme ve gelişme olumsuz yönde etkilenir (Kacar, 2015). Toprakta az su bulunmasından kaynaklanan kuraklık durumunda ise stomaların kapanması, metabolik aktivitenin yavaşlaması, bitkinin toprak üstü ve toprak altı organlarının gelişimindeki olumsuz yönde etkiler görülmektedir (Kacar, 2015). Bitki, kökleri yardımıyla topraktan (toprak nemi optimum koşullarda olduğu süre içinde) su ve mineralleri alır. Toprak partiküllerinin büyüklüğü bitkilerin büyüme ve gelişmesini etkilemektedir. Toprağın havalandırılması ile toprak partikülleri arasında bulunan O₂ miktarı bitkilerin kök büyümesini doğrudan etkiler (Barber ve ark., 1963).

Bunların dışında endüstriyel faaliyetler sonucunda havada belli miktarın üzerinde bulunan karbon, azot ve kükürdün oksitleri ile ozon (O₃) ve ağır metaller (Cd, Zn, Pb vb.) çevre kirliliğine yol açmaktadır. Çevre kirliliği toprağın, suyun ve havanın kirlenmesidir (Kacar, 2015). Bu kirleticiler de bitkinin büyüme ve gelişmesi olumsuz yönde etkilemektedir.

2.2.2. Genetik faktörler

Bitkiler büyüme ve gelişme için çevresel faktörlerin dışında hücreler arası kimyasal iletişime de ihtiyaç duyar. Bu iletişimi sağlayan temel maddeleri kendileri üretir. Bunlara bitki hormonları (fitohormonlar) denir. Fitohormonlar, büyümeyi kontrol

etmek için bitkiler tarafından sentezlenen, taşındıkları yerde çok az konsantrasyonlarda dahi etkilerini gösterebilen organik maddeler şeklinde tanımlanabilir (Kacar, 2015). Bitki hormonlarından oksinler, giberellinler ve sitokininler büyüme ve gelişme üzerinde olumlu etki gösterirken; etilen ve absisik asit olumsuz yönde etki göstermektedir. Bitki hormonlarının etkileri genel olarak meyve büyümesi ve tohum çimlenmesinin uyarılması, çiçeklenme, senensensin geciktirilmesi, lateral tomurcuk gelişiminin uyarılması, tohum dormansisinin kırılması, vernalizasyon, meyve olgunlaşması, kök gelişimi, bitkilerin hastalık ve zararlılara dayanıklılığının artırılması şeklinde özetlenebilir (Kumlay ve Eryiğit, 2011; Kaynak ve Ersoy, 1997; Budak ve ark., 1994). Bitkilerde büyüme ve gelişmeyi etkileyen bir diğer faktör de vitaminlerdir. Vitaminler, yeşil bitkiler tarafından sentezlenen, hormonlar gibi çok az konsantrasyonlarda bile etkilerini gösterebilen basit organik bileşiklerdir. Vitaminler hücre metabolizmasında katalitik ve düzenleyici role sahiptir (Kacar, 2015).

2.3. Bitkilerde Stres Kavramı

Bitkiler, fiziksel çevrelerinden aldıkları basit bileşikleri enerji kullanarak büyük karmaşık moleküller haline çeviren biyokimyasal makineler olarak kabul edilebilir (Özen ve Onay, 2013). Bu bağlamda tüm canlılar gibi bitkiler de çevreleriyle sürekli etkileşim halindedir. İçinde buldukları çevrede oluşan olumsuz koşullardan (stres) büyük ölçüde etkilenirler. Bitkilerin herhangi bir yaşam döneminde içinde buldukları çevrede canlı (biyotik) ve cansız (abiyotik) faktörlere ayrı ayrı ya da birlikte maruz kalması olayı stres olarak tanımlanmaktadır (Kacar, 2015). Levitt (1980) biyolojik anlamdaki stres kavramının, fizik biliminden türetilmiş bir tanımını önermiştir. Buna göre fiziksel stres, herhangi bir nesneye (söz gelimi çelik bir çubuğa) uygulanan kuvvettir. Gerilim ise nesnenin ebatlarında oluşan değişimdir (örneğin bükülme) ve bu değişim stres nedeniyle oluşmuştur. Stres oluşturan faktörlere stres faktörü denir. Stres faktörleri, bitkileri fizyolojik, morfolojik, metabolik olarak etkileyerek; büyüme ve gelişmelerini azaltır veya durdurur, ürün miktarı ve kalitesini azaltır (Kacar, 2015). Bu durum bitkilerde stres sonucu oluşan biyolojik gerilimdir. Stres faktörleri, biyotik ve abiyotik olarak sınıflandırılmaktadır (Fujita ve ark., 2006)

(Tablo 2.1.). Bu stres faktörleri bitkilerde ürün miktarını ve kalitesini azaltarak tarımsal verimliliği düşürür, tarım arazilerinin kullanım alanını daraltır, doğal ekosistemin dengesini bozar. Yapılan bir araştırmada gelecek 25 yıl içerisinde ekilebilir alanların %30' unun tuzlanma nedeniyle kullanılamaz hale geleceği tahmininde bulunulmuştur (Türkan ve Demiral, 2009; Wang ve ark., 2003a, 2003b, 2004).

Tablo 2.1. Bitkilerde biyotik ve abiyotik stres faktörleri (Kacar ve ark., 2006).

Abiyotik etmenler		Biyotik etmenler
Fiziksel etmenler	Kimyasal etmenler	
Kuraklık	Hava kirliliği	Yabani bitkiler
Sıcaklık	Bitki besin elementleri	Böcekler
Radyasyon	Pestisitler	Mikroorganizmalar (virüs, bakteri ve
Su baskını	Toksinler	mantarlar)
Mekanik etkiler	Tuzlar	Hayvanlar
(rüzgar, kar ve buz örtüsü)	Toprak çözeltisi pH'sı	Hastalıklar

Abiyotik stres faktörlerinin etkileri birbirleriyle ilişkilidir ve bitkilerde benzer hücresel hasara yol açabilir (Sekmen ve ark., 2007). Örneğin, soğuk stresi mevsimsel olmasına rağmen, kuraklık stresiyle benzer özellik taşımaktadır. Çünkü su donduğunda içinde çözülmüş madde miktarının yoğunluğu artar ve bitkilerde su kıtlığı oluşur (Ashraf ve Foolad, 2007). Tuz stresi de kuraklık stresiyle benzer özellik taşıyarak, hücrenin homeostasisini ve iyon dağılımını bozarak ozmotik stres meydana getirir (Zhu ve ark., 1997; Serrano ve ark., 1999; Zhu ve ark., 2001). Tüm bitkiler belirli derecelerde stres etkilerine karşı koyma ve canlı kalabilme özelliğine sahiptir. Buna göre bitkiler abiyotik stres etkilerine karşı genel olarak dört aşamalı cevap oluşturur (Şekil 2.2.):

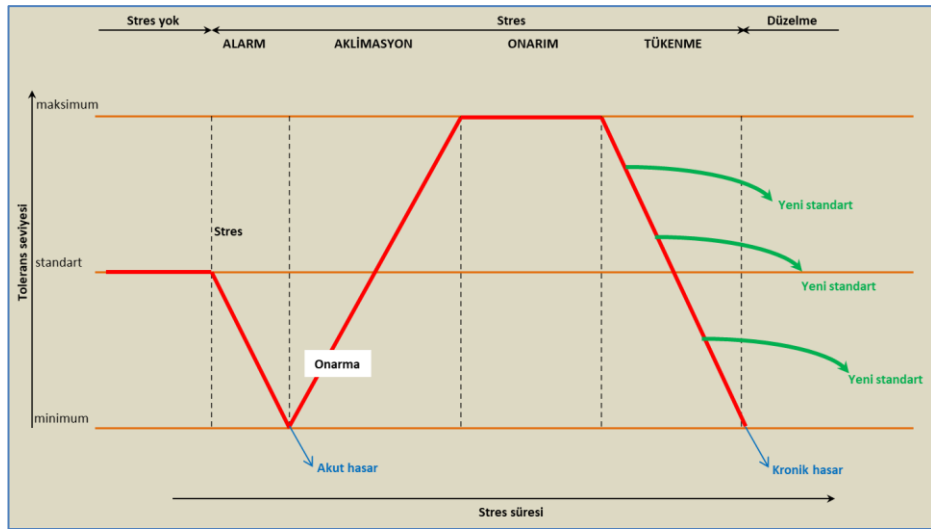
- 1- Başlangıç alarm evresi: Bitki stres tepkisinin ilk evresidir. Strese duyarlı sinyal (uyarıcı) yollarının ve güçlü bir oksidatif stresin başladığı evredir. Bitkinin stres toleransı düşmeye başlar.
- 2- Aklimasyon evresi: Çeşitli stres koruyucu proteinlerin (şaperonlar, COR/LEA) ve diğer bileşiklerin (antioksidanlar, karotenoidler, tokoferoller; prolin ve glisinbetain gibi ozmoprotektanlar) biyosentezi gerçekleşerek stres altındaki bitkinin yeni bir

homeostasi oluşturmaya başlaması sağlanır. Bitkinin stres toleransı yükselir. Aklımasyon evresi birkaç gün sürer.

3- Onarım evresi: Stres koruyucu proteinlerin bozulmasına yol açan süreçlerin aktif hale geldiği evredir. Bitki aklımasyon evresinde oluşturduğu homeostasiyi korur. Bitkinin stres toleransı sabittir.

4- Tükenme evresi: Stresle mücadelenin uzun sürdüğü, stres kaynaklı homeostasinin korunamadığı evredir. Bitkinin stres toleransı düşer. Ortam şartları normale döndüğünde hücrel homeostasinin tekrar sağlandığı gözlemlenebilir (kurtarma fazı).

Stres altında olmayan bitkilerde hücre bölünmesine dayalı aktif büyüme ve gelişme gözlemlenir. Stres altındaki bitkilerde ise hücrel metabolizma yeniden düzenlenir. Stresle mücadelenin her bir evresi bitkinin sahip olduğu protein yapısındaki bileşiklerle açıklanır. Oluşan her bir değişiklik metabolizmada protein seviyesine yansır (Kosová ve ark., 2011).



Şekil 2.2. Abiyotik strese karşı bitki cevaplarının genel aşamaları (Kosová ve ark., 2011).

Bazı bitkiler maruz kaldıkları stres faktöründen önemli derecede zarar görürken, bazı bitkiler bu olayı bir ya da birkaç metabolik zarar ile gidermektedir (Kacar, 2015). Bitkinin tüm organları ve kısımları strese aynı tepkiyi vermez. Tohumlar, tomurcuklar ve dormant hücreler strese dayanıklıdır. Çünkü kuru tohumların su oranı yaklaşık olarak % 4-5' dir. Bu yüzden metabolik reaksiyonlar yavaştır. Meristemler, sukkulent organlar ve fideler ise strese duyarlıdır. Çünkü bu yapılarda meristematik hücreler

bulunur ve metabolik reaksiyonlar hızlıdır. Bu yüzden belirli bir stres faktörüne maruz kalan bitkileri strese dayanıklı veya hassas olarak sınıflandırmak mümkündür (Bohnert ve ark., 1995). Strese dayanıklı bitkiler sakınma (kaçınma) ve tolerans mekanizmalarına sahiptir (Levitt, 1972). Sakınma (kaçınma) mekanizması sayesinde, bitkinin yaşadığı ortamdaki olumsuz bir faktörün etkisi stres oluşturmadan önlenebilir (Street ve Öpik, 1984). Örneğin çöl efemerleri, kurak mevsim sırasında dormant tohumlar olarak varlık göstermek suretiyle kuraklıktan kaçan tek yıllık bitkilerdir. Toprağın belirli bir derinliğini ıslatacak kadar yağmur yağdığı anda tohumları çimlenir. Bu bitkiler toprak nemi tükenmeden önce olgunlaşarak en az bir tohum oluşturur (Salisbury ve Ross, 1992). Tolerans mekanizması sayesinde ise bitki yaşadığı ortamdaki stresten etkilense de koşullar normale döndüğünde hasarları tamir edebilir. Örneğin kuraklık toleransına sahip bitkiler protoplazma su kaybettiği zaman protoplazması yeniden su alana kadar hayatsal faaliyetlerine devam edebilir (Hopkins, 1995).

Bazı bitkiler kalıtıma dayalı yapısal ve fonksiyonel değişiklikler gerçekleştirerek, doku ve organlarını stres koşullarına uyumlu hale getirmektedir. Böyle bitkiler çevredeki stres koşullarına karşı adaptasyon göstermekte, bunun sonucunda büyüme ve gelişmelerini sürdürmektedir (Kacar, 2015). Adaptasyon, bitkilerin nesilden nesile aktardığı, uzun süreli çevresel değişimlere verdiği genotipik bir cevaptır (Huner ve ark., 1998). Örneğin çoğu sıcak iklim (çöl) bitkisinde kütüla tabakası kalınlaşırken, yüzey/hacim oranı azalmakta, stomalar olabildiğince derine yerleşmekte, gündüzleri kapanmakta, yapraklar kıvrılmakta, yaprak üzerinde tüyler oluşmakta ve bitki güneş ışınlarını en fazla yansıtacak konuma girmektedir. Bitki kökleri olabildiğince derine doğru gelişme göstermekte ve bitki gerekli değişimlerle geliştiği çevre koşullarına adapte olmaktadır. Bazı bitkiler ise kalıtıma dayalı olmayan fizyolojik değişiklikler ile stres koşullarına zaman içerisinde bireysel olarak dayanıklılık kazanmaktadır. Bu olay aklimasyon (uyum) olarak adlandırılmaktadır (Kacar, 2015). Aklimasyon, bitkilerde nesilden nesile aktarılamayan, her bitkiye özel olan, genetik yapıda herhangi bir değişim olmaksızın değişen ortam koşullarına verilen fenotipik bir cevaptır (Huner ve ark., 1998). Örneğin, kışlık buğday çeşitlerinin sonbaharda azalan düşük sıcaklıklara

maruz bırakılmaları, kışın daha düşük sıcaklıklarda canlı kalabilmelerini sağlar. Bu soğuğa karşı kazanılmış olan tipik bir iklimasyon olgusudur (Kacar, 2015).

2.3.1. Tuz stresi

Abiyotik stres faktörlerinden biri olan tuzluluk, artan insan nüfusu ile birlikte dünyada verimli tarım alanlarını tehlikeye atarak besin ürünlerinin verimini ve kalitesini olumsuz yönde etkilemektedir (Botella ve ark., 2005). Kalitesiz ve bilinçsiz sulama nedeniyle dünyada 95 milyon hektar, Türkiye’de ise yaklaşık 1.5 milyon hektarlık bir alan (bunun % 32.5’i sulamaya uygun tarım alanlarıdır) tuzluluk sorunuyla karşı karşıyadır (Szabolcs, 1994; Sönmez, 2004; Ekmekçi ve ark., 2005). Ekilebilir alanlarda gözlenen bu boyuttaki tuz birikiminin; bitkilerde büyüme, gelişme, ürün verimliliği ve kalitesini olumsuz yönde etkileyerek büyük ekonomik kayıplara da neden olacağı ön görülmektedir (Mahajan ve Tuteja, 2005; McMaster ve Wilhelm, 2003).

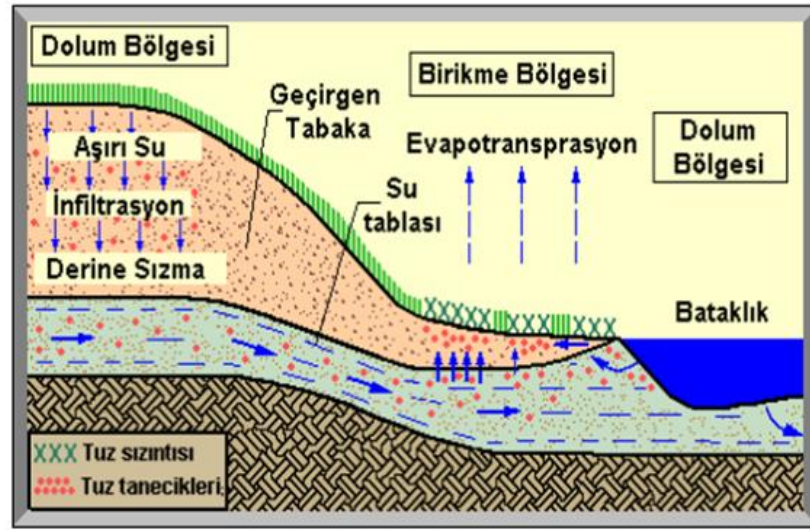
2.3.2. Tuzluluğun tanımı ve oluşum nedenleri

Tuzluluk, özellikle kurak ve yarı kurak iklim bölgelerinde, yoğun sulama ile çeşitli tuzlar bakımından zengin yeraltı suyu seviyesinin toprak yüzeyine kadar yükselmesi ve yüksek buharlaşmanın etkisiyle suların toprak yüzeyinden kaybolarak beraberinde taşıdıkları tuzların toprak yüzeyinde veya yüzeye yakın kısımlarda birikmesidir (Pessaraki ve Szabolcs, 1999; Saruhan ve ark., 2008). Bitki kök bölgesinde depolanan suyun bir kısmı bitki tarafından kullanılırken bir kısmı da toprak yüzeyinden buharlaşarak veya derinlere inerek kaybolur. Ülkemizin sıcak ve yağışsız dönem yaşayan bölgelerinde, drenaj koşullarının iyi olmadığı topraklarda sulama suları ile gelen çözünbilir tuzlar derinlere taşınmamakta, yağmur suyu ile yeterli yıkama sağlanmadığı için tuzlu taban suları kılcal yükselme ile toprak yüzeyine kadar çıkarak tuzluluk sorununu oluşturmaktadır (Richard, 1954; Uygan ve ark., 2006). Yağışlı bölgelerde ise çözünbilir tuzlar topraktan yıkanarak yeraltı suyuna, oradan da akarsu ve denizlere ulaştığı için tuzlanma (salinizasyon) görülmez (Güngör ve Erözel, 1994; Akgül, 2002; Kacar ve ark., 2002).

Genellikle topraklarda tuzlanmaya neden olan anyonlar; klor (Cl^-), sülfat (SO_4^{2-}) nadiren de olsa bikarbonat (HCO_3^-), karbonat (CO_3^{2-}) ve nitrat (NO_3^-); katyonlar ise sodyum (Na^+), kalsiyum (Ca^{+2}), magnezyum (Mg^{+2}) ve bazen potasyum (K^+)'dur (Ergene, 1995). Bu anyon ve katyonların bir araya gelmesiyle tuzlar oluşmaktadır ki doğada en yaygın bulunan tuz, sodyum (Na^+) katyonu ve klor (Cl^-) anyonunun oluşturduğu sodyum klorür (NaCl) bileşiğidir (Rengasamay, 2006; Li ve ark., 2009).

Tuzluluğun oluşumu primer (doğal) ve sekonder (insan kaynaklı) olarak sınıflandırılabilir. Primer tuzluluğun oluşum nedenleri; ana kayaların ayrışması, okyanuslar ve iklimsel etmenlerdir (Munns ve Tester, 2008). Yüzey ve taban suyu akışı, ana kayadaki çözünebilir tuzların yeraltı ve yerüstü suyuna karışmasına neden olur (Terry, 1997). Tuz konsantrasyonu bakımından zengin olan okyanus suları, gelgit olayları nedeniyle tarım arazilerine ulaşır ve buharlaşma sonucu toprak yüzeyinde tuzların birikimine neden olur (Terry, 1997). İklimsel etmenler olan sıcaklık ve nem ise toprak yüzeyinden gerçekleşen buharlaşmayı ve bitki yapraklarından gerçekleşen terlemeyi kontrol eder (Yurtseven, 1999; Kanber ve ark., 1992). Sekonder tuzluluğun oluşum nedeni ise; insanlar tarafından gerçekleştirilen kalitesiz ve bilinçsiz sulamadır. Çünkü sulamanın olduğu her yerde toprağa tuz iletimi de söz konusudur (Kanber ve ark., 1992; Yurtseven ve Bozkurt, 1997; Yurtseven, 1999; Akgül, 2002). İnsanlar tarafından gerçekleştirilen aşırı sulama sonucu bitkiler tarafından kolaylıkla alınabilen çözünebilir tuz bileşikleri belli konsantrasyonu aşar ve taban suyu yükselir. Taban suyu toprak yüzeyine yaklaştığında su buharlaşarak tuzların toprak yüzeyinde kalmasına neden olur (Ghassemi ve ark., 1995; Kanber ve ark., 1992; Güngör ve Erözel, 1994). Taban suyu, toprakta geçirimsiz bir katman üzerinde bulunan ve bulunduğu seviyenin altındaki toprak katmanlarını sürekli doygun halde tuttuğu için bitkilere zararlı olan su katmanıdır (Tekinel ve Kanber, 1987). Taban suyu seviyesinin yükselmesinin kalitesiz ve bilinçsiz sulama dışında diğer nedenleri; drenajın zayıf olması, tarım alanlarının topografyası ve uygun olmayan ıslah işlemleridir. Zayıf drenaj yollarına sahip kapalı havzalar topografik yapılarından dolayı tuzlanma eğilimindedir (Yakupoğlu ve Özdemir, 2006). Ülkemizde Gediz, Menemen, Konya, Amik, Seyhan, Ceyhan ve Harran gibi verimli topraklara sahip ovalar tuzluluk sorunu yaşamaktadır (Açıkgöz ve Gevrek, 1992). Örneğin, Harran Ovası'nı ele alacak

olursak; doğuda Tek Tek Dağları ve batıda Fatik Dağları arasında kalan çukur bir topografik yapıya sahiptir (Akış ve ark., 2005). Bunun sonucunda çevreden gelen ve sulama sularının yanlış kullanımı sonucu biriken fazla su taban suyu seviyesini yükseltmekte, drenajın da zayıf olmasından dolayı tuzluluk sorunu ortaya çıkmaktadır (Akış ve ark., 2005; Açıkgöz ve Gevrek, 1992). Tuzluluğun oluşum mekanizması Şekil 2.3.' de görülmektedir (Ergene, 1982; Kwiatowsky, 1998; Terry, 1997; Woods, 1996).



Şekil 2.3. Tuzluluğun oluşum mekanizması (Akgül, 2003).

Özet olarak sıcaklığın yüksek olması, yağışların yetersiz olması, yüksek buharlaşma ve terleme, sulama suyunun kalitesinin iyi olmaması, zamansız ve aşırı yapılan sulama, drenajın zayıf olması, tarlaların veya bahçelerin tuzlu su kaynaklarına yakın olmaları tarım topraklarında tuzlanmaya, sonuç olarak da bitkisel ürünlerde verim ve kalitenin düşmesine neden olmaktadır.

2.3.3. Tuzlu toprakların sınıflandırılması

Bir toprağın tuzlu olarak kabul edilebilmesi için çözünebilir tuz konsantrasyonunun bitki büyüme ve gelişmesini olumsuz yönde etkileyebilecek derecede olması gerekir. Blum (1985)' a göre bir toprak çözeltisinde NaCl oranı % 0.5' ten daha fazla ise bu toprak tuzlu toprak (halomorfik) olarak kabul edilmelidir. Topraktaki tuz

konsantrasyonu bitkinin kök bölgesinden alınan toprak çözeltisinin elektriksel iletkenlik değeri (EC) ile ölçülür. Elektriksel iletkenlik, genellikle 25 °C olmak üzere belirli bir sıcaklıktaki çözeltinin 1 cm uzunluk ve 1 cm² kesit alanına sahip sütunun ohm cinsinden direncinin tersi olarak ifade edilmektedir (Ayyıldız, 1990). Tuzlu ve sodik (alkali) toprakların teşhisinde toprağın kimyasal özelliklerinden olan elektriksel iletkenlik (EC), pH, değişebilir sodyum yüzdesi (ESP) ve sodyum absorpsiyon oranından (SAR) yararlanır (Odeh ve Onus, 2008) (Tablo 2.2.).

Tablo 2.2. Tuzlu-alkali toprakların sınıflandırılması (Richards ve ark., 1954; Anonim, 1996; Horneck ve ark., 2007; Anonim, 2010a).

Sınıf	pH	EC (dS/m)	ESP(%)	SAR	Toprağın fiziksel özellikleri
Tuzsuz	< 8,5	< 4	< 15	< 13	İyi
Tuzlu	< 8,5	> 4	< 15	< 13	İyi
Tuzlu-alkali	< 8,5	> 4	> 15	> 13	İyi
Tuzsuz-alkali (sodik)	> 8,5	< 4	> 15	> 13	Kötü

Toprakların tuzluluk bakımından teşhisi farklı fiziksel özelliklere göre yapılmaktadır (Vilenski, 1957). Örneğin tuzlu topraklar, kurak ve yarı kurak iklim bölgelerinde sıcaklığın yüksek, yağışların yetersiz ve drenajın zayıf olmasından dolayı toprakta çözünebilir tuzların birikmesiyle oluşmaktadır. Tuzlu toprakların kimyasal özelliklerine bakıldığında; elektriksel iletkenlikleri (EC) 4 dS/m (decisiemens/m)' den yüksek, değişebilir sodyum yüzdesi (ESP) 15' den ve pH' ları ise 8,5' den düşüktür. Tuzlu-alkali topraklar görünüş ve kimyasal özellikleri bakımından kısmen tuzlu topraklara benzer. Elektriksel iletkenlikleri (EC) 4 dS/ m' den yüksek, değişebilir sodyum yüzdesi (ESP) 15 veya daha yüksek, pH' ları ise 8,5' den fazladır. Tuzsuz-alkali topraklarda ise Na⁺ konsantrasyonu çok yüksektir (Richards ve ark., 1954; Ergene, 1997; Gey ve ark., 1991; Horneck ve ark., 2007; Jalali, 2008). Topraktaki absorbe edilen sodyum (SAR) değeri %10-15' i geçtiğinde, kil kompleksleri dispers hale geçerek toprağın su geçirgenliği azaltır, toprağın işlenmesi güçleşir sonuçta toprak havalanamaz, bitkilerdeki kök gelişimi ve tohum çimlenmesi zayıflar. Bunların

sonucunda bitki büyüme ve gelişimi olumsuz yönde etkilenir. (Kanber ve ark., 1992; Dutt ve ark., 1972). Alkali topraklarda elektriksel iletkenlik (EC) 4 dS/ m' den düşük, değişebilir sodyum yüzdesi %15' den ve pH' sı 8,5' den yüksektir (Richards ve ark., 1954; Ergene, 1997; Gey ve ark., 1991; Horneck ve ark., 2007; Jalali, 2008). Daha öncede belirtildiği gibi, ülkemizde 1.5 milyon hektarlık bir alan (bunun % 32.5' i sulamaya uygun tarım alanlarıdır) tuzluluk sorunuyla karşı karşıyadır (Szabolcs, 1994; Sönmez, 2004; Ekmekçi ve ark., 2005). Ülkemiz topraklarının tuzluluk durumu sınıflandırılmasına göre durumu Tablo 2.3.' de gösterilmiştir.

Tablo 2.3. Türkiye topraklarının tuzluluk durumuna göre dağılımı (Sönmez, 2011).

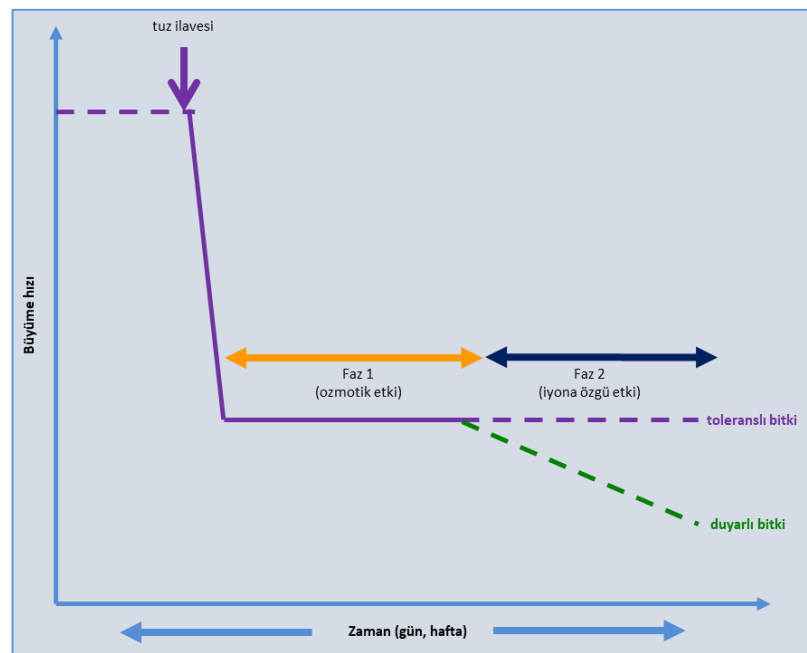
Tuzlu Toprak Tipleri	Alan (ha)	Tuzlu alanların dağılımı (%)
Hafif tuzlu	614.617	41.0
Tuzlu	505.603	33.0
Alkali (sodik)	8.641	0.5
Hafif Tuzlu- Alkali	125.863	8.0
Tuzlu-Alkali	264.958	17.5
Toplam	1.518.722	100.0

Sönmez (2011)' e göre ülkemizdeki bu verilerin oluşmasındaki başlıca nedenler; iklim, topografya, toprakların fiziksel ve kimyasal özellikleri, zamansız ve aşırı yapılan sulamalardır. Bunların sonucunda tuzluluk, drenaj ve çevre sorunlarının ortaya çıktığını belirtmektedir.

2.3.4. Tuz stresinin bitkiler üzerindeki etkisi ve tuz toleransı

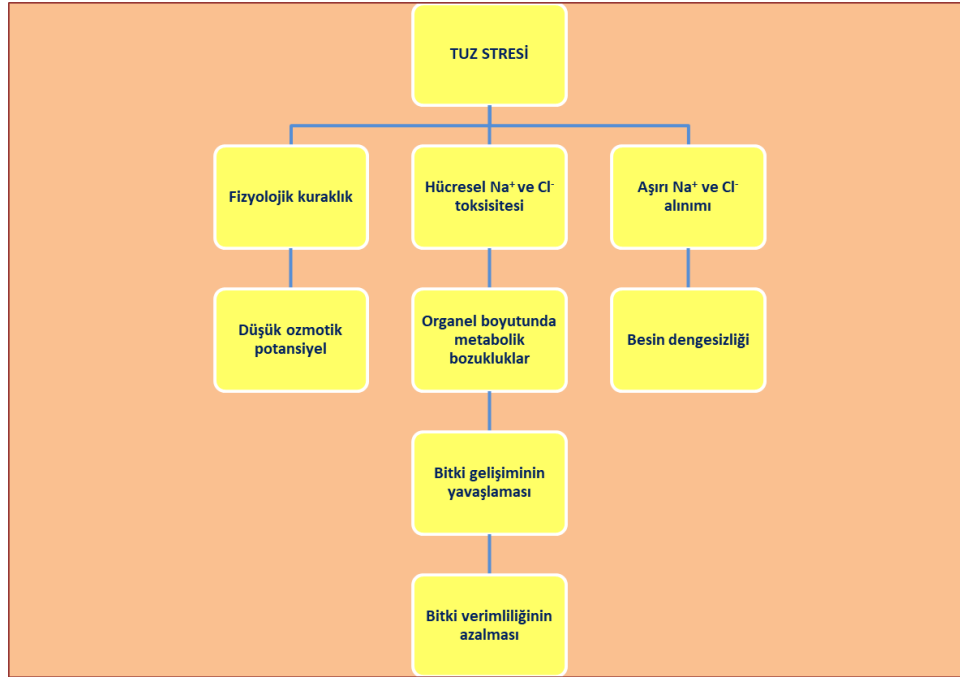
Tuz stresi, özellikle kurak ve yarı kurak iklim bölgelerinde bitkilerin büyüme ve gelişmelerini ozmotik stres, iyon stresi (toksik etki) ve iyon stresi sonucu ortaya çıkan besin dengesizliği yoluyla engellemektedir (Parida ve Das, 2005). Munns ve ark., (1995) tuz stresi sonucu bitkilerde oluşan etkileri “iki fazlı etki modeli” ile açıklamışlardır (Şekil 2.4.). Birinci fazda (ozmotik faz) toprak çözeltisinde tuz konsantrasyonunun artmasına bağlı olarak bitki kök bölgesinde ozmotik basınç artar, ozmotik potansiyel ve su potansiyeli azalır. Toprakta yeterli miktarda su bulunmasına rağmen bitki kökleri suyu alamaz ve bitki solmaya başlar. Bu olay fizyolojik kuraklık

olarak adlandırılmaktadır (Ayyıldız, 1990). Ozmotik stresin bitkilerde neden olduğu olumsuz etkiler; fizyolojik kuraklık, stomaların kapanması, büyüme ve gelişmenin gerilemesi, ürün ve verim kalitesindeki azalmadır (Gürel ve Avcıoğlu, 2001). İkinci fazda (iyonik faz), toprakta fazla miktarda Na ve Cl gibi tuz iyonlarının birikimi söz konusudur. Özellikle Na iyonunun bitkilerde birikimi mitoz bölünmeyi ve bazı enzimlerin aktivitelerini engelleyerek toksik etki göstermekte, yaşlı yaprakların dökülmesine neden olmakta, bitki büyüme ve gelişimini olumsuz yönde etkilemektedir (Kocaçalışkan, 2003; Kuşvuran, 2010).



Şekil 2.4. Tuz stresi altındaki bitkilerde iki fazlı etki modeli (Munns ve Tester, 2008).

Kök bölgesinde konsantrasyonu artan Na, diğer minerallerle köklere alım konusunda rekabete girer ve bitki temel besin elementlerini (Ca, K, P ve N gibi) dengeli bir biçimde alamayarak besin yetersizliğine maruz kalır (Fageria, 2001). Bu etkilerin hepsi bitki büyümesi ve gelişmesi üzerinde fizyolojik, biyokimyasal ve moleküler seviyede olmak üzere çok yönlü olumsuzluklara yol açmaktadır (Şekil 2.5.) (Levitt, 1980; Gorham ve ark., 1985; Winicov, 1998; Mansour, 2000; Munns, 2002; Tester, 2003).



Şekil 2.5. Tuz stresinin bitki büyümesi ve gelişmesi üzerine etkileri (Evelin ve ark., 2009).

Tuz stresinin bitki büyüme ve gelişmesi üzerindeki olumsuzluklarının etki derecesi; bitki türü ve çeşidine, uygulanan tuzun konsantrasyonu ile çeşidine, tuza maruz kalma süresine ve bitki türlerinin tuza dayanımlarına bağlı olarak değişmektedir (Dajic, 2006). Tuza dayanımı fazla olan bitkilerde yüksek tuz konsantrasyonuna sahip koşullarda bile verimde önemli azalmalar görülmezken, tuza dayanımı fazla olmayan bitkilerde düşük tuzluluk koşullarında bile önemli azalmalar görülebilmektedir (Yurtseven ve ark., 1996). Bitkilerin dayanabileceği tuz konsantrasyon kapasiteleri sabit değerlerle belirlenemediğinden daha önce maruz kaldığı tuz konsantrasyon değerlerine kıyasla tahminler yürütülmektedir (Tanji, 1990). Tuz toleransı, yüksek tuz konsantrasyonuna sahip toprak çözeltisinde bitkinin normal büyüme ve gelişme sürecini tamamlayabilmesi, yani tuzun olumsuz etkilerine dayanma kapasitesidir. Toprakların tuzluluk seviyelerine göre bitkilerin verdikleri tepkiler Tablo 2.4.' de verilmiştir (Aydemir, 1992). Bitkiler tuza tolerans kapasitelerine göre halofitler (tuzcul bitkiler) ve glikofitler olmak üzere ikiye ayrılmaktadır. Halofitler (tuzcul bitkiler), 300-400 mM gibi yüksek tuz konsantrasyonuna sahip topraklarda büyüme ve gelişmelerini tamamlayabilen bitki türleridir. Glikofitler ise 100-200 mM gibi düşük tuz konsantrasyonuna sahip topraklarda bile canlılıklarını sürdüremeyen bitki türleridir (Zhu, 2007). Ayers ve Westcot (1989), bitkileri tuz stresine karşı

gösterdikleri dayanıklılık derecelerine göre yüksek derecede tolerant (arpa, şeker pancarı, pamuk, buğday), orta derecede tolerant (mısır, ayçiçeği, yulaf, çeltik) ve hassas (mercimek, bezelye, fasulye) olmak üzere sınıflandırmışlardır.

Tablo 2.4. Toprakların tuzluluk derecelerine göre bitkilerin verdikleri tepkiler (Aydemir, 1992).

Tuzluluk sınıfı	Tuzluluk derecesi (EC dS/m)	Bitkilerin verdikleri tepki
Çok az tuzlu	0-2	Tuzluluk etkisi ihmal edilebilir
Az tuzlu	2-4	Çok duyarlı bitkilerde büyüme ve gelişme azalabilir
Tuzlu	4-8	Birçok bitkinin büyüme ve gelişmesi durur
Çok tuzlu	8-16	Tuza tolerant bitkilerin büyüme ve gelişmeleri normaldir
Aşırı tuzlu	>16	Tuza yüksek tolerat birkaç bitki ürün verebilir

Levitt (1972), strese dayanıklı olan bitkilerin sakınma (kaçınma) ve tolerans mekanizalarına sahip olduklarını belirtmiştir. Bitkilerin tuzluluk stresine karşı geliştirdikleri adaptasyon mekanizmaları Şekil 2.6.' da görülmektedir. Sakınma mekanizması sayesinde bitkiler tuzluluk stresinin olumsuz etkilerine karşı uyum mekanizmaları geliştirmiştir (Marschner, 1995; Glenn ve ark., 1999; Güneş ve Alpaslan, 2000). Bitkilerde tuzluluk stresinden ilk etkilenen kök çevresindeki hücreler, artan tuz konsantrasyonuna karşı geçirimsizlik gösterir. Pasif olarak tuzu hücre içine almazlar. Bu sayede tuza dayanıklı bitkilerde hücre içindeki tuz konsantrasyonu sabit kalır (Karadavut, 1997). Diğer bir mekanizma ise enerji harcanarak yani aktif olarak gerçekleştirilen, Na iyonlarının hücreden dışarıya pompalanarak atılmasıdır (Yang ve ark., 1990). Tuza dayanımı yüksek olan bitkilerde bu mekanizma ya tuz iyonlarının kök hücrelerinden dışarıya atılımı ya da yaşlı yaprakların vakuollerinde bu iyonların biriktirilerek yaprak absisyonuyla uzaklaştırılması şeklinde gerçekleşmektedir (Karadavut, 1997). Diğer dayanıklılık mekanizması ise bitkilerin yüksek tuz stresi koşulları altında hızlı büyüme göstermeleridir. Bitkiler ortamdaki suyu absorbe eder, Na ve Cl iyonlarının konsantrasyonunu düşük tutarak birim hacimde alınan tuzu bünyelerinde seyreltir (Tal, 1983; Karadavut, 1997).

BİTKİLERİN TUZLULUĞA KARŞI TEPKİLERİ			
Tuzu dışlayan bitkiler		Tuzu içleyen bitkiler	
Tuzun olumsuz etkileri	Adaptasyon	Adaptasyon	Tuzun olumsuz etkileri
Su noksanlığı . Hücre genişlemesinin azalması . Protein sentezinde azalma . CO ₂ fiksasyonunda azalma	İçsel su noksanlığından kaçınma . Organik bileşiklerin sentezlenmesi . Yüzey alanını küçültme	Doku toleransı . Tuzların belirli kısımlarında yoğunlaşması . Uyumlu ozmotik bileşiklerin sentezlenmesi . Na'un K'un işlevini yürütmesi Yüksek iyon konsantrasyonundan kaçınma . İyonların floeme yüklenmesi . Dokuların su içeriğinin artırılması . Tuz salgılama . Yaprak dökme	İyon dengesizliği . Cl, Na toksisitesi . K, Ca noksanlığı

Şekil 2.6. Bitkilerin tuzluluğa adaptasyon mekanizmaları (Söylemezoğlu ve ark., 2010).

Bitkiler tuz stresi koşullarına uyum sağlayabilmek için ozmotik stres sonucu oluşan su noksanlığını giderici mekanizmalara ihtiyaç duyar (Marschner, 1995; Glenn ve ark., 1999; Güneş ve Alpaslan, 2000). Su noksanlığı sonucu bitkide turgor basıncı ve ozmotik potansiyel azalır. Ozmotik stresin giderilmesi ve bitkinin turgor kaybı yaşamadan büyüme ve gelişimini tamamlayabilmesine “ozmotik uyum” denilmektedir (Rains, 1972). Turner ve Jones (1980) bitkilerde ozmotik uyumu, çözünebilir maddelerin birikimi olarak tanımlamışlardır. Stres koşulları altında bitkilerin hücre ve organellerinde tuza toleransın artırılmasını sağlayan organik maddelerin üretimi (gliserol, sukroz, prolin, betain gibi) su potansiyelini düşürerek suyun bitkiye girişini sağlar (Marschner, 1995). Ozmotik uyum; kuraklık, su ve tuz stresi gibi su noksanlığı oluşturabilecek koşullara karşı bitkinin stomatal ve fotosentetik aktiviteleri, büyüme ve gelişimi, ürün verimlilikleri gibi yaşamsal faaliyetlerini sürdürebilmelerini sağlayan çok önemli bir mekanizmadır (Pesarrakli, 1999).

2.4. Tuz Stresinin Bitkiler Üzerindeki Genel Etkileri

2.4.1. Tuz stresinin bitki büyüme ve gelişimi üzerine etkisi

Tuzluluk, bitkinin morfolojik, biyokimyasal ve fizyolojik olmak üzere tüm metabolizmasını etkileyen çevresel bir olaydır (Levitt, 1980). Toprak çözeltisinde tuz konsantrasyonunun artması sonucu su potansiyeli, ozmotik potansiyel ve bitki köklerinin su alma yetenekleri azalır. Bu olaylar hücre bölünmesini ve uzamasını etkileyerek, bitkilerde kök ve gövdede hücre sayısının ve mitotik aktivitenin azalmasına neden olur (Bursens ve ark., 2000). Tuz stresi koşullarının devamı halinde bitki büyümesi tamamen durabilir (Ashraf, 1994). Tuz stresi koşullarına tolerans gösterebilen bitkilerde ise kloroz, nekrotik lekelenmeler, verim ve kalitede, büyüme ve gelişmede azalmalar görülmektedir (Hasegawa ve ark., 1986). Munns ve Termaat (1986) tuzluluğa en hassas bitki organın yaprak olduğunu bildirmiştir. Tuzun toksik etkisi ilk önce yaşlı yapraklarda görülmeye başlamaktadır (Mer ve ark., 2000). Bu toksik etki sonucu fotosentetik aktivite ve fotosentez ürünü olan asimilatların büyüyen dokulara iletimi azalmakta, büyüme sınırlanmaktadır. (Munns, 2000). Tuz stresi sonucunda bitkilerde yaprak alanı ve sayısında azalma, yaprak yüzeyinde bulunan kutikula tabakasında incelme görülmektedir (Wang ve Nil, 2000; Mohammad ve ark., 1998; Reddy ve Iyengar, 1999). Bitki stres altında yaprak alanını küçülterek transpirasyonla kaybedilen su miktarını en aza indirir. Bu sayede toprak nemi korunur, toprak çözeltisindeki tuz konsantrasyonunun artışı engellenir (Sekmen, 2009). Wang ve Nil (2000) tarafından *Amaranthus tricolor*' da yapılan bir çalışmada, uygulanan tuz konsantrasyonunun artışına bağlı olarak yaprak genişleme hızının azaldığını belirlenmiştir. Franco ve ark., (1997) kavunda yaptıkları bir çalışmada üç farklı tuz konsantrasyonu altında (2.5 (kontrol), 5.0, 7.5 dSm⁻¹) yetiştirdikleri bitkilerde, tuz konsantrasyonunun artışına bağlı olarak yaprak alanı ve meyve verimlerinde azalmalar meydana geldiğini bildirmişlerdir.

Tuz stresi altındaki bitki köklerinin su alma yeteneklerinin azalması sonucu kök gelişimi ve gövde uzamasında gerilemeler görülmektedir. Tuz stresine maruz kalmış bitkilerin boyları kontrol grubuna kıyasla küçük kalmakta, bodur bir yapı

sergilemektedir (Yakıt ve Tuna, 2006). Mısırdaki (Cramer ve ark., 1988) ve domateste (Snapp ve Shennan, 1994) yapılan çalışmalarda da kök büyüme ve gelişmesinin tuzluluktan olumsuz şekilde etkilendiği bildirilmiştir. Zaimoğlu ve Doğru (2016) ise yaptıkları çalışmada bazı mısır genotiplerinde tuz stresinin gövde büyümesini köklere göre daha belirgin şekilde inhibe ettiğini ve gövde büyümesinin tuza daha duyarlı olduğunu bildirmişlerdir.

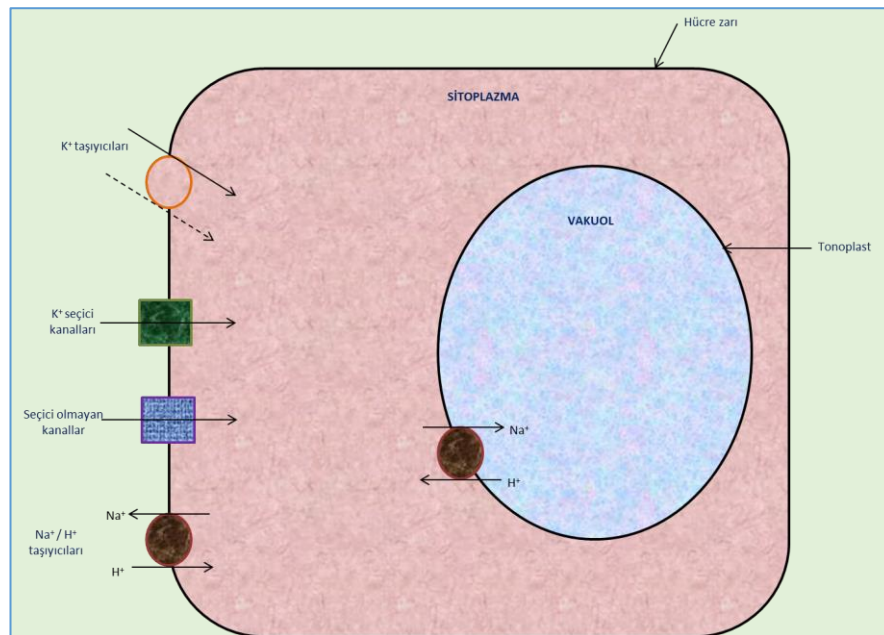
Bitkilerin tuz stresine erken fide döneminde çok daha duyarlı oldukları bilinmektedir. Dolayısıyla tuz stresinden en çok etkilenen tohum üretim safhası ve tohum verimidir (Khatun ve Flowers, 1995). Farklı tuz konsantrasyonları altında (1.2, 11.2 ve 24.9 dS/m⁻¹) Steppuhn ve ark., (2001) fasulye, bezelye ve buğday genotiplerini kullanarak tuzluluğun çimlenme ve verim üzerindeki etkilerini incelemişlerdir. Sonuç olarak tuz konsantrasyonunun artmasına bağlı olarak tüm genotiplerde çimlenme oranının azaldığını, ilk gelişme döneminde bezelyede bitki ölümlerinin gerçekleştiğini, toplam bitki ağırlığının azaldığını ve verimde % 40 oranında azalma olduğunu bildirmişlerdir.

Tuz stresi bitkilerde çeşitli organların taze ve kuru ağırlıkları üzerine de etki etmektedir (Hernandez ve ark., 1995; Dinar ve ark., 1999; Chartzoulakis ve Klapaki, 2000). Yapılan bir çalışmada tuz stresi uygulanan biber genotiplerinde tuzluluğun kuru madde ağırlığında azalmaya neden olduğu, bitki büyüme ve gelişmesinin engellendiği bildirilmiştir (Güneş ve ark., 1996). Domates bitkisinde yapılan bir çalışmada bitkiler serada kum kültüründe iki aylık bir süre boyunca 0 (kontrol), 35, 70 mM NaCl ile hazırlanan tam bir besin solüsyonu ile sulanarak yetiştirilmiştir. 35 mM'lık ve daha yüksek tuz uygulamalarının bitki kuru ağırlığını, bitki boyunu ve bitki yaprak sayısını azalttığı gözlenmiştir (Romero ve ark., 2001). Marcelis ve Van Hooijdonk (1999) tarafından turpta (*Raphanus sativus*) yapılan çalışmada tuz uygulamaları sonucu toplam bitki kuru ağırlığının azaldığı belirlenmiştir. Trajkova ve arkadaşları (2006), Na, Cl ve Ca tuzlarını kullanarak hıyar bitkisinin gelişimi üzerine yaptıkları bir çalışmada, her iki tuz stresi karşısında bitkilerin taze ve kuru ağırlıkları ile meyve verimlerinde azalma meydana geldiğini bildirmişlerdir.

2.4.2. Tuz stresinin bitkilerde su ilişkileri ve iyon miktarı üzerine etkisi

Bitkilerde uygulanan tuz konsantrasyonu arttıkça su potansiyeli ve ozmotik potansiyelin daha negatif değerlere sahip olduğu, turgor basıncının ise arttığı belirlenmiştir (Hernandez ve ark., 1995; Meloni ve ark., 2001; Khan, 2001; Romeroaranda ve ark., 2001; Ahmad ve ark., 2012). Böylece tuz stresinin bitkilerdeki ilk olumsuz etkisinin su alınımında azalma olduğu görülmektedir. Tuzluluğun bir diğer olumsuz etkisi ise Na^+ ve Cl^- konsantrasyonunun artışına bağlı olarak K^+ , Ca^{+2} ve Mg^{+2} gibi besin elementlerinin alınımının olumsuz etkilenmesidir (Parida ve Das, 2005; Kuşvuran ve ark., 2008). Na^+ ile diğer besin elementleri arasındaki antagonist etki sonucu iyon dengesi ve kök bölgesinde hücre zarı geçirgenliği bozulmakta, bitkide besin eksikliği görülmektedir (Fageria, 2001; Villora ve ark., 1997).

Na^+ iyonu için hücre zarında özel bir taşıyıcı bulunmamaktadır. Na^+ iyonunun hücreye girişi birkaç yolla gerçekleşebilmektedir Şekil (2.7.). Örneğin K^+ başta olmak üzere diğer besin elementleri ile rekabete girmesi sonucu depolarize olan hücre zarında bulunan KOR (Potassium Outward Rectifier) kanallarının açılması ile K^+ kanallarından, seçici olmayan kanallardan ya da Na^+/H^+ antiportları (taşıyıcıları) tarafından hücre içine Na alınımı gerçekleşebilmektedir (Munns ve ark., 2003; Debouba ve ark., 2006).



Şekil 2.7. Bitkilerde Na^+ iyonunun taşınma mekanizması (Amtmann ve Sanders, 1999)

Tuz stresi altında artan Na^+ iyonu konsantrasyonuna bağı olarak kök bölgesinde Ca^{+2} ve K^+ alınımının azaldığını Ghoulam ve ark., (2002) şeker pancarında, Lacerda ve ark., (2002) sorgumda ve Essa, (2002) soyada yaptıkları çalışmalarda bildirmişlerdir. $\text{Na}^+/\text{Ca}^{+2}$ ve Na^+/K^+ oranının yüksek olması bitkinin Ca^{+2} ya da K^+ iyonu alımına oranla Na^+ iyonu alınımının yüksek olduğu anlamına gelmektedir. K^+/Na^+ ya da $\text{Ca}^{+2}/\text{Na}^+$ oranının yüksek olması ise bitkinin Na^+ iyonu yerine K^+ ya da Ca^{+2} iyonunu tercih ettiği anlamına gelmektedir. Ca^{+2} ve K^+ iyonları bitkilerde tuzluluğun olumsuz etkilerini azaltıcı özellikleriyle bitkinin tuza toleransını belirleyici bir etmen olarak değerlendirilebilmektedir (Busch, 1995; Ehret ve ark., 1990). Wei ve ark., (2003) tuzlu koşullar altında tuza tolerant (Golden Promise) ve hassas (Maythorpe) olarak belirlenen iki arpa çeşidinde yaptıkları bir çalışmada tuza toleranslı olan genotipin Na^+ konsantrasyonunun hassas genotipe oranla daha az olduğunu; Golden Promise genotipinde K^+/Na^+ ve $\text{Ca}^{+2}/\text{Na}^+$ oranlarının yüksek olduğunu, bu durumun tuza toleransta etkili olduğunu bildirmişlerdir.

Kalsiyum (Ca) tuz stresinin zararlı etkilerine karşı bitkiyi koruyan esansiyel bir besin elementidir (Arshi ve ark., 2006). Tuz stresi altında dışarıdan uygulanan Ca^{+2} hücre zarının Na^+ iyonuna geçirgenliğini azaltmaktadır (Kaya ve ark., 2002). Cramer (2002), yaptığı bir çalışmada 71 mM oranında Na^+ etkisine maruz bıraktığı mısır bitkisine dışarıdan ilave olarak 12.5 mM oranında Ca^{+2} vermiş, sonuç olarak bitkinin strese karşı toleransının arttığını ve tuzluluktan daha az etkilendiğini belirtmiştir. Tuz stresi altında $\text{Na}^+/\text{Ca}^{+2}$ oranının artması ile hücre zarında Na^+ iyonları Ca^{+2} iyonları ile yer değiştirerek zar yapısının bozulmasına yol açar (Yokoi ve ark., 2002). Sitoplazmada serbest hale geçen Ca^{+2} iyonları sinyal molekülü durumunda olup stres olayının habercisidir (Yokoi ve ark., 2002; Lynch ve ark., 1989). Kalsiyum hücre zarı yüzeylerinde çeşitli protein ve lipitlerle bağ yaparak hücre zarının bütünsel yapısını korur, hücre pH' sını düzenler (Hirschi, 2004). Su kültüründe yetiştirilen pamuk bitkilerine NaCl ilave edildiğinde, bitki gelişimi ve kök büyümesinin tuzluluktan olumsuz yönde etkilendiği; ancak ortama kalsiyum ilave edilmesi sonucunda kök gelişiminin olumlu yönde etkilendiği bildirilmiştir (Cramer ve ark., 1988).

Tuz stresi altında K^+/Na^+ oranının yüksek olması bitki hücreleri tarafından K^+ iyonlarının alındığı anlamına gelmektedir. Potasyum, tuz stresi altındaki bitkilerde artmış olan turgor basıncının korunmasını sağlayarak bitkinin ozmotik dengesini korumaktadır (Blum, 1988; Greenway ve Munns, 1980). K^+ , protein sentezinde tRNA'nın ribozomlara bağlanmasında rol oynar (Sekmen, 2009). Karbohidrat metabolizmasında görev yapan pirüvat kinaz ve fosfofrukto kinaz enzimlerinin aktivite gösterebilmeleri yeterli miktarda K^+ ya ihtiyaç vardır (Lauchli ve Pflüger, 1978). Yeşil bitkilerin fotosentez mekanizmasında metabolik enerji kaynağı olan ATP'nin sentezlenmesinde K^+ 'nin önemli görevi vardır (Tester ve Blatt, 1989). K^+ bitki hücrelerinde ozmotik potansiyelin artmasını ve su girişini sağlamaktadır (Kacar, 2005). K^+ , transpirasyon ve stomaların açılıp kapanmasında da rol oynamaktadır. Ortamda yeterli miktarda su varlığında stoma hücrelerinde K^+ iyonu birikir, hücreler su alır, şişer ve stomalar açılır (Kacar, 2005). Ortamda yeterli miktarda su bulunmadığı durumda ise stoma hücreleri dışarıya K^+ pompalar, hücreler su kaybını önlemek amacıyla stomalarını kapatır. Sonuç olarak bitki hücreleri K^+ eksikliğinde su stresine girebilmektedir (Kacar, 2005). Genel olarak potasyumun enzimatik aktivite, fotosentez, turgor potansiyeli, hücre uzaması, toprak üstü ve toprak altı organlarının büyümesi, stoma hareketleri ve transpirasyonda önemli etkileri vardır (Tisdale ve ark., 1993; Marschner, 1995). Chow ve ark., (1990) tarafından yapılan bir çalışmada tuz stresi altında yetiştirilen ıspanağın gereksinim duyduğu K miktarının normal koşullara göre iki kat daha fazla olduğu bildirilmiştir. Tuz stresi altındaki mısır bitkisine dışarıdan uygulanan kalsiyum (Ca), magnezyum (Mg) ve potasyum (K), membran geçirgenliği ve oransal su içeriğinde artışına neden olmakta ve tuzun zararlı etkilerini azaltmaktadır (Yakit ve Tuna, 2006).

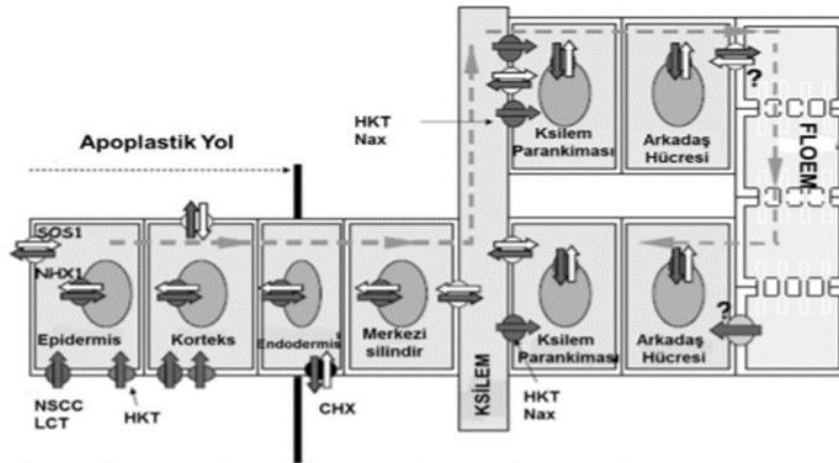
Tuzluluk koşulları altındaki bitkilerde Na^+ ve Cl^- iyonlarının yaşlı yapraklarda birikmesi bitkilerin gösterdikleri tolerans olarak kabul edilmektedir (Wolf ve ark., 1991). Potasyumun bitki dokuları tarafından alınımı hızlı ve fazladır (Aydemir ve İnce, 1988). Genç yapraklarda K^+ miktarı yaşlı yapraklara oranla daha fazladır ve K^+ , yaşlı yapraklardan genç yapraklara floem yoluyla taşınmaktadır (Wolf ve ark., 1991). Büyüme ve gelişme hızı düşen bitkilerde K^+ alınımı yavaşlar, turgor basıncı düşer sonuç olarak bitkilerde yana yatma görülür (Aydemir ve İnce, 1988). Kacar (2005)

potasyumun bitkilerde karbohidrat sentezini olumlu yönde etkileyerek ve bitki sapının daha güçlü gelişmesini sağlayarak yana yatmayı önlediğini bildirmiştir. Yapılan araştırmalar potasyumun bitkilerde sklerenkima hücrelerinin miktarının artmasına ve pamuk gibi kimi lif bitkilerinin hücre duvarlarının kalınlaşmasına olumlu etki yaptığını göstermiş; sonuç olarak bitki sapının güçlü bir şekilde gelişmesinin sklerenkima hücrelerinin miktarına ve hücre duvarı kalınlıklarına bağlı olduğu belirlenmiştir (Kacar ve Katkat, 1998). Potasyum, bitkileri hastalıklara ve zararlılara karşı korumaktadır (Kacar, 2005). Potasyum eksiliğinde karbohidrat metabolizması bozulmakta, yaprak ve sapsların dışı yakın hücrelerinin yapısında, selüloz ve lignin miktarı ve kütikula tabakasının kalınlığında azalmalar görülmektedir. Hücre duvarı kalınlığının azalması, gövde ve sap kısımlarının zayıf yapıya sahip olması bitkilerin hastalık ve zararlılara karşı dayanıklılığının azalmasına yol açmaktadır (Marschner, 1986). Yapılan bir çalışmada potasyum uygulamasıyla fungal hastalıkların % 70, bakteriyel hastalıkların % 69, böcek zararlarının % 63 ve viral hastalıkların ise % 41 oranında azaltılabileceği belirtilmiştir (Perrenoud, 1990). Potasyumun çeltik bitkisinde bakteriyel yaprak yanıklığı ve sap çürüklüğü, buğdayda kara pas, pamuk bitkisinde köşeli yaprak lekesi, çay bitkisinde kırmızı pas ve yem börülcesinde fide çürüklüğü hastalıklarına karşı direnç kazanmalarını sağladığı ve hastalıkların daha az görülmesine neden olduğu saptanmıştır (Tandon ve Sekhon, 1989). Potasyumun bir diğer faydası ise bitkilerin soğuğa (don) karşı dayanıklılığını artırmasıdır (Kacar, 2005). Don olayından zarar gören bitkilerde K^+ iyonu kayıplarının olduğu belirtilmiştir. Donma zararından sonra dokuların tekrar düzelebilmesi için kaybedilen iyonların (özellikle K^+) tekrar hücrelere pompalanması gerekir (Iswari ve Palta, 1989).

2.4.2.1. İyon homeostasisının düzenlenmesi ve SOS sinyal iletim yolunun düzenleyici etkisi

Tuz stresi altındaki bitkilerde canlılığın devam edebilmesi için iyon dengesinin sağlanması gerekmektedir (Borsani ve ark., 2003). Bu da uygun K^+/Na^+ oranı korunarak, sitoplazmadaki Na^+ konsantrasyonunun toksik seviyeye ulaşması önlenerek ve turgorun devamlılığı için hücrelere yeterli miktarda su girişi sağlanarak gerçekleşmektedir (Reinhold ve Guy, 2002).

Tuz stresinin ilk etkilenen kök bölgesinde artan Na^+ iyonunun kökten sürgüne ve sürgünden tekrar köke taşınımı Şekil 2.8.' de gösterilmektedir. Na^+ iyonunun köke girişi pasif olarak kolaylaştırılmış difüzyon ya da iyon kanalı taşıyıcıları olan HKT (yüksek afiniteli K^+ kanalları), LCT (düşük afiniteli katyon kanalları) ve NSCC (seçici olmayan katyon kanalları) ile gerçekleşmektedir (Apse ve Blumwald, 2007).



Şekil 2.8. Na^+ iyonunun kökten sürgüne ve sürgünden köke iletimi (Apse ve Blumwald, 2007'den modifiye edilerek alınmıştır).

Na^+ iyonunun toprak çözeltisinden sürgüne taşınımında ilk geçiş bölgeleri kök epidermisi ve korteks bölgesidir. Daha sonra simplastik yol ile merkezi silindire oradan da ksileme taşınmaktadır. Na^+ iyonları apoplastik yol ile de kaspari şeridinin bulunduğu endodermise, endodermisten de CHX (katyon/proton değiştirici) benzeri katyon/ H^+ taşıyıcıları ile merkezi silindire oradan da ksileme taşınır (Botella ve ark., 2005).

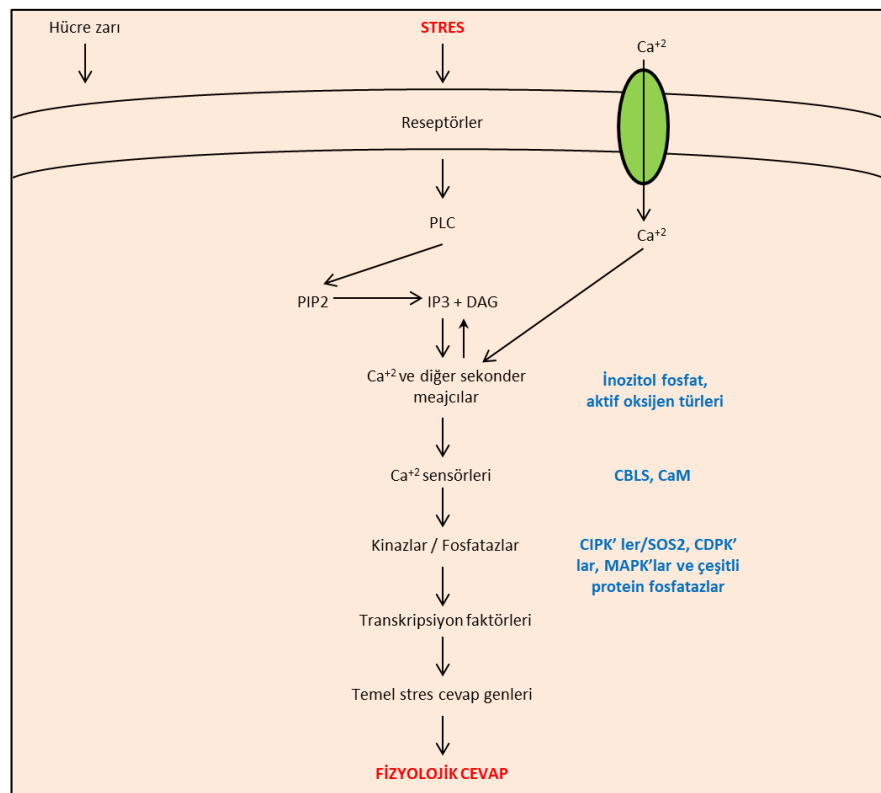
NHX (Na^+/H^+ taşıyıcıları) tarafından kök bölgesinden sürgüne taşınan Na^+ nın bir kısmı hücrelerin vakuollerinde depolanır. Bu sayede sürgüne taşınan Na^+ iyonu miktarı azalır. HKT ve Nax (Na^+ ya karşı seçici olmayan uniportlar) Na^+ nın ksilemden kök bölgesine geri dönüşünde rol oynamaktadır. Yapraklardaki Na^+ nın ksilemden parankima hücrelerine taşınımı NSCC kanalları aracılığı ile gerçekleşmektedir (Apse ve Blumwald, 2007).

Yapraklarda fazla biriken Na^+ *SOS1* (Na^+/H^+ taşıyıcıları) aracılığı ile ksilem ya da floem yolunu kullanılarak tekrar kök bölgesine gönderilebileceği gibi NHX (Na^+/H^+ taşıyıcıları) tarafından hücrelerin vakuollerinde biriktirilerek miktarı azaltılabilir (Botella ve ark., 2005).

Bitkilerde iyon homeostasisi (Na^+ ve K^+ iyon dengesi) ve tuz toleransının düzenlenmesi SOS (Salt Overly Sensitive) genlerine dayalı sinyal yolu tarafından düzenlenmektedir (Shi ve ark., 2002). SOS yolağı, *SOS1*, *SOS2* ve *SOS3* olmak üzere 3 bileşenden oluşmaktadır (Shi ve ark., 2002). *SOS1*, plazma membranı Na^+/H^+ antiporterini (taşıyıcısını) kodlamaktadır. 700' den fazla aminoaside sahiptir. Görevi, Na^+ ' nın algılanmasını, sitoplazmadan hücre dışına ya da kök çevresine taşınmasını sağlamaktır (Shi ve ark., 2002). Yüksek tuzluluk şartlarında *SOS1* ekspresyonu artarak, iyon dengesi ve tuz toleransı sağlanmış olur (Shi ve ark., 2002; Yokoi ve ark., 2002). *SOS2*, serin/treonin protein kinazı kodlamaktadır. *SOS2*' nin kinaz aktivitesi sayesinde tuz toleransını belirleyici etkisi bulunmaktadır (Zhu, 2001). *SOS3*, kalsiyum bağlayıcı proteini kodlamaktadır (Zhu, 2001).

SOS sinyal yolu intraselüler ve ekstraselüler ortamdaki aşırı tuz (Na^+ iyonu) birikiminden dolayı sitoplazmik Ca^{+2} seviyesindeki artış ile başlar (Sairam ve Tyagi, 2004). Ca^{+2} ' nın sitosoldeki artışı tuz toleransı ile ilgili sinyal yollarının uyarılmasını başlatır (Tuteja, 2007). Sinyal iletiminin başlıca bileşenleri; fosfolipit sinyali (Ca^{+2} , IP_3 , DAG, PA gibi), protein kinazlar (CDPK, MAPK gibi) ve fosfotazlardır (Bartels ve Sunkar, 2005). Bitkilerde stres faktörü, hücre membranlarında bulunan reseptörler tarafından algılanır (Şekil 2.9.). Fosfolipaz C (PLC) aktive olur. PLC, fosfotidilinositol 4,5 bifosfatın (PIP2) hidrolize edilmesi sonucu inositol 1,4,5 trifosfat (IP_3) ve diaçil gliserol (DAG) gibi ikincil mesajcıların üretilmesini sağlar (Mahajan ve Tuteja 2005). IP_3 ' ün görevi Ca^{+2} ' nın serbest bırakılmasını sağlamak, DAG' ın görevi ise protein kinazları aktive etmektir (Mahajan ve Tuteja, 2005; Zhu, 2002). Protein kinazlar, ozmotik stres adaptasyonunda rol oynayan önemli sinyal ileticilerdendir. Protein kinazlardan olan MAPK (mitogen activated protein kinase; mitojenle aktifleşen kinaz) ozmotik stres şartlarında ozmolit sentezi ve birikimini sağlayarak hücreyi stres hasarından korur, ozmotik dengenin yeniden düzenlenmesini sağlar (Bartels ve

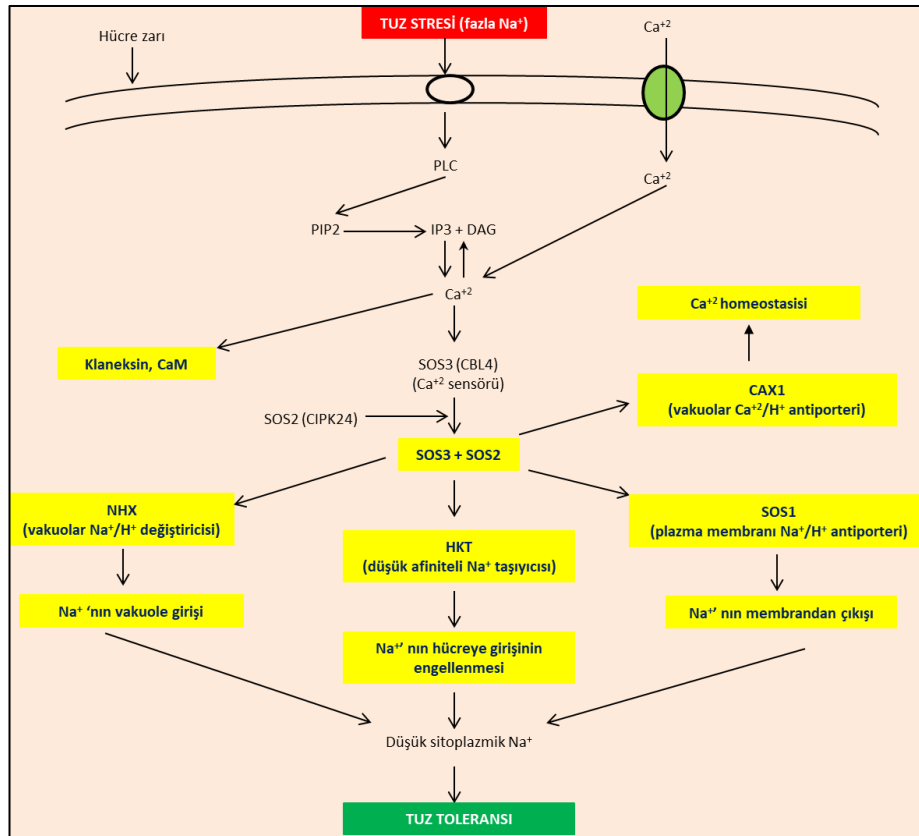
Sunkar, 2005; Gustin ve ark., 1998; Mahajan ve Tuteja, 2005). CDPK (calcium dependent protein kinases; kalsiyum bağımlı protein kinaz) ise, ozmotik stresin sinyal moleküllerinden biri olan kalsiyum sinyalinin iletilmesini sağlayan kinazlardır (Zhu, 2002). Sitosolik Ca^{+2} seviyesindeki artış Ca^{+2} sensörü olarak bilinen kalsiyum bağlayıcı proteinler (*SOS3*) tarafından algılanır. Bu sensörler bazı protein kinazlar ile etkileşime girerek onları aktive eder. Bunlar da temel stres cevap genleri veya bu genlerin transkripsiyon faktör kontrolleri ile etkileşerek strese fizyolojik cevabın oluşmasını sağlar (Mahajan ve Tuteja, 2005).



Şekil 2.9. Bitkilerde stres sinyalinin algılanması ve iletilmesi yolundaki önemli bileşenler (Mahajan ve Tuteja, 2005'den değiştirilerek alınmıştır).

Tuz toleransında önemli rol oynayan iyon taşıyıcılar aşırı Na^{+} nın hücrede birikimini 3 farklı mekanizma ile engeller. Bunlar; Na^{+} taşıyıcıları ile Na^{+} nın bitkiye girişinin ve hücre içine geçişinin sınırlandırılması, Na^{+} nın vakuolde biriktirilmesi ve sitozolik Na^{+} nın membran Na^{+}/H^{+} taşıyıcıları ile hücre dışına veya apoplasta taşınmasıdır (Bartels ve Sunkar, 2005) (Şekil 2.10.). *SOS3* ve *SOS2* kompleksi, HKT1 (sodyum girişi taşıyıcısı) proteinini inaktive ederek bu genin ifadesini azaltır. Böylece Na^{+} nın hücreye girişi engellenmektedir (Tuteja, 2007). *SOS2*' nin, NHX (Na^{+}/H^{+} antiportu)

ile etkileşmesi sonucu NHX aktive olur. Aşırı Na^{+} nın vakuolde birikmesi sayesinde iyon dengesi sağlanır (Tuteja, 2007). *SOS3* ve *SOS2* kompleksi *CAX1*' in ($\text{Ca}^{2+}/\text{H}^{+}$ antiportu) aktivitesini gerçekleştirerek sitozolde tekrar Ca^{2+} dengesinin kurulması sağlanır (Tuteja, 2007).



Şekil 2.10. Tuz toleransı ile ilgili yollar ve SOS tarafından iyon (örn; Na^{+} , K^{+} ve Ca^{2+}) homeostasisinin düzenlenmesi (PIP2: Fosfotidilinositol bifosfat; IP3: İnositol trifosfat; DAG: Diaçilgliserol; CaM: Kalmodulin) (Tuteja, 2007' den modifiye edilerek alınmıştır).

2.4.3. Tuz stresinin fotosentez üzerine etkisi

Bitki büyüme ve gelişiminin devamlılığı için en önemli fizyolojik işlev fotosentez olayıdır. Biyokütle üretimi sonucu meydana gelen büyüme, net fotosentezin bir ölçüsüdür. Bu nedenle büyümeyi etkileyen tüm çevresel faktörler fotosentezi de olumsuz yönde etkilemektedir (Parida ve Das, 2005).

Fotosentez olayı iki aşamada gerçekleşmektedir. Bunlardan ilki gelişmiş bitkilerde kloroplastların tilakoid membranlarında meydana gelen elektron taşınım safhasıdır.

Işık enerjisi, tilakoid membranlar üzerinde bulunan pigment protein kompleksleri, FS II, sitokrom b₆f kompleksi, FS I ve ATPaz kompleksi yardımıyla kimyasal enerjiye dönüştürülür. İkinci aşama kloroplastların stromasında meydana gelen ve heksoz şekerlerin sentezini sağlayan CO₂ fiksasyon safhasıdır.

Bitkilerde, tüm çevresel stres faktörleri fotosentetik pigment miktarında, bu pigmentlerin ışık enerjisini absorblaması ile başlayan primer fotokimyasal olaylarda, tilakoid membranların ve üzerindeki birimlerin yapısal organizasyonunda, elektron taşınım ve CO₂ fiksasyon reaksiyonlarının hızlarında meydana gelen değişimler aracılığıyla algılanır (Biswal ve ark., 2011; Mittal ve ark., 2012).

Tuzluluğun artışı ile fotosentezdeki azalma stoma kapanması (Sibole ve ark., 1998), protein konsantrasyonunda azalma (Sibole ve ark., 1998), fotosentetik pigmentlerin miktarındaki azalma (Sultana ve ark., 1999) ve iyon konsantrasyonlarındaki değişimler (Khan ve Ungar, 1997) ile ilişkilidir. Tuz stresi sonucu ozmotik basınç artarak bitki hücrelerinin topraktan su alma yetenekleri azalır. Bitkiler bu durumda transpirasyon ile su kaybını önlemek için stomalarını kapatır. Stomaların kapanması transpirasyonu engelleyerek stoma iletkenliğinin azalmasına neden olur (Munns ve Tester, 2008). Stoma iletkenliğinin azalması ile kloroplastlara giren CO₂ miktarı sınırlandırılır ve asimilasyon hızı azalır (Degl'Innocenti ve ark., 2009). Karbon asimilasyonundaki bu azalmanın sebebi, tuz iyonlarının yapraklarda birikim göstermesi sonucu ortaya çıkan sodyum ve klor toksisitesidir (Munns ve Termaat, 1986). Özet olarak tuz stresi altında net CO₂ fiksasyonunun azalmasının nedenleri; su noksanlığı, stomaların kapanışı, apoplastta tuzun birikmesi ve mezofil hücrelerinin turgorunu kaybetmesi veya tuz iyonlarının doğrudan toksisitesidir (Karanlık, 2001; Yaşar, 2003). Kurban ve arkadaşları (1999), tuz stresi uygulanan bitkilerde stomaların iletkenlik derecesi ve yaprak dokularındaki CO₂ konsantrasyonunun kontrol bitkilerine göre daha düşük olduğunu belirlemişlerdir. Dut bitkisinde ise tuz stresi koşullarında net CO₂ asimilasyon hızı, stoma iletkenlik derecesi ve transpirasyon hızının azaldığı tespit edilmiştir (Agastian ve ark., 2000).

Tuz stresinden en belirgin şekilde etkilenen organel kloroplasttır (Koyro, 2002). Tuz stresi sonucu kloroplast tilakoidlerinde ve stromada şişme görülmektedir. NaCl' nin bulunduğu koşullarda kloroplastların oluşumunda rol oynadığı AOT' ler oksidatif stres oluşumuna ve oluşan OH⁻ (hidroksil radikali) ile H₂O₂ (hidrojen peroksit), tilakoidlerin şişmesine ve yapılarının bozulmasına yol açar (Hernandez ve ark., 1995; Miyake ve ark., 2006). Tuz stresi uygulanan patates bitkisinin mezofil hücrelerinde, kloroplastlardaki tilakoid membranların şiştiği, yüksek tuz konsantrasyonlarının ise tilakoidlerin tamamen parçalanmasına neden olduğu rapor edilmiştir (Mitsuya ve ark., 2000). Tuz stresi domates bitkisinde kloroplastların agregasyona uğramasına, hücrel membranların yapısal olarak bozulmasına, grana ve tilakoidlerin yok olmasına neden olmuştur (Khavarinejad ve Mostofi, 1998). NaCl, çeltik bitkilerinde tilakoidlerin şişmesine, lipid damlacıkları ile polisakkarit tanelerinin birikimine ve granalarda yapısal bozulmalara neden olmaktadır (Rahman ve ark., 2000). Bunların nedenleri, tuz stresinin konsantrasyonunun artmasına bağlı olarak kloroplastlarda nişasta parçalayan enzimlerin zarar görmesi, tuzluluğu tolere edebilmek üzere metabolik enerji ihtiyacını karşılamak amacıyla enerji kaynağı olarak lipid damlacıklarının biriktirilmesidir (Rahman ve ark., 2000).

Yüksek tuzluluk koşulları bitkilerin klorofil yapısını da bozmaktadır (Ashraf ve Harris, 2004). Klorofil içeriğindeki azalma tuzun membran kararlılığı üzerine olumsuz etkilerinden, klorofil degradasyonunda artma veya klorofil sentez hızındaki azalmadan kaynaklanabilmektedir (Ashraf ve Bhatti, 2000; Santos, 2004). Chutipaijit ve ark., (2011) tuz stresi altındaki bitkilerde klorofil miktarında meydana gelen değişimlerin, hücrel metabolizma olayları için duyarlı bir indiktor olarak kullanılabileceğini ileri sürmüştür. Çiçek ve Çakırlar (2002) mısırdaki, Gadallah (1999) ise bakla bitkisinde tuz stresi altında yaprakların klorofil içeriğinde azalmalar olduğunu bildirmişlerdir. Biber bitkisi kullanılarak yapılan diğer bir çalışmada da tuz stresi altındaki bitkiye dışarıdan uygulanan KNO₃ (potasyum nitrat) bileşiğinin, yaprak ve köklerde potasyum ve klorofil içeriğini artırdığı ve stres faktörlerinin olumsuz etkilerini azalttığını bildirmişlerdir (Kaya ve Higgs, 2003). Ashrafuzzaman ve ark., (2000) tuz stresinin bitkilerin pigment içeriğini azalttığını bildirmişlerdir. Yeo ve Flowers (1983) ise tuzlu şartlarda potasyum uygulamasının genç bitki yapraklarında klorofil miktarını

arttırdığını, bu artışın pigment sentezinin artmasından veya potasyumun klorofil içeriğindeki azalmayı yavaşlatmasından kaynaklanabileceğini bildirmişlerdir.

2.4.4. Tuz stresinin ozmolitler (uyumlu çözünenler) üzerine etkisi

Daha önce de belirtildiği gibi tuz stresi bitkilerde iyon toksisitesi ve ozmotik strese neden olmaktadır. Ozmotik stres, bitkinin topraktan yeterli miktarda su almasını engelleyerek su noksanlığına yol açar. Bu durumda bitkinin turgorunda azalma olmadan büyüme ve gelişmesini sürdürebilmesine ozmotik uyum (çözünebilir madde birikimi) denir (Rains, 1972). Gabor ve ark., (1986) ile Weimberg (1986) ozmotik uyumu, bitkilerin tuz ya da su stresine karşı ozmolitleri (iyonları, serbest amino asitleri ve çözünebilir şekerleri) aktif olarak biriktirmeleri sonucu yeniden ozmotik potansiyelin sağlanması olarak ifade etmişlerdir. Ozmolitler, düşük molekül ağırlığına sahip, hücre metabolizmasına zarar vermeyen, toksik olmayan ve bitki hücrelerinde molar konsantrasyonlarda biriken nötral maddelerdir (Djilianov ve ark., 2005). Bu maddeler normal şartlar altında hücrelerde aktif değilken, ozmotik stres altında sitoplazmada birikmektedir (Chen ve Murata, 2002). Ozmolitlerin başlıca görevleri; bitki hücrelerini dehidrasyona karşı koruma (Djilianov ve ark., 2005), ozmotik düzenleme, serbest oksijen radikallerinin neden olduğu oksidatif zararı azaltma (Hare ve ark., 1998), zar bütünlüğünü ve hücrel pH' yı koruma, azot depolama, fotosistem II kompleksi ile enzimlerin ve proteinlerin stabilizasyonunu sağlamadır (Chen ve ark., 2007; Vijayan, 2009). Ozmotik bileşikler; polioller (Orthen ve ark., 1994), çözünebilir şekerler (Kerepesi ve Galiba, 2000), amino asitler, amidler, imino asitler, proteinler, kuaterner amonyum bileşikleri ve poliaminlerdir (Khan ve ark., 2000) (Tablo 2.5.).

Tablo 2.5. Tuz stresine karşı hücre sitoplazmasında biriktirilen bileşikler ve başlıca fonksiyonları (Parida ve Das, 2005).

Grup	Spesifik Bileşik	Fonksiyonu
İyonlar	Sodyum, klor	Ozmotik düzenleme, Potasyum çıkışı
Pigmentler	Karotenoidler, antosiyaninler	Fotoinhibisyona karşı koruma
Polioller	Mannitol, Pinitol	Karbon kaynağı, ozmotik düzenleme, ozmoprotektan, FSII' nin fotokimyasal etkinliği, radikal temizleyici
Amino asitler	Prolin	Ozmotik düzenleme, Ozmoprotektan
Kuaterner aminler	Glisinbetain	Ozmoprotektan Tilakoid ve plazma membran bütünlüğünün korunması
Poliaminler	Spermin, spermidin	İyon dengesi, kromatinin korunması
Şekerler	Glukoz, fruktoz, sukroz Fruktanlar	Ozmotik düzenleme Ozmoprotektan, karbon kaynağı
Proteinler	Ozmotin Süperoksit dismutaz, katalaz	Patojenez ilişkili proteinler Ozmoprotektan Radikal detoksifikasyonu

2.4.4.1. Tuz stresinin çözünebilir karbohidratlar üzerine etkisi

Karbohidratlar, dünyada en bol bulunan biyomoleküllerdir. Her yıl, fotosentez ile birlikte 100 milyar tondan fazla CO₂ ve H₂O, selüloz ve diğer bitki ürünlerine dönüştürülür (Nelson ve Cox, 2004). Şeker ve nişasta gibi belirli karbohidratlar temel besin maddeleridir. Karbohidrat polimerleri, bakteri ve bitkilerin hücre duvarlarında, hayvanların bağ dokularında yapısal ve koruyucu elemanlar olarak, iskelet eklemlerini kayganlaştırmada, hücreler arası yapışmada görev alır. Daha kompleks karbohidrat polimerleri, kovalent olarak proteinlere ya da lipitlere bağlanır. Glikokonjugatlar olarak adlandırılan bu kompleks karbohidrat polimerleri sinyal iletiminde rol oynar (Nelson ve Cox, 2004).

Tuz stresine maruz kalan bitkilerde çözünebilir karbohidratların birikimi (glukoz, fruktoz, sukroz, trehaloz ve fruktanlar gibi şekerler ve nişasta) artmakta ve CO₂ asimilasyon oranı azalmaktadır (Murakeozy ve ark., 2003). Yapılan araştırmalar, diğer organik bileşiklerle karşılaştırıldığında, şekerlerin tuz stresi altındaki glikofitlerde ozmotik potansiyelin düzenlenmesi konusunda yaklaşık % 50' lik bir paya sahip olduğunu göstermiştir (Cram, 1976). Çözünebilir karbohidratların stres altındaki bitkilerde birikimi ozmotik koruma, ozmotik düzenleme, karbon kaynağı ve radikal temizleyicisi olma gibi faydalar sağlamaktadır (Parida ve ark., 2002; Jang ve ark., 2003). Yapılan araştırmalar sonucu tuz stresi altındaki pirinç, soya, pamuk ve buğdayda sukroz ve nişastanın (Rathert, 1984; Dubey ve Singh, 1999; Kafi ve ark., 2003), *Pennisetum clandestinum* bitkisinde glukoz ve fruktozun (Muscolo ve ark., 2003) ve zeytinde glukozun (Tattini ve ark., 1996) ozmolit olarak biriktiği ortaya konulmuştur.

Trehaloz, çoğu bakteri ve fungus ile kuraklığa dayanıklı bazı yüksek bitkilerde bulunan parçalanmayan bir disakkarittir (Garg ve ark., 2002). Trehalozlar bazı stres koşullarında bitki hücrelerinde birikerek ozmotik koruyucu olarak görev yapmakta, bitkiyi stres koşullarından korumakta (Patrick ve ark., 2012; Hounsa ve ark., 1998), stres koşulları altında su kaybeden bitki hücrelerinde membran ve proteinlerin korunmasını sağlamakta (Garcia ve ark., 1997; Goddijn ve Van Dun, 1999), denatüre olmuş proteinlerin agregasyonunu azaltmakta (Singer ve Lindquist, 1998) ve apoptotik hücre ölümlerini baskılamaktadır (Yamada ve ark., 2003).

2.4.4.2. Tuz stresinin çözünebilir proteinler üzerine etkisi

Tuz stresi bitkilerde poliribozomların kaybolmasına, protein sentezi ve seviyesinin azalmasına, sonuç olarak bitkinin büyüme ve gelişmesinde, gen ifadesinde olumsuz etkilere yol açmaktadır (Artlip ve Funkhouser, 1995; Kong ve ark., 2005). Bitkilerde tuz stresi ile indüklenen birçok protein tanımlanmış ve iki farklı grup altında toplanmıştır (Mansour, 2000; Pareek ve ark., 1997). Bunlardan birincisi sadece tuz stresi koşulları altında sentezlenen “tuz stresi proteinleri”, diğeri de tuz stresi dışında yüksek ve düşük sıcaklık, kuraklık, sel, mineral madde eksikliği ve fazlalığı

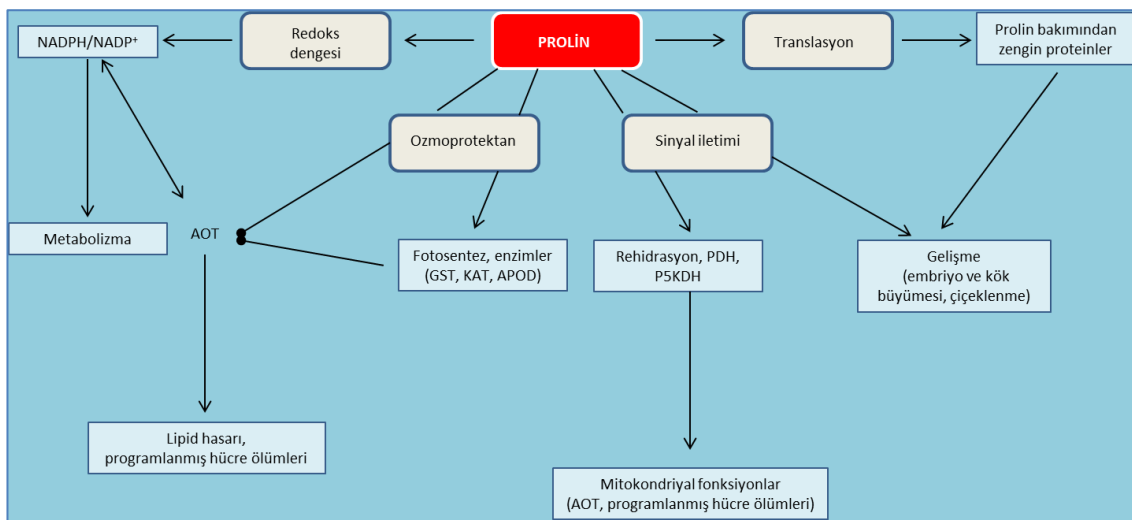
durumunda sentezlenen “stresle ilgili proteinler” dir. Çözünebilir proteinlerin stres altındaki bitkilerde birikimi azot kaynağı olma ve ozmotik düzenleme sağlaması açısından önemlidir (Singh ve ark., 1987). Tuz stresi koşulları altında yapılan bir çalışmada tütün bitkisinde belirlenen 26 kDa’ lık ozmotin adı verilen proteinin stres koşullarına cevap olarak sentezlendiği ve ozmotik düzenlemeyi sağladığı bildirilmiştir (Singh ve ark., 1987). Yıldız ve Terzi (2008), tuz stresi koşulları altında bitkide biriken proteinlerin stres koşullarına karşı savunma mekanizması oluşturabileceğini, bu proteinlerin miktarının azalması veya tamamen ortadan kaybolmaları durumunda bitkinin stresin üstesinden gelemeyerek duyarlılığının artmasına neden olabileceğini ileri sürmüşlerdir.

Stresle ilgili ve stres toleransı sağlayan proteinler ise LEA (Late embryogenesis abundant), ısı şoku proteinleri (hsp) ve moleküler şaperonlardır (Wang ve ark., 2003; Wang ve ark., 2004). Bu proteinler vejetatif dokularda normal şartlar altında ifade olmazken, stres koşulları altında indüklenerek, yapısal proteinlerin düzgün bir şekilde katlanmasını ve korunmasını, hücre fonksiyonlarının düzgün bir şekilde gelişmesini sağlamaktadır (Vinocur ve Altman, 2005). İlk olarak tohum embriyolarında tanımlanmış LEA proteinlerinin de bitkilerde stres savunmasında koruyucu etkilere sahip olduğu düşünülmektedir (Holmberg ve Bülow, 1998). LEA proteinleri hidrofilinler olarak adlandırılan hidrofilik protein grubunun üyesidir (Battaglia ve ark., 2008). LEA proteinleri suyu bağlama kapasiteleri sayesinde su noksanlığının olumsuz etkilerini azaltmada, (Sairam ve Tyagi, 2004), sitosolik iyon konsantrasyonunun düzenlenmesinde, zar yapısının korunmasında, yapısal olarak bozulan proteinlerin katlanmalarının engellenmesinde ve hücre bütünlüğünün sağlanmasında etkin görev almaktadır (Tunnacliffe ve Wise, 2007). Isı şoku proteinleri (hsp) ve bu proteinlerin bir grubu olan moleküler şaperonlar, proteinlerin katlanarak üç boyutlu hale gelmelerini (Henle ve ark., 1999), stres sonucu oluşan denatürasyonların ve agregasyonların artışıyla zararlı hale gelen polipeptidlerin ortadan kaldırılmasını sağlayarak, hücre dengesinin korunmasına yardımcı olur (Wang ve ark., 2004).

2.4.4.3. Tuz stresinin amino asitler ve amidler üzerine etkisi

Tuz stresi koşullarına maruz kalan bitkilerde aminoasitler (alanin, arjinin, glisin, serin), bir iminoasit olan prolin ve amidler (glutamin ve asparajin) birikmektedir (Mansour, 2000). Ayçiçeği (Ashraf ve Tufail, 1995), aspir (Ashraf ve Fatima, 1995), *Eruca sativa* (Ashraf, 1994) ve *Lens culinaris*' in (Hurkman ve ark., 1991) tuza toleranslı olan genotiplerinin yapraklarındaki toplam serbest amino asit miktarı, toleranslı olmayanlara göre daha fazla bulunmuştur.

Stres altındaki bitkilerde biriken en yaygın ozmolitlerden biri prolin dir. Prolin birikimi sadece bitkilerde değil aynı zamanda öbakterilerde, protozoalarda, denizel omurgasızlar ve alglerde de gözlenmiştir (Yordanov ve ark., 2000). Stres koşulları altında bitkilerde biriken prolinin, abiyotik streslerin olumsuz etkilerine karşı ozmotik dengeyi sağlama (Kadioğlu ve Terzi, 2007; Türkan ve Demiral, 2009), membranların, proteinlerin ve enzimlerin kararlılığını sağlama, serbest radikallerin temizlenerek hücre sel redoks potansiyelinin korunmasını sağlama (Vijiyan, 2009), sitoplazmadaki asitliği azaltma, metabolizmadaki uygun NADP⁺/NADPH oranını koruma (Hare ve Cress, 1997) ve DNA hasarlarının engellenmesinde görev aldığı düşünülmektedir (Lima-Costa ve ark., 2008) (Şekil 2.11.).



Şekil 2.11. Bitkilerde prolinin çok yönlü fonksiyonu (Szabados ve Savoure', 2009).

Yapılan çalışmalar, prolin birikiminin türe özgü bir karakter taşıdığını (Cavailari ve Huang, 1976) ve stres koşulları altında bitkilerde değişik miktarlarda biriktiğini (Hanson ve ark., 1977; Singh ve Rai, 1981; Aloni ve Rosenstrein, 1984; Bal ve ark., 1984) göstermiştir. Örneğin, tuz stresi altındaki birçok monokotil bitki türünde prolin birikimi yaygın olarak görüldüğü halde (Storey ve ark., 1977; Wyn Jones ve Storey, 1978) tuz stresi altındaki arpa bitkisinde prolin birikiminin gerçekleşmediği gözlenmiştir (Yamaya ve Matsumoto, 1989). Bokhari ve Trent, (1985) su stresi altındaki çim bitkisinde, Özdemir ve ark., (2004) ise tuz stresi altındaki pirinç bitkisinde prolin miktarlarında önemli derecede artış görüldüğünü bildirmişlerdir. Tuz stresine maruz bırakılmış şeker pancarında, tütünde, buğdayda, mısırdaki, susamda ve domateste de prolin içeriğinin arttığı tespit edilmiştir (Ghoulam ve ark., 2002; Niknam ve ark., 2004; Parida ve Das, 2005; Yakıt ve Tuna, 2006; Koca ve ark., 2007; Mohamed ve ark., 2007). Turan ve ark., (2009) mısır bitkisinde yaptıkları bir çalışmada 100 mM NaCl uygulayarak bitkileri tuz stresine maruz bırakmışlardır. Tuz uygulanan bitkilerde, kontrol bitkilerine oranla biyomas, fotosentez hızı, potasyum miktarı ve K^+/Na^+ oranı ile klorofil miktarında azalmalar gözlemlenirken, prolin konsantrasyonunda ise artış olduğu gözlemlenmiştir. Kaya ve ark., (2007) "Tempo F1" kavun çeşidinde 150 mM NaCl uygulaması ile dışardan potasyum nitrat ve prolin uygulamasının meyve verimi, bitki gelişim ve iyon alımı üzerindeki etkilerini incelemişlerdir. Tuz uygulaması bitki gelişimi, yaprak oransal su içeriği gibi parametrelerde azalmalara neden olurken, özellikle prolin uygulamasının Na^+ alımını azalttığı, ozmotik düzenlemeyi sağladığı, K^+ , N^+ ve Ca^{+2} alımını artırdığı bildirilmiştir. Prolin, stres koşullarının ortadan kalkmasıyla hızlıca degradasyona uğrar, oksitlenir ve oluşan ATP ile mitokondrial oksidatif fosforilasyonu destekleyen indirgenmiş ürünler stresin indüklediği hasarları azaltır (Hare ve Cress, 1997).

2.4.4.4. Tuz stresinin kuaterner amonyum bileşikleri üzerine etkisi

Kuaterner amonyum bileşikleri azot atomları tarafından metillenmiş olup başlıca çeşitleri; glisinbetain, β -alaninbetain, prolinbetain, kolin-o-sülfat, hidroksiprolinbetain ve pipekolatbetaindir (Mansour, 2000; Wyn Jones ve Storey, 1981; Rhodes ve Hanson, 1993). Bu kuaterner amonyum bileşikleri arasında tuz stresine maruz kalan bitkilerde

en yaygın olarak birikeni ise glisinbetaindir (GB) (Sakamoto ve Murata, 2002). Glisinbetain, bitkilerde sitoplazmada yer alan ozmolitlerden biri olup stres koşulları altında su dengesini koruyarak ve makromoleküllerin stabilizasyonunu sağlayarak bitkiyi stres zararlarından belli oranda korumaktadır (Flowers ve ark., 1997; Rontein ve ark., 2002). Glisinbetainin ıspanak, arpa, domates, patates, pirinç, havuç ve sorgum gibi birçok tarımsal bitki türünde strese cevap olarak birikim gösterdiği belirlenmiştir (Mohanty ve ark., 2002; Yang, 2003).

Glisinbetain, büyük ölçüde kloroplastlarda bulunmakta, tilokoid membranların, enzim ve protein komplekslerinin (FS II) korunmasını sağlayarak fotosentetik aktivitenin ve membran bütünlüğünün sürekliliğini sağlamaktadır (Sakamoto ve Murata, 2002; Yokoi ve ark., 2002). Glisinbetain, prolinen farklı olarak stres koşulları ortadan kalktığında hızlıca degradasyona uğramaz (Hare ve ark., 1998). Domateste tuz stresi altında embriyo gelişiminin araştırıldığı bir çalışmada, tuz uygulanan ortamlarda embriyo gelişimi engellenirken, tuzun yanında besin ortamlarına prolin ve glisinbetain ilavesinin embriyoların gelişimi üzerine olumlu etki yaptığı bildirilmiştir (Tıprıdamaz ve Karakullukçu, 1993). Araştırmacılar prolin ve glisinbetain gibi ozmolitlerin sentezinin artması (Khedr ve ark., 2003) ve lipid membranlarının oksidasyonunun azalması (Demiral ve Türkan, 2004) sonucu tuza toleransın geliştiğini belirtmişlerdir. Gadallah (1999), bakla bitkisi ile yaptığı çalışmada, tuzluluk kaynağı olarak NaCl ve CaCl₂ kullanmış, bitkilere tuzluluk esnasında dışarıdan sprey şeklinde prolin (8,7 µM) ve glisinbetain (8,7 µM) uygulamıştır. Sonuç olarak, prolin ve glisinbetain uygulanan bitkilerde, tuzluluktan kaynaklanan membran deformasyonunun daha az olduğu, K⁺ alımının arttığı, bunun yanında klorofil içeriğinde de artış olduğu gözlemlenmiştir. 50 ve 100 mM tuz konsantrasyonuna maruz bırakılan mısır bitkisinin kök bölgesine 10 mM konsantrasyonunda glisinbetain uygulanmış ve büyüme, yaprak nispi su içeriği, fotosentetik gaz değişimi ve FS II fotokimyası üzerine etkileri incelenmiş sonuç olarak; tuz stresinin büyüme, nispi yaprak su içeriği, net fotosentez hızı, stoma iletkenliği, evaporasyon oranı ve su kullanım etkinliğini azalttığını ancak glisinbetain uygulamasının bu parametrelerde iyileştirici etki yaptığı gözlenmiştir (Yang ve Lu, 2005).

2.4.4.5. Tuz stresinin polioller üzerine etkisi

Polioller stres altındaki bitkilerde ozmotik düzenleyici olarak tuz toleransında görev alan polihidrik alkollerdir. Bitkilerde oldukça geniş bir yayılım gösteren siklik ve asiklik yapıya sahip birçok polioller mevcuttur (Clark ve ark., 2003). Bitkisel dokularda en fazla rastlanan asiklik polioller mannitol, gliserol ve sorbitoldür. Siklik poliollerden de en fazla ononitol ve pinitol bulunur. Polioller de diğer ozmolitler gibi stres koşulları altında sitoplazmada birikerek ozmotik koruma, hidroksil radikallerini detoksifiye ederek, membranların ve enzimlerin oksidatif hasardan korunmasını sağlamaktadır (Smirnoff ve Cumbes, 1989; Shen ve ark., 1997; Ashraf ve Haris, 2004).

Mannitol, primer fotosentetik ürün olarak sentezlenmekte ve bazı bitki türleri tarafından metabolize edilmektedir (Conde ve ark., 2007). Mannitol reaktif oksijen türlerini yok etmekte (Elstner, 1987; Halliwell ve Gutteridge, 1985) ve böylece kuraklık stresindeki bitkilerde proteinleri oksidatif zarardan korumaktadır (Moran ve ark., 1994). Mannitolün bitkilerde yüksek tuz konsantrasyonlarını tolere etme yeteneğini artırdığı gösterilmiştir. Örneğin normal koşullarda mannitol sentezlemeyen ve biriktirmeyen tütün bitkisine bakteriyel mannitol-1-fosfat dehidrogenaz (*mtID*) geni verilmiş ve oluşturulan transgenik tütün yaprak ve köklerinde mannitol birikimi yaparak tuza tolerans kazanmıştır (Tarczynski ve ark., 1992). Tuz stresi altındaki yonca bitkisinde yapılan bir çalışmada pinitol ve ononitolün önemli düzeyde biriktiği, pinitolün de tuz stresine karşı toleransta katkı sağlayabileceği bildirilmiştir (Fougere ve ark., 1991).

2.4.4.6. Tuz stresinin poliaminler üzerine etkisi

Poliaminler iki ya da daha fazla amino grubu içeren polivalent bileşiklerdir (Ashraf ve Haris, 2004). Gelişmiş bitkilerde en yaygın olarak bulunan poliaminler putressin, spermidin, spermin ve kadaverindir (Mansour, 2000). Bu bileşikler biyolojik rolleri esas alınarak iki grup altında incelenir (Kuznetsov ve ark., 2002). Birinci grupta etkileri oksin ve giberellinlere benzerlik gösteren (hücre uzaması ve köklenme) putressin ve kadaverin bulunur (Walden ve ark., 1997). İkinci grupta ise sitokininler

gibi hücre bölünmesi, organogenesis ve senesens üzerinde etkili olan spermidin ve spermin bulunur (Galston ve ark., 1997; Hopkins, 1999). Poliaminler, protoplastların stabilizasyonunu, embriyogenesis boyunca hücre bölünmesinin aktivasyonunu, birçok bitki türünde senesensin geciktirilmesini (Genard ve ark., 1991), membran kararlılığının sürdürülmesini (Di Tomaso ve ark., 1989), ozmotik stres, mineral besin eksikliği, yüksek ve düşük sıcaklık stresi ve tuz stresi gibi çevresel streslerde koruyucu mekanizma sağlamaktadır (Bouchereau ve ark., 1999; Kakkar ve ark., 2000; Sairam ve Tyagi, 2004). Poliaminler hücre bölünmesi, DNA replikasyonu, hücre farklılaşması gibi birçok düzenleyici olayda ve sinyal iletiminde ikincil mesajcı olarak görev yapmaktadır (Galston ve Sawhney, 1990).

Poliaminlerin tuz stresi üzerindeki etkileri ile ilgili çalışmalara örnek olarak, tuza tolerant Pokali çeltiği ile tuza hassas çeltik karşılaştırıldığında tolerant Pokali çeltiğinin hassas olana göre oldukça yüksek miktarda poliamin biriktirdiği görülmüştür (Chattopadhyay ve ark., 2002). Bazı araştırmalarda da poliaminlerin tuza toleranslı ve duyarlı olan bitki türlerindeki birikim oranları karşılaştırılmıştır. Başka bir araştırmada tuz stresine duyarlı olan pirinç (Katiyer ve Dubey, 1990) ve domates (Aziz ve ark., 1998) bitkilerinde poliamin birikiminin daha belirgin olduğu ortaya çıkarılmıştır. Daha farklı stres tiplerinin de bitkilerde poliamin miktarında değişimlere neden olması, poliamin birikiminin sadece tuz stresine spesifik olmadığını göstermektedir (Mansour, 2000; Kakkar ve Rai, 1997).

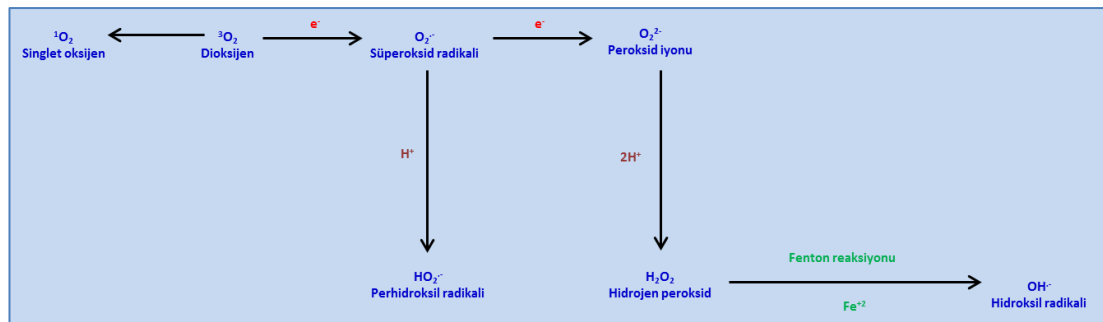
2.5. Bitkilerde Oksidatif Stres

Diğer aerobik organizmalar gibi bitkiler de etkili bir şekilde enerji üretebilmek için oksijene ihtiyaç duyar. Oksijen, fotosentez olayı sonucu suyun yapısından serbest hale geçmektedir. Ancak oksijenin varlığı hücresel yapıların ve reaksiyonların sürekli oksidatif bir tehdit altında olmasına da yol açmaktadır (Alscher ve ark., 1997). Bunun nedeni oksijenin serbest radikal olarak, temel durumda iken (O_2) taşıdığı eşlenmemiş iki elektronu ile başka moleküllerle kolayca elektron alışverişine girerek indirgenmesi ve aktif oksijen türlerini (AOT) oluşturmasıdır. Bitki hücrelerinde oksijenin suya tam olarak indirgenmesi gerekli enerjinin açığa çıkmasını sağlarken, oksijenin tam olarak

indirgenememesi ise oldukça reaktif olan ve DNA, proteinler ve lipidler gibi birçok makromoleküle zarar veren AOT'lerin oluşumuna neden olmaktadır (Dat ve ark., 2000). Normal şartlar altında AOT'ler, bitki hücrelerinde metabolizma sonucu az miktarda da olsa yan ürün olarak üretilir ve çeşitli antioksidant savunma mekanizmaları ile detoksifiye edilir (Foyer ve Noctor, 2005). Ancak tuzluluk, UV radyasyonu, kuraklık, ağır metaller, aşırı yüksek ve düşük sıcaklıklar, besin eksikliği, hava kirliliği, herbisitler ve patojen saldırıları gibi biyotik ve abiyotik stres faktörleri AOT'lerin oluşum ve detoksifikasyon hızı arasındaki dengeyi bozabilir (Gill ve Tuteja, 2010). Bunun sonucunda antioksidant enzimlerin aktiviteleri azalır ve AOT'lerin sentez miktarında artışa yol açarak hücrel yapılar da bozulmalara neden olur (Breusegem ve ark., 2001).

Gelişmiş bitkilerde fotosentez olayı, kloroplastların tilakoid membranlarında gerçekleşmektedir. Bitkiler tuz, kuraklık gibi stres koşulları altında su kaybını en aza indirmek amacıyla stomalarını kapatır. Stomaların kapanması sonucu CO₂ fiksasyonu azalmaktadır. Stres koşulları altında mitokondri ve kloroplastlardaki solunumsal ve fotosentetik elektron taşınım reaksiyonları ile taşınan elektronlar hedef molekül yerine moleküler O₂'e aktarılmakta, sonuç olarak süperoksit radikali (O₂⁻), hidrojen peroksit (H₂O₂), singlet oksijen (¹O₂), perhidroksi radikali (HO₂⁻) ve hidroksil radikali (OH⁻) gibi toksik etkiye sahip AOT'ler oluşmaktadır (Asada, 1994; Foyer ve ark., 1994; Makela ve ark., 1999). Bu AOT'lerin kimyasal oluşum mekanizması Şekil 2.12.'de verilmiştir. Moleküler oksijen (O₂), stres koşullarının olmadığı biyolojik ortamlarda suyun (H₂O) oluşumuna kadar indirgenir. Stres koşullarının varlığında ise bulunduğu ortamdan bir elektron alarak süperoksit radikaline (O₂⁻) indirgenir. Süperoksit radikali, dış yörüngesinde fazladan, paylaşılmamış bir elektron bulundurur. Bu yüzden kararsız bir molekül olarak kabul edilir. Hücre içerisinde hareket yeteneği yoktur, bulunduğu yerde hasar oluşturur. Kendiliğinden ya da süperoksit dismutaz enzimi tarafından H₂O₂'ye indirgenir (Blokina ve Fagerstedt, 2010). Parvaiz ve ark., (2010) süperoksit radikalinin hem H₂O₂ kaynağı hem de geçiş metallerini indirgediği için önemli bir bileşik olduğunu bildirmiştir. H₂O₂, dış yörüngesinde fazladan bir elektron bulundurmadığından, kararlı bir moleküldür. Difüzyon mekanizması ile membranlardan geçerek hücrel yapılar da büyük oranda zararlara neden olur

(Blokhdna ve Fagerstedt, 2010). H_2O_2 , hücrede yüksek konsantrasyonlarda bulunduğunda oksitleyici etki göstererek programlanmış hücre ölümüne sebep olabilirken, düşük konsantrasyonlarda bulunduğunda ise sinyal molekülü olarak görev alabilir (Grant ve Loake, 2000; Caverzan ve ark., 2016). H_2O_2 oksitleyici özelliği ile, demir ve bakır gibi aktif metal iyonlarının varlığında süperoksit radikali ile birlikte Fenton veya Haber-Weiss reaksiyonları sonucu hücreler için en reaktif form olan hidroksil radikalinin oluşumuna yol açar (Halliwell, 1984). Bu özelliğinden dolayı hücre membranlarında lipid peroksidasyonunu başlatarak biyolojik sistemlerde zarara neden olacağından H_2O_2 'nin ortamdan uzaklaştırılması gerekir (Halliwell, 1984).



Şekil 2.12. Enerji transferi mekanizması ile farklı AOT'lerin oluşumu (Gill ve Tuteja, 2010).

2.5.1. Bitki hücrelerinde AOT'lerin oluştuğu bölgeler

2.5.1.1. Kloroplastlar

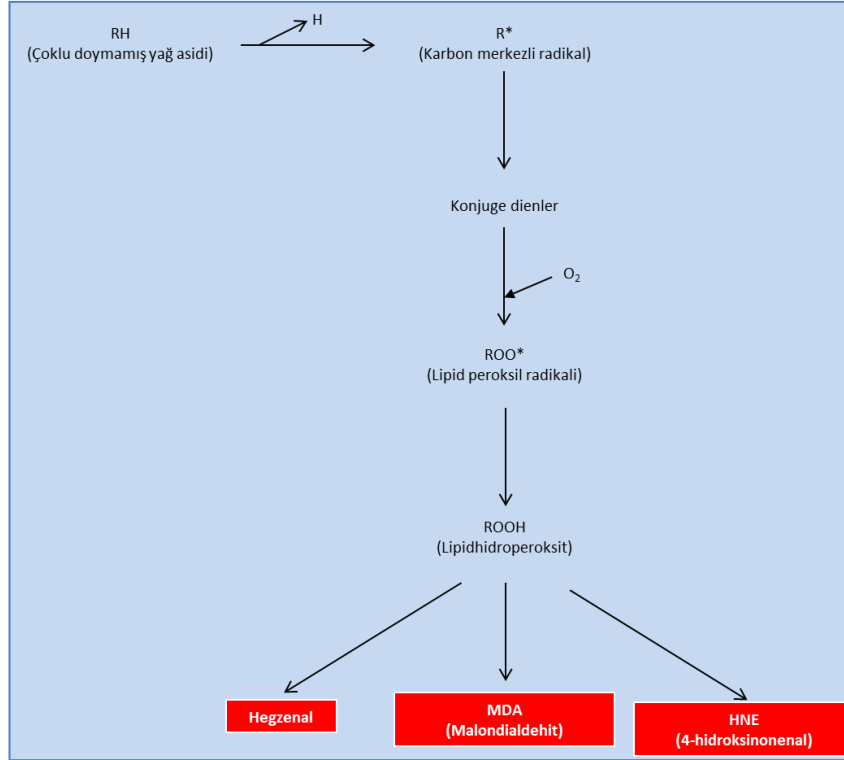
Stres koşulları altında fotosentezin CO_2 fiksasyon reaksiyonları yavaşlar. Bu durum NADPH molekülünün harcanma hızını ve fotosentetik elektron taşınım reaksiyonlarında, elektronların son alıcısı olan $NADP^+$ molekülünün rejenerasyon hızını kısıtlar. Ancak fotosentetik elektron taşınım reaksiyonları yüksek bir hızla gerçekleşmeye devam eder. Bu durumda sistemde taşınan elektronlar, ortamda yeterince $NADP^+$ molekülü bulunmadığı için ferrodoksin (Fd) aracılığıyla O_2 gibi alternatif alıcılara verilir ve böylece $O_2^{\cdot-}$ radikalinin oluşumu başlamış olur (Tausz ve ark., 2004). Bu reaksiyona "Mehler reaksiyonu" adı verilir (Wise ve Naylor, 1987).

2.5.1.2. Mitokondriler

Hücreler için enerji santrali olarak tanımlanan mitokondri organeli, stres koşullarında aktif oksijen türlerinin oluştuğu yerlerden biridir (Rasmusson ve ark., 2004). Mitokondriyal elektron taşınım sistemindeki bileşenlerden olan kompleks I ve kompleks III O_2^- radikali oluşumunun gözlemlendiği yerlerdir. O_2^- radikali daha sonra kendiliğinden ya da süperoksit dismutaz enzimi tarafından H_2O_2 ' ye indirgenir (Blokhina ve Fagerstedt, 2010). H_2O_2 , indirgenmiş demir veya bakır iyonları ile reaksiyona girerek (Fenton ve Haber-Weiss reaksiyonları) hücreler için toksik etkiye sahip OH^- radikalini oluşturur (Rhoads ve ark., 2006).

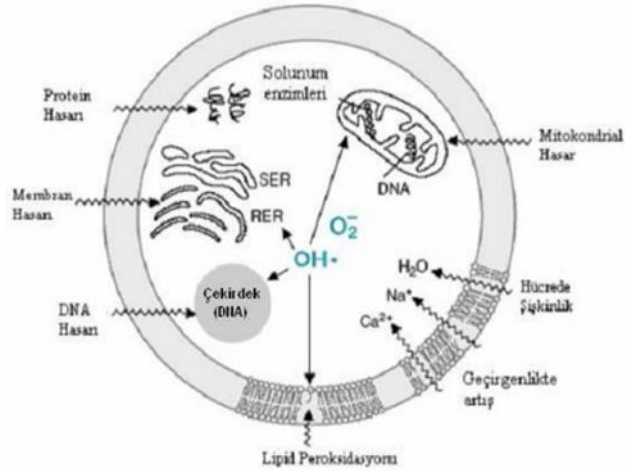
OH^- radikali, diğer AOT' lere göre daha reaktif olup (Jamei ve ark., 2009) DNA, karbohidratlar, lipidler ve proteinlerle etkileşime girerek oksidatif hasara yol açar (Blokhina ve Fagerstedt, 2010). Amino asitlerin, serbest oksijen radikallerine duyarlılık dereceleri farklı olmakla birlikte; sistein, sistin, metiyonin, histidin, triptofan ve tirozin amino asitleri AOT' lere karşı daha hassastır. AOT' ler proteinlerde çeşitli yapısal bozukluklara neden olmaktadır (Arıcıoğlu, 1994; Kaneko, 1980). AOT' leri DNA üzerinde kromozomal değişikliklere ve mutasyonlara yol açmaktadır (Arıcıoğlu, 1994; Comporti, 1993; Kaneko, 1980).

AOT' lerin en önemli etkisi, lipitler üzerine olan ve hücre membranlarında önemli hasara yol açan lipit peroksidasyonu olayıdır (Koyro, 2006) (Şekil 2.13.). Lipit peroksidasyonu, AOT' lerin varlığında membranlarda bulunan doymamış yağ asidi (RH) zincirinden bir hidrojen atomunun uzaklaştırılmasıyla başlar (Kour ve Perkins, 1991). Lipit radikali, oksijen ile reaksiyona girer ve lipitperoksil radikalini ($ROO\cdot$) oluşturur. Lipitperoksil radikali ($ROO\cdot$) diğer lipitlerle zincir reaksiyonu başlatır ve lipit hidroperoksitler ($ROOH$) oluşur (Kour ve Perkins, 1991). Lipit peroksidasyonun en önemli ürünü malondialdehittir (MDA) (Akkuş, 1995).



Şekil 2.13. AOT' lerine bağlı oluşan lipit peroksidasyonu ve ürünleri (Kanner ve ark., 1987; Estrerbauer ve ark., 1991' den değiştirilerek alınmıştır.)

Bitkilerde stres koşullarının olumsuz etkilerinin görüldüğü ilk yer olan hücre membranlarındaki lipit peroksidasyon olayı sonucu oluşan MDA (malondialdehit) stres parametresi olarak değerlendirilmektedir. Yapılan çalışmalarda stresle birlikte *Lycopersicon esculentum*' da (Krupa ve Baszynski, 1989; Quariti ve ark., 1997, Malik ve ark., 1992), *Triticum aestivum*' da (Vassilev, 2004), *Hordeum vulgare*' de (Gaur ve Grupa, 1994), *Brassica nigra*' da (hardal) (Nouairi ve ark., 2006; Halliwell ve Gutteridge, 1985) ve daha birçok bitkide MDA düzeyinin dolayısıyla lipit peroksidasyonunun arttığı gösterilmiştir. Oluşan MDA, hücre membranlarındaki iyon alışverişine etki ederek iyon geçirgenliğinin (Ca^{+2} , Na^{+}) artışına, enzimatik değişimlere, membran bütünlüğünün yok olmasına yol açar (Montillet ve ark., 2005). Hücre içerisinde Ca^{+2} iyonlarının artışı, protein ve lipitleri parçalayabilen proteaz ve fosfolipaz enzimlerini aktive eder (Halliwell ve Gutteridge, 1999). Sonuç olarak lipit peroksidasyonu, membran yapısına direkt veya oluşturduğu reaktif aldehyitlerle diğer hücre bileşenlerine indirekt olarak zarar veren geri dönüşümsüz bir olaydır (Onat ve ark., 2002) (Şekil 2.14.).



Şekil 2.14. Serbest radikallerin hücresel düzeyde etkileri (Onat ve ark., 2002).

2.5.1.3. Peroksizomlar

Peroksizomlar fotorespirasyon (ışık solunumu), glikolat metabolizması ve AOT'lerin oluşum ihtimalinin yüksek olduğu organellerdir (Hu, 2007). Mitokondri ve kloroplastlar gibi peroksizomlarda da normal metabolizma sırasında süperoksit radikali (O_2^-) meydana gelir. Peroksizomların iki farklı bölgesinde O_2^- radikali oluşturulur (delRio ve ark., 2002). Bunlardan birincisi peroksizom matriksidir. Burada ksantin oksidaz enziminin katalizlediği reaksiyon sonucunda, ksantin ve hipoksantin ürik aside dönüştürülür (Corpas ve ark., 2001). İkincisi ise peroksizom membranlarındaki NAD(P)H molekülüne bağımlı basit bir elektron taşınım sistemidir (delRio ve ark., 2002). Bunun dışında CO_2 solunumu esnasında peroksizomlarda $NADP^+$ oluşturulmasında, lipid katabolizmasının son ürünü olan yağ asitlerinin β -oksidasyonu sonucunda da H_2O_2 meydana gelmektedir (delRio ve ark., 2002).

2.5.1.4. Endoplazmik retikulum ve plazma membranları

Endoplazmik retikulumda bulunan mevalonik asit yolundaki hidroksilasyon reaksiyonlarını katalizleyen sitokrom P450 serbest radikallerin oluşmasına neden olmaktadır (Liu ve ark., 1999). Bu sistem doymamış yağ asitlerini ve ksantobiyotikleri okside edebilmekte, flavoprotein içeren sitokrom redüktazlar otooksidasyonla H_2O_2 ve O_2^- radikalini oluşturmaktadır (Kavas, 1989).

Plazma membranları fosfolipit, glikolipit, gliserit ve doymamış yağ asitlerini içermektedir. Serbest radikaller, hücrenin diğer organelleri ile reaksiyona girebilmek için plazma membranlarını geçerek lipit peroksidasyonuna ve hücre membranında iyon dengesinin bozulmasına yol açar (Niki, 1987).

2.6. Bitkilerde Antioksidant Sistem

AOT'lerin oluşmasını veya bunların ortaya çıkardığı toksik etkileri önleyen, serbest radikalleri yakalayan ve onları etkisiz hale getirme yeteneğine sahip olan maddelere antioksidant denir (Elliot, 1999). Bitkiler çeşitli stres koşulları altında dokularında biriken AOT'lerin zararlı etkilerinden kendilerini korumak için geliştirdikleri bu sisteme ise antioksidant sistem denir (Asada ve Takahashi, 1987; Ye ve ark., 2000). Antioksidant sistem enzimatik ve enzimatik olmayan bileşenlerden oluşur (Scandalios, 1997). Enzimatik bileşenler; süperoksid dismutaz (SOD), askorbat peroksidaz (APX), glutatyon redüktaz (GR), dehidroaskorbat redüktaz (DHAR), monodehidroaskorbat redüktaz (MDHAR), guaiakol peroksidaz (GPOD), glutatyon transferaz (GT), glutatyon peroksidaz (GPOX) ve katalazdır (KAT). Enzimatik olmayan bileşenler ise; askorbik asit (C vitamini), glutatyon, karotenoidler, flavonoidler ve α -tokoferoldur (E vitamini) (Scandalios, 1997).

2.6.1. Enzimatik Antioksidantlar

2.6.1.1. Süperoksid dismutaz (SOD)

Çeşitli çevresel stres faktörlerinin bitki dokularındaki AOT üretim hızını artırdığı, bu koşullarda SOD'nin bitki stres toleransında önemli bir kriter olduğu ve AOT'lerin toksik etkilerine karşı bitkilerde ilk savunma hattını oluşturduğu bilinmektedir. SOD enzimi süperoksit radikalini ($O_2^{\cdot-}$), hidrojen peroksit (H_2O_2) ve moleküler oksijene (O_2) çevirmektedir (Halliwell, 1994) (Denklem 2.1).

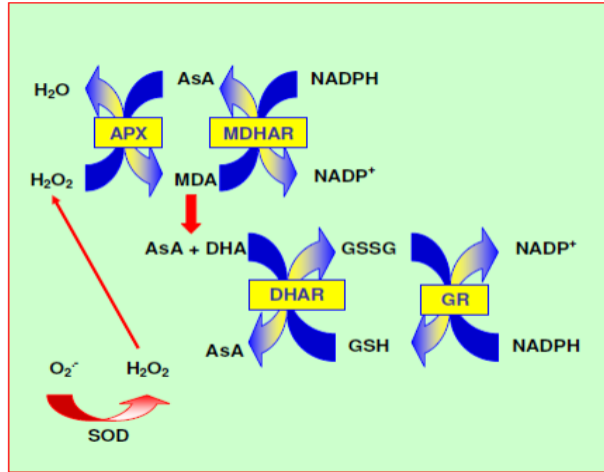


Bir metalo enzim olan SOD, mangan SOD (Mn-SOD), bakır-çinko SOD (Cu/Zn-SOD) ve demir SOD (Fe-SOD) olmak üzere içerdiği metal gruplarına göre üç farklı izozime sahiptir. Bu izozimlerden Fe-SOD kloroplastlarda, Mn-SOD mitokondri ile peroksizomda ve Cu/Zn-SOD ise kloroplast, peroksizom, sitozol ve hücreler arası boşlukta bulunur (Alscher ve ark., 2002). Stres koşulları altında SOD aktivitesinin artışı, oksidatif stresin olumsuz etkilerine karşı tolerans geliştirilmesinde önemli role sahiptir. Yapılan çalışmalarda tuz stresi altındaki nohut, mısır, çay, hardal ve dutta SOD aktivitesinde önemli bir artış olduğunu göstermektedir (Ahmad ve ark., 2008).

2.6.1.2. Askorbat peroksidaz (APX)

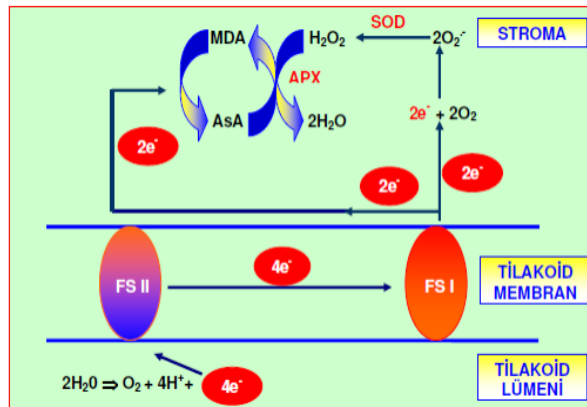
APX bitki hücrelerinde su-su döngüsü ve askorbat-glutasyon döngüsünde yer alan enzimlerden biridir ve indirgeyici olarak askorbatı kullanarak H_2O_2 detoksifikasyonu sağlar. Hücrenin farklı bölümlerinde beş farklı izozimi bulunmaktadır. Bunlar; kloroplastlardaki tilakoid membranlara bağlı olan (tAPX), glioksizom mebranlarına bağlı olan (gmAPX), kloroplast stromasında (sAPX), mitokondride (mitAPX) ve sitoplazmada (cAPX) çözülmüş olarak bulunandır (Noctor ve Foyer, 1998).

Askorbat-glutasyon döngüsünde (Şekil 2.15) bulunan enzimler APX, MDHAR, DHAR ve GR' dir. Bu enzimlerden APX, indirgeyici molekül olarak askorbatı kullanarak hidrojen peroksidi parçalarken; MDHAR ve DHAR enzimleri askorbatın rejenerasyonunu sağlar. Askorbatın rejenerasyonunun sağlanması için görev yapan enzimlerden MDHAR indirgeyici molekül olarak NADPH' yi, DHAR ise glutasyonu kullanmaktadır. Elektronunu vererek oksitlenen glutasyon ise GR enziminin katalizlediği bir reaksiyonla yeniden indirgenir (Bowler ve ark., 1992; Jimenez ve ark., 1998; Noctor ve Foyer, 1998).



Şekil 2.15. Askorbat-glutasyon döngüsü (O₂⁻, süperoksit radikali; SOD, süperoksit dismutaz; H₂O₂, hidrojen peroksit; APX, askorbat peroksidaz; AsA, askorbik asit, MDHA, monodehidro askorbik asit; MDHAR, monodehidroaskorbat redüktaz; DHA, dehidroaskorbik asit; DHAR, dehidroaskorbat redüktaz; GSSG, okside glutasyon; GSH, indirgenmiş glutasyon; GR, glutasyon redüktaz) (Mittler 2002' den değiştirilerek alınmıştır.).

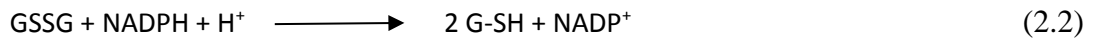
Diğer bir mekanizma da su-su döngüsüdür (Şekil 2. 16.). Bu olayda iki molekül suyun fotolizi sonucu ortaya çıkan dört elektron, FS II aracılığı ile FS I' e ulaştırılır. Bu elektronlardan iki tanesi, iki molekül O₂' yi indirgeyerek, iki molekül süperoksit radikalini oluşturur. Oluşan süperoksit radikalleri, SOD ile hidrojen perokside indirgenir. Hidrojen peroksit ise APX ile suya indirgenir. Bu reaksiyon sırasında oksitlenen askorbik asit de diğer iki elektronla yeniden indirgenir. Yani iki molekül suyun fotolizi ile oluşan dört tane elektron, yine iki molekül suyun oluşturulmasında kullanılmaktadır (Asada, 1999).



Şekil 2.16. Su-su döngüsü (FS II, fotosistem II; FS I, fotosistem I; SOD, süperoksit dismutaz; H₂O₂, hidrojen peroksit; APX, askorbat peroksidaz; MDHA, monodehidro askorbik asit; AsA, askorbik asit) (Asada, 1999).

2.6.1.3. Glutatyon redüktaz (GR)

Glutatyon redüktaz, flavin adenin dinükleotid (FAD) içeren sitozol ve mitokondride bulunan flavoprotein bir enzimdir. NADPH varlığında oksitlenmiş glutatyonun yeniden GSH (glutatyon)' ye dönüştürülme reaksiyonunu katalizler (Halliwell, 1994) (Denklem 2.2). Bu nedenle NADPH serbest radikal hasarını engellemek için gereklidir ve en önemli kaynağı heksoz monofosfat (pentoz fosfat) yoludur (Sen ve ark., 2010; Özkan ve Fışkın, 2004).



2.6.1.4. Katalaz (KAT)

Katalaz enzimi herhangi bir indirgeyiciye gereksinim duymadan H_2O_2 ' in H_2O ve O_2 ' ye dönüşümünü katalize eder (Limon-Pacheco ve Gonsebatt, 2009) (Denklem 2.3). Katalaz, büyük ölçüde peroksizomlar gibi hücre içi organellerde ve daha az olarak mitokondri ve endoplazmik retikulumda bulunurken, kloroplastlarda bulunmamaktadır (Parida ve Das, 2005).



Katalaz enzimi, diğer enzimatik antioksidantlar içerisinde en etkili olanıdır. Bir molekül katalaz enzimi dakikada yaklaşık 6 milyon H_2O_2 molekülünü su ve oksijene kadar parçalayabilmektedir (Gill ve Tuteja, 2010). Mısır bitkisinde, ayrı kromozomlar üzerinde yer alan, ekspresyon ve regülasyonları birbirinden bağımsız gerçekleşen katalaz enziminin CAT1, CAT2 ve CAT3 olmak üzere üç farklı izozimi vardır (Scandalios, 1990). Bu izozimlerden CAT1 ve CAT2 peroksizomlarda ve sitoplazmada, CAT3 ise mitokondrilerde bulunmaktadır (Scandalios, 1990).

2.6.1.5. Glutasyon peroksidaz (GPOX)

Glutasyon peroksidaz, hücrelerin sitoplazmasında bulunup H_2O_2 'den kaynaklanan oksidatif hasara karşı hücreleri koruyan, lipit peroksidasyonunun başlamasını ve gelişmesini engelleyen antioksidant özellikte bir enzimdir (Sen ve Chakraborty, 2011). Selenyuma bağımlı ve bağımsız olmak üzere iki çeşidi vardır. Selenyuma bağımlı olan glutasyon peroksidaz (Se-GPOX), hücreyi H_2O_2 ve lipit hidroperoksitlerin zararlı etkilerine karşı korumaktadır. Selenyuma bağımlı olmayan glutasyon peroksidaz (GST), lipit hidroperoksitlerini metabolize edebilmektedir (Cnubben ve ark., 2001; Reiter ve ark., 1995). Neto ve ark., (2006) tarafından mısır bitkisinin tuza duyarlı ve toleranslı genotiplerinde yapılan bir çalışmada 100 mM NaCl uygulanmış, her iki çeşidin yapraklarında SOD, APX, GPOX ve GR aktiviteleri kontrole kıyasla artmıştır ve enzim aktivitesindeki artışların toleranslı genotiplerde daha belirgin olduğu belirlenmiştir. KAT aktivitesi, toleranslı genotiplerde önemli artış göstermezken tuza duyarlı genotiplerde azalmıştır.

2.6.2. Enzimatik olmayan antioksidant moleküller

2.6.2.1. Askorbik asit (Vitamin C)

Askorbik asit (AsA, Vitamin C) suda çözünebilir bir vitamindir. Bitki hücrelerinde askorbik asit metabolizmasında en önemli rolü oynayan organel mitokondrilerdir. Mitokondriler, askorbik asit sentezinin yanı sıra, bu molekülün indirgenmiş formunun rejenerasyonundan da sorumludur (Szarka ve ark., 2007). Çünkü okside formdaki askorbik asit (dehidro askorbik asit; DHA), indirgenmediği takdirde çok kısa bir süre içinde parçalanabilir. Askorbik asitin temel görevi H_2O_2 'nin ve diğer serbest radikallerin zararlı etkilerinden hücreyi korumaktır. Askorbik asit indirgeyici bir rol oynayarak enzimatik ve enzimatik olmayan reaksiyonlar için gerekli elektronu sağlamaktadır. Yapraklardaki askorbik asit miktarı ile bitkilerin stres faktörlerine tolerans dereceleri arasında bir ilişki olduğu bildirilmiştir. Örneğin, yapraklarındaki askorbik asit miktarı yüksek olan tütün ve kavak bitkilerinde oksidatif stres hasarlarının azaldığı rapor edilmiştir (Aono ve ark., 1993; Foyer ve ark., 1994).

2.6.2.2. Glutasyon

Glutamin, sistein ve glisin amino asitlerinden oluşan ve bir tripeptid olan glutasyon, organizmanın tüm hücrelerinde bulunan ve AOT'lerin neden olduğu zararlara karşı korumada önemli bir antioksidanttır. Bitkilerde çoğunlukla indirgenmiş formda bulunan glutasyon; sitoplazma, endoplazmik retikulum, vakuol, mitokondri, kloroplast, apoplast ve peroksizomlar gibi birçok bölgede bulunabilir (Mittler ve Zilinskas, 1992; Jimenez ve ark., 1998). Glutasyon, çok yönlü fonksiyonu olan bir metabolittir. Başlıca fonksiyonları; bitkilerde sülfat taşınımını düzenleme, sinyal iletimi, metabolitlerin bağlanması, ksenobiyotiklerin yıkımı, amino asitlerin hücre içinde taşınımı (Onat ve ark., 2002), patojen direnci, apoptosis (programlanmış hücre ölümü) (Khan ve Singh, 2008), stres cevaplarıyla ilgili bazı genlerin ekspresyonu ve stres koşulları altında askorbat-glutasyon döngüsünde indirgenmiş askorbik asidin oluşumunu sağlamadır (Xiang ve ark., 2001; Mullineaux ve Rausch, 2005; Rausch ve Wachter, 2005).

2.6.2.3. α -Tokoferol (Vitamin E)

α -tokoferoller, kloroplastların tilakoid membranlarında bulunur. Hidrofobik özellikleri nedeniyle zarlara tutunan α -tokoferoller, buradaki çoklu doymamış yağ asiti zincirleri ile etkileşerek zar yapısının stabilizasyonunu sağlar (Smirnoff, 2005). Ayrıca α -tokoferoller sahip oldukları antioksidant özellikleri ile membranda bulunan fosfolipitlerin peroksidasyonunu ve hücre membranının zarar görmesini engellemektedir (Gey ve ark., 1991). Tokoferollerin bitkilerde bulunan dört farklı izomerinden (α -, β -, γ - ve δ -) sadece α -tokoferol sahip olduğu üç tane metil grubundan (Kamal-Eldin ve Appelqvist, 1996) ve radikallerin yok edilmesi, zincirin kırılması, baskılama, bozulan yapıların onarılması, endojen savunma sistemlerinin güçlendirilmesi gibi fonksiyonlarından dolayı en kuvvetli antioksidant olarak kabul edilmektedir (Dündar ve Aslan, 1999).

2.6.2.4. Karotenoidler

Karotenoidler, kloroplast ve kromoplast zarlarında bulunan sarı, turuncu ve kırmızı renkli yağda çözünen doğal renk maddeleridir (Bartley ve Scolnik, 1995). En yaygın olanı Vitamin A' nın öncül maddesi olan β -karotendir.

Karotenoidlerin bitkilerde üç görevi vardır. Bunlardan ilki absorblanan ancak kullanılmayan ve hücreye zarar verebilecek aşırı ışık enerjisinin ortama ısı olarak verilmesini sağlamaktır. Bunun dışında karotenoidler absorbladıkları ışık enerjisini klorofil pigmentlerine aktararak fotosentetik aktivitenin artmasına yardımcı olur. (Siefertman-Harms, 1987). Karotenoidler singlet oksijen (1O_2 ; tekli uyarılmış oksijen) gibi bazı AOT' leri detoksifiye ederek lipid peroksidasyonu yavaşlatabilir (Collins, 2001). Üçüncü görevleri ise tilakoid membran stabilizasyonunu sağlamaktır (Niyogi ve ark., 2001).

2.7. Mısır Hakkında Genel Bilgiler

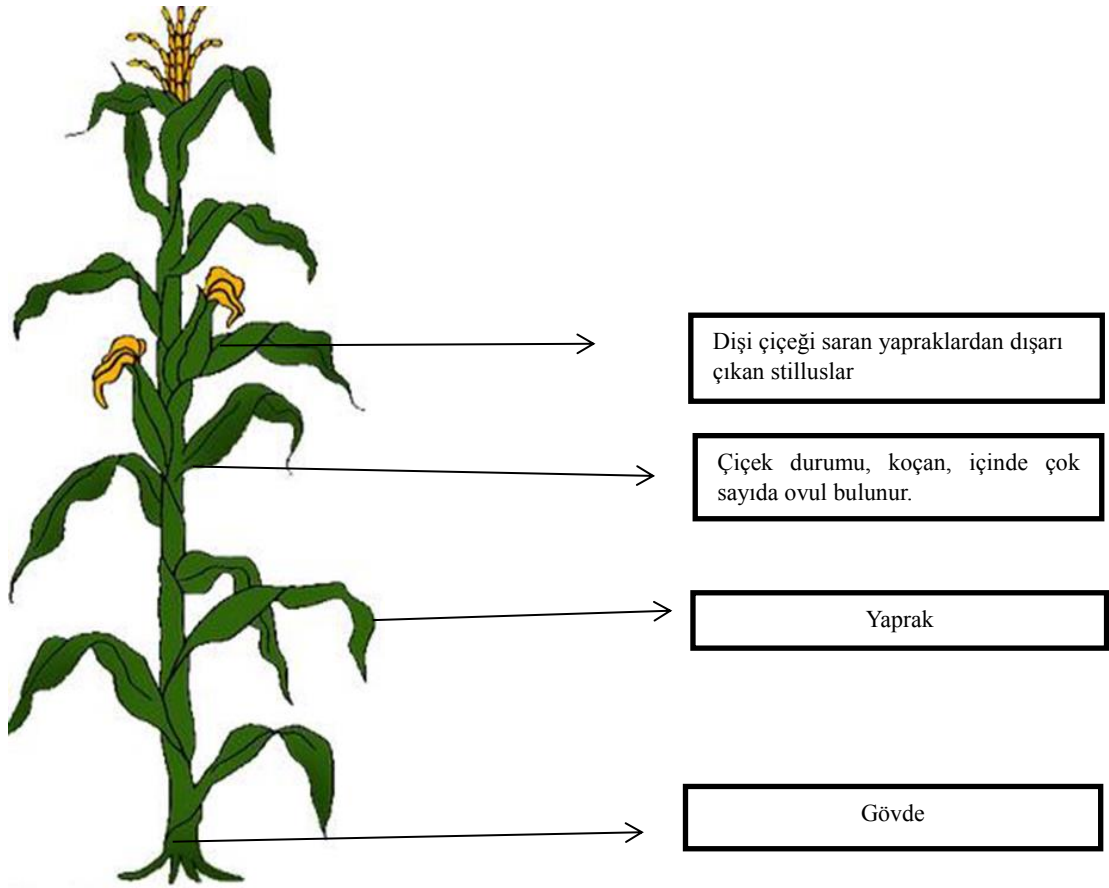
Mısır (*Zea mays* L.), kapalı tohumlular bölümünün (*Angiospermeae*), tek çenekliler sınıfına (*Monocotyledonae*) giren, buğdaygiller (*Poaceae*) familyasına ait $2n=20$ kromozoma sahip tek yıllık otsu bir bitkidir (Benson ve Pearce, 1987; Brenner, 1991).

Gelişmiş bir kök sistemine sahip olmasına rağmen esas kök sistemi, erken fide evresinde ilk yaprağın çıkışından sonra gövdenin toprak yüzeyinin 3-5 cm altındaki boğumlarından çıkan ek kök ve toprağın hemen üzerindeki birinci-üçüncü boğumlarından çıkan destek köklerden oluşur (Elçi ve ark., 1994; Kün, 1997).

Gövde sert ve diktir. Yaprak boyu 60-80 cm arasında, yaprak genişliği ise 5-15 cm arasında değişebilir. Yapraklar uzunluğuna paralel damarlı yaprak kını ve uzun bir yaprak ayasından oluşur. Yaprakları sapsız, geniş, uzun, üst yüzü tüylü, alt yüzü tüsüzdür. Kulakçık belirsizdir. Stomalar yaprak ayasının yüzeyinde daha fazla bulunur (Elçi ve ark., 1994; Kün, 1997). Erkek çiçekler gövdenin ucunda salkım şeklinde dizilmiş başakçıklarda toplanır. Çiçekler kavuz adı verilen yaprakçıklarla

örtülüdür. Dişi çiçekler, gövdenin alt ve orta kısımlarındaki yaprakların koltuğundan çıkan ve taşıyıcı yapraklarla örtülü olan, kalınlaşmış, çomak şeklinde bir eksen üzerinde toplanırlar. Her bitkide 1-3 koçan bulunur. Mısır bitkisi tek evcikli (monoik) bir bitkidir. Yani erkek ve dişi çiçekler aynı bitki üzerinde fakat ayrı yerlerdedir. Önce tepe püskülü (erkek çiçekler) oluşur ve hemen bir iki gün içinde aşağıdaki koçanların uçlarında dişi çiçeklerin stigmaları (uzun yeşil püsküller) görülür. Rüzgarın yardımıyla tepe erkek organlarında oluşan milyonlarca polen tanesi aşağıya koçanların uçlarındaki dişicik tepelerine düşerek tozlaşma gerçekleşir. Mısır yabancı tozlanan bir bitkidir.

Danelerin oluşturduğu koçan boyu yetiştirme şartları ve çeşide bağlı olarak 10-40 cm arasında değişir. Bir mısır koçanında 500 ile 1000 arasında tohum oluşur. Meyve, yani mısır taneleri, açık veya koyu sarı, esmer veya kırmızımtırak renklerdedir (Bennetzen ve Hake, 2009) (Şekil 2. 17.).



Şekil 2.17. Mısır bitkisinin kısımları ve şematik gösterimi (<http://www.inmagine.com/drk005/drk005783-photo>).

2.7.1. Mısırın Uyumu, İklim ve Toprak İsteği

Mısır bitkisi, dünyada tüm serin iklim ve sıcak iklim tahılları içinde en yüksek verimi gösteren, güneş enerjisini en iyi şekilde kullanan bir C₄ bitkisi ve birim yaprak alandan en fazla kuru madde üreten tahıldır. Sahip olduğu uyum yeteneği sayesinde farklı iklim ve toprak koşullarında yetişebilmektedir. Bu özellikleri ile dünyada en geniş yayılıma (Kuzey Yarım Küre' de, Kanada' da 58° kuzey enlemlerinden, Güney Afrika' da 35-40° güney enlemlerine kadar uzanır) sahip tahıl bitkisidir. Deniz seviyesinden daha alçak yerlerde ve dört bin metre yüksekliklere kadar olan yerlerde tarımı yapılabilen mısır bitkisinin tohumları 10-11 °C' de çimlenmeye başlayabilir. Toprak sıcaklığı 5-10 cm derinlikte 15 °C' ye ulaştığı zaman çimlenme hızlanır. Optimum çimlenme sıcaklığı 18 °C' nin üzerindedir. En uygun büyüme sıcaklığı ise 25-30 °C arasındadır. 15 °C' nin altındaki sıcaklıklarda ilk büyüme yavaşladığı için verim düşer. Sıcak iklim

bitkisi olmasına rağmen 38 °C' nin üzerinde birkaç gün devam eden sıcaklıklar bitkiye zarar verir. Aşırı sıcak olmaması koşulu ile güneşli günler mısır için idealdir. Yoğun bulutlu gün sayısının fazla olduğu subtropikal iklimlerde, ışığın ve fotosentezin azalmasından dolayı, mısır verimi tropikal bölgelere oranla düşer. Mısır bitkisinin su isteği fazladır ama suyu oldukça ekonomik kullanır. Bitkinin gelişmesi için optimum ve minimum bağıl nem değerleri sıcaklık ve alınabilen su miktarına bağlı olmakla birlikte genel olarak % 50 ve altına inen bağıl nem koşullarında bitki olumsuz etkilenir. Ülkemizin iklim verileri dikkate alındığında düşük sıcaklık, yüksek sıcaklık ve düşük bağıl nem koşullarının hakim olduğu yöreler dışında kalan bölgelerde uygun çeşit ve sulamayla rahatlıkla mısır üretimi yapılabilir.

Mısır bitkisi için en uygun toprak tipi su tutma kapasitesi ve alınabilir besin maddesi içeriği yüksek, drenajı ve havalanması iyi olan siltli-killi topraktır. Toprağın pH değeri 5-8 arasında olmalıdır. (Benson ve Pearce, 1987; Elçi ve ark., 1994; Brenner, 1991; Kün, 1997; Kırtok, 1998).

Mısır bitkisi, tuza karşı orta derecede toleranslı bitki grubunda yer almaktadır. Sulama suyunun elektriksel iletkenliği 1,1 dS m⁻¹' ye kadar verimde bir azalma olmamakta ancak 3,9 dS m⁻¹' ye ulaştığında verimde yaklaşık % 50 oranında kayıplar meydana gelmektedir (Ayers ve Wescot, 1976). Mısır bitkisinde sulama suyundaki tuz miktarının verimi azalttığı (Bar-tal ve ark., 1991; Shani ve Dudley, 2001; Malkoç ve Aydın, 2003), bununla birlikte tuzun bu olumsuz etkisinin potasyum uygulaması ile giderildiğini bildirmişlerdir (Bar-tal ve ark., 1991).

2.7.2. Dünyada ve Türkiye' de Mısır Üretimi

Mısır bitkisinin ortaya konmuş yabani formu bulunmadığından orijini henüz tam olarak bulunamamıştır. Mısırın orijini konusunda çeşitli teoriler ileri sürülmekle birlikte bu teorilerin hiçbiri tam olarak kabul görülmemiştir. Ancak mısırın Meksika kökenli bir hububat ürünü olduğu ve Meksika' dan kuzeyde Kanada' ya, güneyde Arjantin' e kadar yayıldığı düşünülmektedir. Bazı kaynaklar her ne kadar mısır bitkisinin kökenin Güney Afrika' ya ait olduğunu tahmin etseler de 7.000 yıl öncesine

ait en eski mısır kalıntıları Meksika' nın Tehuacan vadisinde bulunmuştur (Benson ve Pearce, 1987). Christoph Colombus'un 1493' de mısır bitkisinin İspanya' ya götürmesi ile birlikte mısır ilk defa kıta değiştirerek Avrupa' ya taşınmıştır. İspanya' ya girişinden birkaç yıl sonra Portekiz, İtalya ve Fransa başta olmak üzere Güneydoğu Avrupa ve Kuzey Afrika' da yayılmaya başlamıştır (Jugenheimer, 1958; Berger, 1962; Dowswell ve ark., 1996). Mısırın Türkiye' ye gelişi ise Kuzey Avrupa ülkeleri üzerinden olmuştur ve bu bitkiye mısır adının verilmesinde Mısır ve Suriye ile mısır ticaretinin yapılmasının büyük etkisi olmuştur (Kün, 1985; Kırtok, 1998).

Mısır tanelerinde % 67 nişasta, % 10 azotlu maddeler ve % 8 yağ bulunmaktadır (Şar ve Asil, 1985). Mısır dünyanın bazı bölgelerinde ana besin maddesi olarak tüketiliyorsa da yetersiz protein ve vitamin içeriğinden ötürü öbür tahıl ürünlerine göre besleyici değeri düşüktür. Mısırın başlıca kullanım alanları; taze olarak tüketim (haşlama ve közleme), konserve, mısır unu, nişasta, cips, çerez, daneleri ve yeşil bitkisinden üretilen hayvan yemi, yağ, tatlandırıcı, şekerleme, çiklet, çikolata ürünleri, bebek mamaları, salata sosları, yüksek fruktozlu mısır şurubu, diş macunu, alkol, etanol (benzin katkı maddesi), temizlik malzemeleri, tekstil ve kozmetik sanayidir (Özcan, 2009). Ayrıca mısır bitkisinin sap ve yapraklarından kağıt, karton, dolgu maddesi ve nitroselüloz; koçanlarından yakıt, gübre, yalıtım maddesi ve çeşitli çözücülerin kaynağı olarak yararlanılır. Mısır tanelerinden çıkarılan yemeklik yağ (mısırözü yağı) bileşimindeki kolesterol oranının çok düşük olması nedeniyle son yıllarda yaygın olarak kullanılmaktadır.

Dünya' da toplam 1,5 milyar hektar tarım alanının yaklaşık 712 milyon hektarında tahıl ekimi yapılırken, bu alanın 183 milyon hektarında mısır yetiştirilmektedir. Mısırın tahıl ekiliş alanı içindeki payı % 25,7' dir (FAO, 2014). Yetiştiriciliğinin kolay ve yaygın olmasının yanı sıra organik madde bakımından zengin ve su tutma kapasitesi yüksek alanlarda yetiştirilen mısırın verimliliği daha yüksektir (Süzer, 2017; Babaoğlu, 2005). Tablo 2.6.' da dünyadaki mısır üretimi, ekim alanı ve verimlilik değerleri incelendiğinde, mısır üretiminin 2015/16 yılından 2016/17 yılına kadar geçen sürede 74 milyon ton arttığı görülmektedir. Son üretim yılında dünyada yaklaşık 1.045 milyon ton mısır üretilmiştir.

Tablo 2.6. Dünyada mısır ekim alanı, üretim ve verimlilik değerleri (IGC, 2017). (*) Tahmin

Yıllar	Ekim alanı (hektar)	Üretim (ton)	Verim (ton / ha)
2010/11	166	835	5,03
2011/12	173	887	5,13
2012/13	179	874	4,88
2013/14	182	998	5,48
2014/15	182	1.019	5,60
2015/16	180	971	5,39
2016/17*	183	1.045	5,71

Mısır üretiminde 2016/17 yıllarında 385 milyon ton ile ABD en büyük paya sahiptir (IGC, 2017). Amerika' yı sırasıyla Çin, Brezilya, AB ülkeleri, Meksika, Arjantin, Ukrayna, Hindistan ve Türkiye izlemektedir. Mısır tüketiminde ise; 2016/17 yıllarında yaklaşık % 31 payla ABD ilk sıradadır. ABD' yi Çin, AB Ülkeleri, Brezilya, Meksika, Hindistan, Japonya ve diğer ülkeler takip etmektedir. Aynı yıl içinde dünyada tüketilen toplam 1.028 milyon tonluk mısırın içerisinde Türkiye' nin payı yaklaşık % 0,80' dir.

Türkiye' nin sahip olduğu 23,9 milyon hektar tarım arazisi içerisinde % 49 ile en büyük üretim payını hububat ürünleri almaktadır. Hububat üretim alanları içerisinde % 67' lik pay ile buğday ilk sıradadır. Buğdayı % 24 ile arpa, % 6 ile mısır ve % 1 ile çeltik takip etmektedir (TÜİK, 2016). Mısır en çok üretimi yapılan hububat ürünleri içerisinde üçüncü sırada yer alması nedeniyle önemli bir ekonomik değere sahiptir. Türkiye' de mısır üretimi 1950' li yıllardan itibaren ağırlıklı olarak Karadeniz ve Marmara bölgesinde yapılırken 1960' lı yıllardan itibaren sanayinin gelişmesi ile mısırın üretimi Türkiye' de yaygınlaşarak Akdeniz ve Ege Bölgelerinde de üretimi hız kazanmıştır. Sulama olanaklarının gelişmesi ile Güneydoğu Anadolu ve İç Anadolu Bölgelerinde de üretimi yaygınlaşan mısır Türkiye' nin çoğu bölgesinde yetiştirilmeye başlamıştır (Mısır Raporu, 2016). Tablo 2.7.' de mısır üretimi, ekim alanı ve verimlilik değerleri incelendiğinde 1960/61 yılından 2016/17 yılına kadar geçen süreçte mısır üretimi 5,31 ton, verim ise yaklaşık 7,84 ton artış göstermiştir. Türkiye' de tarımsal sulama olanaklarının oluşturulması, devlet tarafından tarıma destek politikalarının uygulanması ve üretimde hibrit tohum kullanımının başlaması mısır ekim alanlarını, üretim miktarını ve verimliliği artırmıştır.

Tablo 2.7. Türkiye’ de mısır ekim alanı, üretim ve verimlilik değerleri (TÜİK, 2016).

Yıllar	Ekim alanı (hektar)	Üretim (ton)	Verim (ton / ha)
1960/61	695	1.090	1,57
1965/66	650	940	1,45
1970/71	648	1.040	1,60
1975/76	600	1.200	2,00
1980/81	583	1.240	2,13
1985/86	567	1.900	3,35
1990/91	515	2.100	4,08
1995/96	515	1.900	3,69
2000/01	555	2.300	4,14
2005/06	600	4.200	7,00
2010/11	594	4.310	7,26
2011/12	589	4.200	7,13
2012/13	623	4.600	7,38
2013/14	660	5.900	8,94
2014/15	659	5.950	9,03
2015/16	688	6.400	9,30
2016/17	680	6.400	9,41

BÖLÜM 3. MATERYAL VE YÖNTEM

3.1. Bitki Materyali

Araştırmada, mısır (*Zea mays* L.) bitkisine ait Ada 9510 genotipi kullanılmıştır. Ada 9510' un tohumları Sakarya Tarımsal Araştırma Enstitüsü' den temin edilmiştir.

3.2. Yöntem

3.2.1. Kullanılan araç-gereçler

Çalışmada kullanılan başlıca ekipmanlar, Radwag AS220/C/12 hassas terazi, Centurion Scientific K3 Series soğutuculu santrifüj, DragonLab MS-H-Pro manyetik karıştırıcı, IsoLab vorteks, Hanna HI2211 pH metre, Nüve sıcak su banyosu, Elga saf su cihazı, JEIOTECH etüv, Shimadzu mini UV 1240 spektrofotometre ve JSR JSPC-200 °C iklim dolabıdır.

3.3. Bitki Yetiştirme Yöntemi

Eşit büyüklükte ve sağlam olan tohumlar seçilerek cam petri kaplarında bidistile su ile ıslatılmış kurutma kağıtları arasına yerleştirilmiştir. Petri kapları 24 °C sıcaklık ve % 40-50 oransal neme sahip olan iklim dolabında karanlık ortamda çimlenmeye bırakılmıştır.

Üç gün sonra Hoagland besin çözeltisi içeren kaplara transfer edilerek su kültürüne alınmış, 18/25 °C sıcaklık (gece/gündüz), 16/8 saat fotoperiyot (gündüz/gece), % 50±5 oransal nem ve 200 µmol foton m⁻² s⁻¹ ışık şiddetine sahip iklim dolabına yerleştirilmiştir. On günlük olan bitkiler farklı gruplara ayrılarak aşağıdaki uygulamalar yapılmıştır (tuz ve KNO₃ çözeltileri Hoagland besin çözeltisi ile hazırlanmıştır):

1. Kontrol (NaCl içermeyen besin çözeltisi)
2. 50 mM NaCl
3. 75 mM NaCl
4. 100 mM NaCl
5. 3 mM KNO₃
6. 50 mM NaCl + 3 mM KNO₃
7. 75 mM NaCl + 3 mM KNO₃
8. 100 mM NaCl + 3 mM KNO₃

Uygulamalardan 5 gün sonra hasat yapılarak biyokimyasal analizlerde kullanılacak olan yaprak örnekleri analizlere kadar -20 °C' de muhafaza edilmiştir. Çalışmada kullanılan Hoagland besin çözeltisinin kimyasal içeriği Tablo 3.1.' de verilmiştir.

Tablo 3.1. Hoagland besin çözeltisi (Hoagland, 1920).

Bileşikler	Stok çözeltiler	½ Hoagland besin çözeltisi
Ca(NO ₃) ₂ .4H ₂ O	118,1 g L ⁻¹	
MgSO ₄ .7H ₂ O	26,6 g L ⁻¹	50 mL
K ₂ HPO ₄ .3H ₂ O	16,4 g L ⁻¹	
KNO ₃	50,4 g L ⁻¹	
Al ₂ (SO ₄) ₃ .18H ₂ O	0,105 g 25 mL ⁻¹	
KI	0,0139 g 25 mL ⁻¹	
KBr	0,0139 g 25 mL ⁻¹	
SnCl ₂ .2H ₂ O	0,0139 g 25 mL ⁻¹	
LiCl	0,0139 g 25 mL ⁻¹	
MnCl ₂ .4H ₂ O	0,1944 g 25 mL ⁻¹	37,5 µL
H ₃ BO ₃	0,3055 g 25 mL ⁻¹	
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0,0494 g 25 mL ⁻¹	
CuSO ₄ .5H ₂ O	0,0277 g 25 mL ⁻¹	
NiSO ₄ .7H ₂ O	0,0297 g 25 mL ⁻¹	
Co(NO ₃) ₂ .H ₂ O	0,0277 g 25 mL ⁻¹	
FeSO ₄ .7H ₂ O	0,0834 g 100 mL ⁻¹	10 mL
C ₄ H ₆ O ₆ (tartarik asit)	0,0450 g 100 mL ⁻¹	

3.4. Analizler

3.4.1. Fotosentetik pigment miktarının belirlenmesi

Yaprak dokularındaki klorofil a, klorofil b, toplam klorofil (klo a+b) ve toplam karotenoid (x+c) miktarları Lichtenthaler (1987)' ye göre belirlenmiştir. Yapraklardan çıkarılan 0,5 cm çapındaki 3 adet disk tartıldıktan sonra, cam deney tüplerine alınarak üzerine 3 mL saf aseton ilave edilmiş ve bir hafta buzdolabında (4 °C) bekletilmiştir.

Bu sürenin sonunda elde edilen özüt 10.000 rpm' de 10 dakika santrifüj edilerek süpernatantın absorbands değerleri 661,1, 644,8 ve 470 nm' de spektrofotometrik (SHIMADZU, UV mini 1240 UV-VIS Spectrophotometer) olarak belirlenmiştir.

3.4.2. Malondialdehit (MDA) miktarının belirlenmesi

Yaprak dokularındaki lipid peroksidasyonunu belirlemek için malondialdehit (MDA) miktarı Ohkawa ve ark., (1979)' nın metodu kullanılarak saptanmıştır. Kontrol ve uygulama gruplarındaki bitki yapraklarından alınan yaklaşık 0,3 g örnek 6 mL % 5' lik trikloroasetik asit (TCA) ile havanda dövülerek homojenize edilmiştir. Homojenizasyon sırasında ve sonrasında numunelerin soğuk tutulmasına dikkat edilmiştir. Bu karışım 4 °C' de 4.100 rpm' de 20 dakika santrifüjlendikten sonra süpernatanttan 0,5 mL alınarak yeni tüplere, içinde % 0,5 tiobarbütirik asit (TBA) bulunan % 20' lik TCA çözeltisinden 1 mL ve 0,1 M 0,5 mL Tris tamponu (pH 7,6) eklenmiş, daha sonra 95 °C' de 60 dakika su banyosunda tutulmuştur. Su banyosundan çıkarılan tüplerdeki reaksiyonları durdurmak için tüpler buz banyosuna konulmuştur. Spektrofotometrede 532 ve 600 nm dalga boyunda absorbandsları ölçülmüştür. Yaprak dokularındaki MDA miktarı nmol g taze ağırlık⁻¹ olarak hesaplanmıştır.

3.4.3. Hidrojen peroksit (H₂O₂) miktarının belirlenmesi

Yaprak dokularındaki hidrojen peroksit (H₂O₂) miktarı Ohkawa ve ark., (1979)' nın metodu kullanılarak saptanmıştır. Kontrol ve tuz stresine maruz bırakılmış bitki yapraklarından alınan yaklaşık 0,3 g örnek 6 mL % 5 trikloroasetik asit (TCA) ile havanda dövülerek homojenize edilmiştir. Homojenizasyon sırasında ve sonrasında numunelerin soğuk tutulmasına dikkat edilmiştir. Bu karışım 4 °C' de 4.100 rpm' de 20 dakika santrifüjlendikten sonra süpernatanttan 0,5 ml alınarak yeni tüplere, içinde 0,1 M 0,5 ml Tris tamponu (pH 7,6) ve 1 M 1 mL potasyum iyodür (KI) eklenmiştir. Spektrofotometrede 390 nm dalga boyunda absorbandsları ölçülmüştür. Kör olarak % 0,1' lik TCA çözeltisi kullanılmıştır. Yaprak dokularındaki hidrojen peroksit miktarı standart grafik yardımıyla nmol g taze ağırlık⁻¹ olarak hesaplanmıştır.

3.4.4. Serbest prolin miktarının belirlenmesi

Etüvde kurutulduktan sonra havanda ezilerek ince toz haline getirilen yaprak örneklerinde prolin miktarı Bates ve ark., (1973)' e göre belirlenmiştir. 10 mg kuru materyal üzerine 4 mL distile su ilave edildikten sonra tüpler sıcak su banyosunda (100 °C) 10 dakika bekletilmiştir. Bu sürenin sonunda örnek soğutulup süzölmüş ve çökelti üzerine 3 mL distile su konulup tekrar sıcak su banyosunda bekletilmiştir. Soğutma ve süzme aşamasından sonra aynı işlemler bir kez daha tekrarlanarak süzüntülerin toplam hacmi 10 mL' ye tamamlanmış ve vorteksle karıştırılmıştır. Süzüntüden alınan örneklerle prolin miktarı ($\mu\text{mol g kuru ağırlık}^{-1}$) asit-ninhidrin metoduna göre 520 nm' de yapılan ölçümlerle spektrofotometrik olarak belirlenmiştir.

3.5. Bazı Antioksidant Enzim Aktivitelerinin Belirlenmesi

3.5.1. Toplam süperoksit dismutaz (SOD) aktivitesinin belirlenmesi

Toplam SOD aktivitesi Beyer ve Fridovich (1987)' e göre belirlenmiştir. Yaklaşık 0,3 g taze yaprak dokusu, sıvı azotla öğütölmüş ve 1,5 mL, 100 mM K-PO₄ (pH 7,0) tamponu, % 2' lik PVP (polivinilpirolidon) ve 1 mM Na₂EDTA içeren ekstraksiyon çözültisi ile homojenize edilmiştir. Homojenat, 14.000 rpm ve 4 °C' de 20 dakika santrifüj edilmiştir. Son hacim 1.030 μL olacak şekilde 100 mM K-PO₄ tamponu (pH 7,8), $9,9 \times 10^{-3}$ M metionin, $5,7 \times 10^{-5}$ M NBT (nitroblue tetrazolyum), % 1' lik triton X-100 ve enzim karışımından oluşan bir reaksiyon çözültisi hazırlanmıştır. Reaksiyon 0,9 μM riboflavin ilavesi ile başlatılmış, bu karışım 15 dakika boyunca $375 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ şiddetinde ışığa maruz bırakıldıktan sonra 560 nm' de absorbans değerleri belirlenmiştir. Toplam SOD aktivitesi daha önce hazırlanmış olan standart grafikten faydalanarak hesaplanmıştır (U mg protein^{-1}).

3.5.2. Toplam askorbat peroksidaz (APX) aktivitesinin belirlenmesi

Toplam APX aktivitesi Wang ve ark., (1991)' na göre belirlenmiştir. Yaklaşık 0,3 g taze yaprak dokusu, sıvı azotla öğütölmüş ve 1,5 mL, 50 mM Tris-HCl (pH 7,2)

tamponu, % 2' lik PVP, 1 mM Na₂EDTA ve 2 mM askorbat içeren ekstraksiyon çözeltisi ile homojenize edilmiştir. Homojenat, 12.000 rpm ve 4 °C' de 20 dakika santrifüj edilmiştir. Son hacim 1.000 µL olacak şekilde 50 mM K-PO₄ tamponu (pH 6,6), 2,5 mM askorbat, 10 mM H₂O₂ ve 100 µg protein içeren enzim karışımından oluşan reaksiyon çözeltisi hazırlanmıştır. Reaksiyon, H₂O₂' nin eklenmesiyle başlatılmıştır. Askorbat konsantrasyonundaki azalma, spektrofotometrede 290 nm' de yapılan ölçümlerle enzim özütü içermeyen reaksiyon çözeltisine karşılık kaydedilmiştir. Enzim aktivitesi, askorbatın ekstinksiyon katsayısı (2,8 mM cm. 290 nm⁻¹) kullanılarak reaksiyonun başlangıç hızından hesaplanmıştır (nmol askorbat dakika⁻¹ mg protein⁻¹).

3.5.3. Toplam glutatyon redüktaz (GR) aktivitesinin belirlenmesi

Toplam GR aktivitesi Sgherri ve ark., (1994)' na göre belirlenmiştir. Yaklaşık 0,3 g taze yaprak dokusu, sıvı azotla öğütülmüş ve 1,5 mL, 100 mM K-PO₄ (pH 7,0) tamponu, % 2' lik PVP ve 1 mM Na₂EDTA içeren ekstraksiyon çözeltisi ile homojenize edilmiştir. Homojenat, 14.000 rpm ve 4 °C' de 20 dakika santrifüj edilmiştir. Son hacim 1.000 µL olacak şekilde 100 mM K-PO₄ tamponu (pH 7,8), 2 mM Na₂EDTA, 0,5 mM okside glutatyon (GSSG), 0,2 mM NADPH ve 100 µg protein içeren enzim karışımından oluşan reaksiyon çözeltisi hazırlanmıştır. Reaksiyon, NADPH' nin eklenmesiyle başlatılmıştır. Enzim aktivitesi spektrofotometrik olarak 320 nm' de ölçülmüştür. Düzeltme, NADPH yokluğunda GSSG oksidasyonu ile yapılmıştır. Enzim aktivitesi, NADPH' nin ekstinksiyon katsayısı (6,2 mM cm. 340 nm⁻¹) kullanılarak reaksiyonun başlangıç hızından hesaplanmıştır (nmol NADPH dakika⁻¹ mg protein⁻¹).

3.5.4. Toplam guaiakol peroksidaz (GPOD) aktivitesinin belirlenmesi

Toplam GPOD aktivitesi Sanchez-Romero ve ark., (1993)' na göre belirlenmiştir. Yaklaşık 0,3 g taze yaprak dokusu, sıvı azotla öğütülmüş ve 1,5 mL, 100 mM K-PO₄ (pH 7,0), tamponu % 2' lik PVP ve 1 mM Na₂EDTA içeren ekstraksiyon çözeltisi ile homojenize edilmiştir. Homojenat, 14.000 rpm ve 4 °C' de 20 dakika santrifüj

edilmiştir. Son hacim 3.180 μL olacak şekilde 100 mM K- PO_4 tamponu (pH 7,0), 0,316 mM guaiakol, 0,116 mM H_2O_2 ve 100 μL enzim karışımından oluşan reaksiyon çözeltisi hazırlanmıştır. Reaksiyon, H_2O_2 ' nin eklenmesiyle başlatılmıştır. Enzim aktivitesi spektrofotometrik olarak 470 nm' de ölçülmüş ve guaiakolün ekstinksiyon katsayısı (26,6 mM cm. 470 nm^{-1}) kullanılarak reaksiyonun başlangıç hızından hesaplanmıştır ($\text{nmol H}_2\text{O}_2 \text{ dakika}^{-1} \text{ mg protein}^{-1}$).

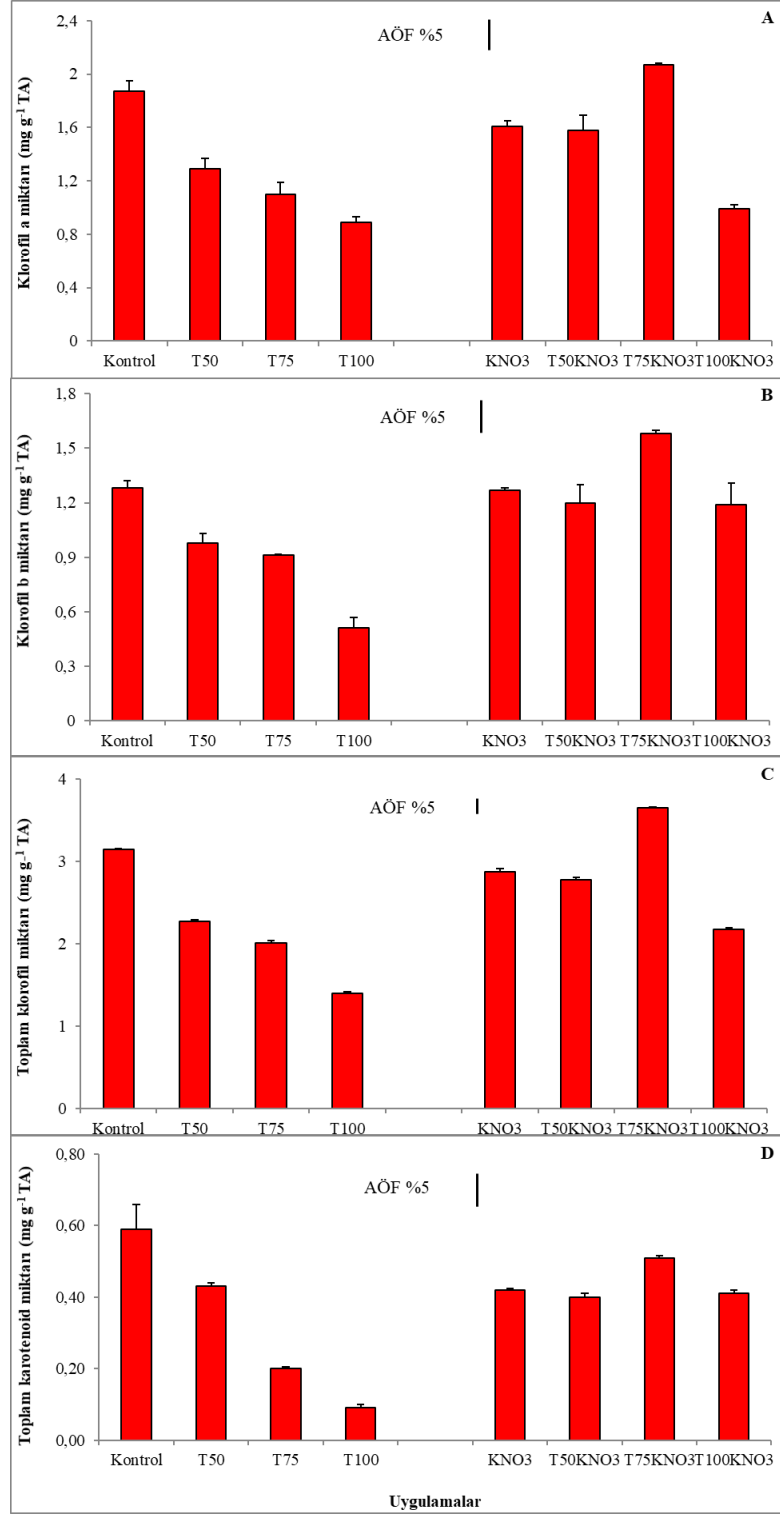
3.6. İstatistik Analizler

Elde edilen verilerin aritmetik ortalama ve standart hataları hesaplanmış, daha sonra verilere SPSS 20.0 paket programı kullanılarak, istatistiksel varyans analizi (ANOVA) uygulanmıştır. Her bir bağımsız değişken için uygulamaların kontrole göre neden olduğu farkın önem kontrolü (LSD, least significant difference; AÖF, anlamlı önemli fark) % 5 düzeyinde hesaplanmıştır.

BÖLÜM 4. ARAŞTIRMA BULGULARI

4.1. Tuz Stresi ve KNO₃ Uygulamalarının Fotosentetik Pigment Miktarı Üzerine Etkisi

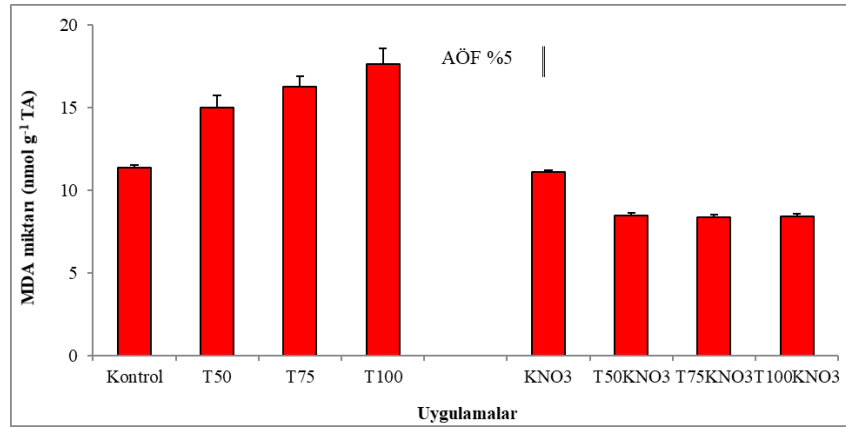
50, 75 ve 100 mM tuz uygulaması mısır yapraklarındaki klorofil a, klorofil b, toplam klorofil ve toplam karotenoid miktarını ilgili kontrollerle karşılaştırıldığında istatistiksel anlamda azaltmıştır ($P \leq 0,05$) (Şekil 4.1.). KNO₃ (3 mM) uygulaması da mısır yapraklarındaki klorofil a, toplam klorofil ve toplam karotenoid miktarını kontrollere göre önemli oranda azaltmış ($P \leq 0,05$), klorofil b miktarını ise etkilememiştir ($P \geq 0,05$). 50 ve 75 mM tuz stresi altındaki mısır bitkilerine uygulanan KNO₃ yapraklardaki klorofil a miktarını sadece 50 ve 75 mM tuz verilen bitkilerle karşılaştırıldığında istatistiksel olarak artırmıştır ($P \leq 0,05$). Ancak 100 mM tuz uygulanan mısır bitkilerinde KNO₃ uygulaması yapraklardaki klorofil a miktarını, sadece 100 mM tuz uygulanan bitkilerle karşılaştırıldığında etkilememiştir ($P \geq 0,05$). 50, 75 ve 100 mM tuz uygulanan mısır bitkilerine verilen KNO₃ yapraklardaki klorofil b ve toplam klorofil miktarını sadece farklı konsantrasyonda tuz uygulanan bitkilerle karşılaştırıldığında istatistiksel olarak artırmıştır ($P \leq 0,05$). 50 mM tuz stresi altındaki mısır bitkilerinde KNO₃ uygulaması yapraklardaki toplam karotenoid miktarını sadece 50 mM tuz verilen bitkilerle karşılaştırıldığında istatistiksel olarak etkilememiştir ($P \geq 0,05$). Ancak 75 ve 100 mM tuz uygulanan mısır bitkilerindeki KNO₃ uygulaması yapraklardaki toplam karotenoid miktarının, sadece 75 ve 100 mM tuz uygulanan bitkilerle karşılaştırıldığında önemli derecede artmasına yol açmıştır ($P \leq 0,05$).



Şekil 4.1. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki (A) klorofil a, (B) klorofil b, (C) toplam klorofil ve (D) toplam karotenoid miktarı üzerine etkisi. (AÖF, anlamlı önemli fark; T, tuz; değerler 5 tekrarın ortalaması olup, barlar ± standart hata değerlerini göstermektedir).

4.2. Tuz Stresi ve KNO₃ Uygulamalarının Malondialdehit (MDA) Miktarı Üzerine Etkisi

50, 75 ve 100 mM tuz stresi uygulanan mısır bitkilerinin yapraklarındaki MDA miktarı kontrole göre önemli oranda artmıştır ($P \leq 0,05$) (Şekil 4.2.). 3 mM KNO₃ uygulaması mısır yapraklarındaki MDA miktarını kontrole karşılaştırıldığında istatistiksel olarak etkilememiştir ($P \geq 0,05$). 50, 75 ve 100 mM tuz stresi altındaki mısır bitkilerine gerçekleştirilen KNO₃ uygulaması yapraklardaki MDA miktarının sadece 50, 75 ve 100 mM tuz verilen bitkilerle karşılaştırıldığında istatistiksel olarak önemli oranda azalmasını sağlamıştır ($P \leq 0,05$).

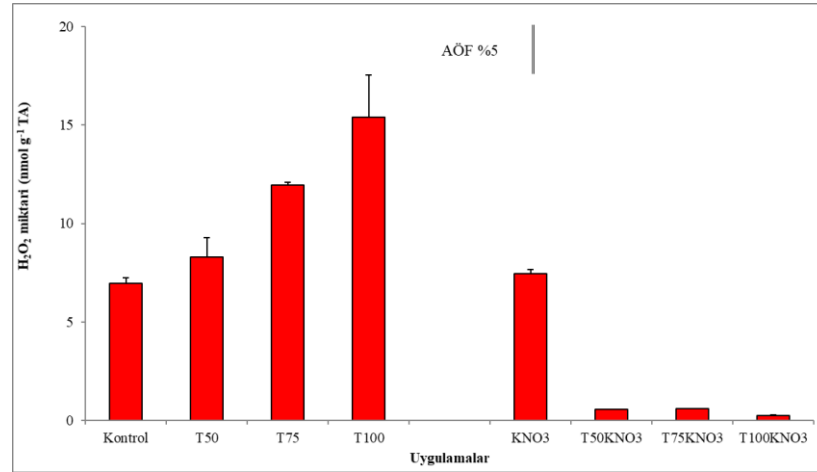


Şekil 4.2. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki MDA miktarı üzerine etkisi. (AÖF, anlamlı önemli fark; T, tuz; değerler 5 tekrarın ortalaması olup, barlar \pm standart hata değerlerini göstermektedir).

4.3. Tuz Stresi ve KNO₃ Uygulamalarının Hidrojen Peroksit (H₂O₂) Miktarı Üzerine Etkisi

50 mM tuz uygulanan bitkilerde yapraklardaki H₂O₂ miktarı kontrole göre önemli derecede etkilenmezken ($P \geq 0,05$), 75 ve 100 mM tuz stresi altındaki bitkilerin yapraklarındaki H₂O₂ miktarı belirgin derecede artmıştır ($P \leq 0,05$) (Şekil 4.3.). KNO₃ uygulaması ise mısır yapraklarındaki H₂O₂ miktarını kontrole göre istatistiksel anlamda etkilememiştir ($P \geq 0,05$). 50, 75 ve 100 mM tuz uygulanan mısır bitkilerine

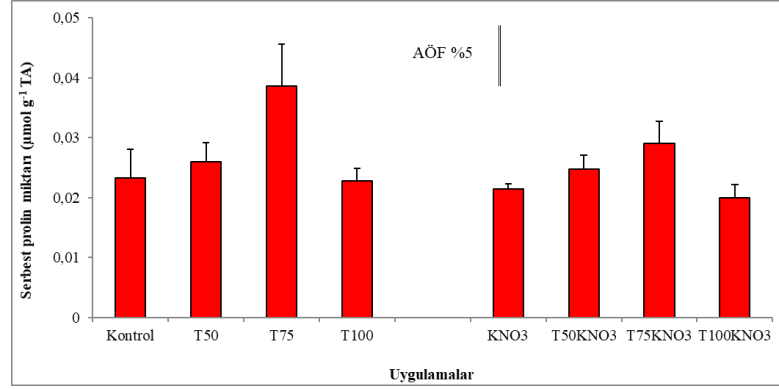
verilen KNO_3 yapraklardaki H_2O_2 miktarının sadece tuz (50, 75 ve 100 mM) uygulanan bitkilere göre önemli derecede azaltmıştır ($P \leq 0,05$).



Şekil 4.3. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO_3) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki H_2O_2 miktarı üzerine etkisi. (AÖF, anlamlı önemli fark; T, tuz; değerler 5 tekrarın ortalaması olup, barlar \pm standart hata değerlerini göstermektedir).

4.4. Tuz Stresinin Serbest Prolin Miktarı Üzerine Etkisi

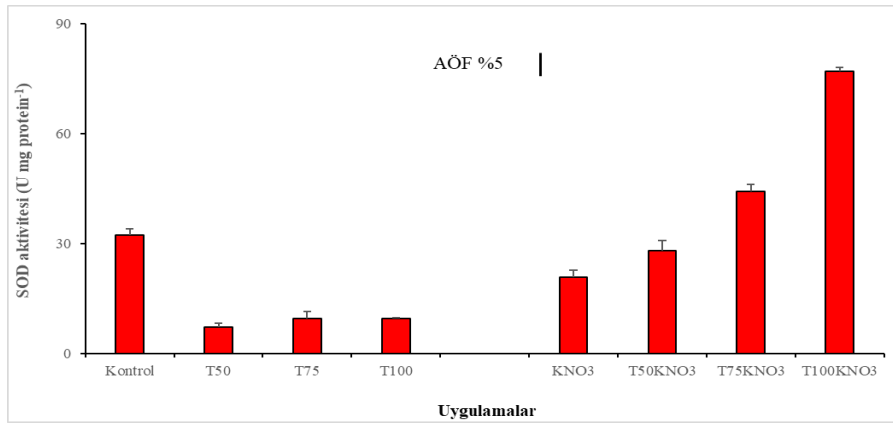
50 ve 100 mM tuz stresi uygulanan mısır bitkilerinin yapraklarındaki prolin miktarı kontrol grubu ile karşılaştırıldığında istatistiksel anlamda değişim göstermemiştir ($P \geq 0,05$) (Şekil 4.4.). Ancak 75 mM tuz uygulaması yapraklardaki prolin miktarının kontrole göre önemli derecede artmasına neden olmuştur ($P \leq 0,05$). KNO_3 uygulaması ise mısır yapraklarındaki serbest prolin miktarını kontrole karşılaştırıldığında etkilememiştir ($P \geq 0,05$). 50, 75 ve 100 mM tuz ve KNO_3 uygulanan mısır bitkileri ile sadece 50, 75 ve 100 mM tuz uygulanan bitkiler karşılaştırıldığında prolin miktarı bakımından önemli bir fark gözlenmemiştir ($P \geq 0,05$).



Şekil 4.4. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki serbest prolin miktarı üzerine etkisi. (AÖF, anlamlı önemli fark; T, tuz; değerler 5 tekrarın ortalaması olup, barlar ± standart hata değerlerini göstermektedir).

4.5. Tuz Stresinin SOD Aktivitesi Üzerine Etkisi

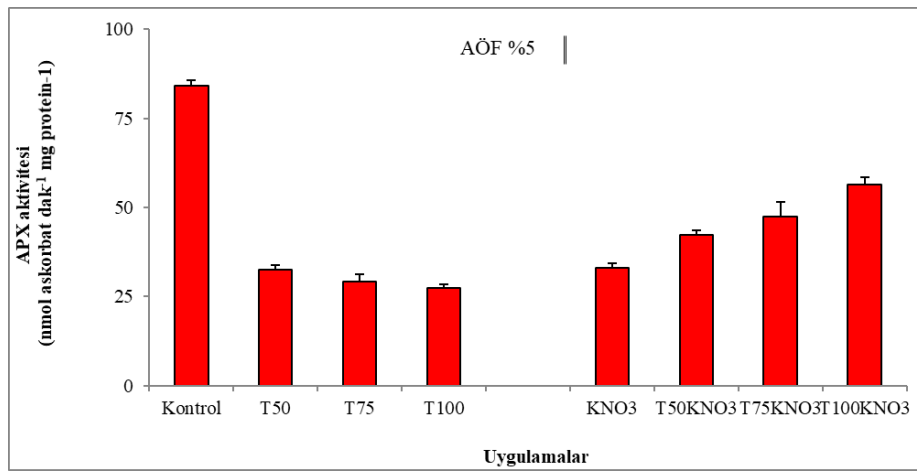
50, 75 ve 100 mM tuz uygulamaları mısır yapraklarındaki SOD aktivitesini kontrolle karşılaştırıldığında istatistiksel olarak azaltmıştır ($P \leq 0,05$) (Şekil 4.5.). Benzer şekilde 3 mM KNO₃ uygulaması da yapraklardaki SOD aktivitesini kontrole göre önemli derecede azaltmıştır ($P \leq 0,05$). 50, 75 ve 100 mM tuz uygulanan mısır bitkilerine verilen 3 mM KNO₃ yapraklardaki SOD aktivitesini sadece 50, 75 ve 100 mM tuz uygulanan bitkilere göre belirgin şekilde artırmıştır ($P \leq 0,05$).



Şekil 4.5. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 Mm KNO₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki süperoksid dismutaz aktivitesi üzerine etkisi. (AÖF, anlamlı önemli fark; T, tuz; değerler 5 tekrarın ortalaması olup, barlar ± standart hata değerlerini göstermektedir).

4.6. Tuz Stresinin APX Aktivitesi Üzerine Etkisi

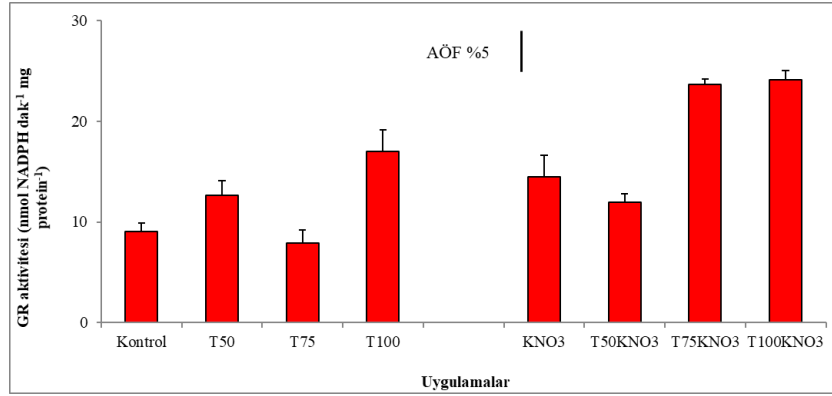
Uygulanan tüm tuz konsantrasyonları (50, 75 ve 100 mM) ve 3mM KNO₃ uygulaması mısır bitkilerinin yapraklarındaki APX aktivitesi kontrolle karşılaştırıldığında önemli derecede azaltmıştır ($P \leq 0,05$) (Şekil 4.6.). Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM) altındaki mısır bitkilerine verilen 3 mM KNO₃ ise yapraklardaki APX aktivitesini sadece 50, 75 ve 100 mM tuz uygulanan bitkilerle karşılaştırıldığında önemli oranda artırmıştır ($P \leq 0,05$).



Şekil 4.6. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki askorbat peroksidaz aktivitesi üzerine etkisi. (AÖF, anlamlı önemli fark; T, tuz; değerler 5 tekrarın ortalaması olup, barlar \pm standart hata değerlerini göstermektedir).

4.7. Tuz Stresinin GR Aktivitesi Üzerine Etkisi

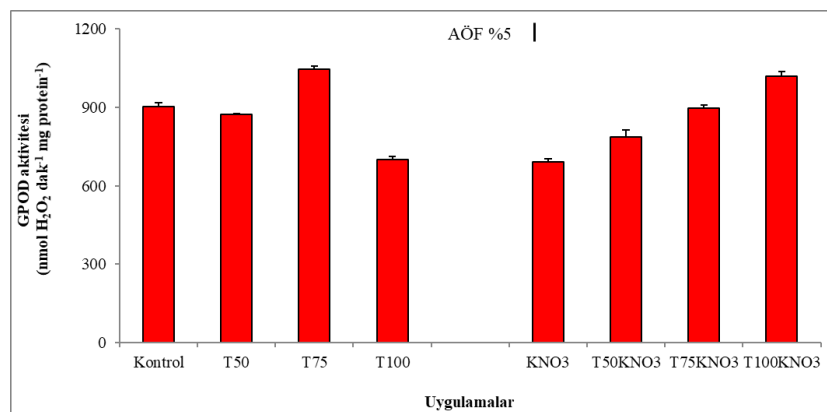
50 ve 75 mM tuz stresi uygulanan mısır bitkilerinin yapraklarındaki GR aktivitesi kontrolle karşılaştırıldığında istatistiksel anlamda etkilenmemiş ($P \geq 0,05$) ancak 100 mM tuz ve 3mM KNO₃ uygulanan bitkilerde belirgin derecede artmıştır ($P \leq 0,05$) (Şekil 4.7.). 50 mM tuz stresi altındaki mısır bitkilerinde KNO₃ uygulaması yapraklardaki GR aktivitesini sadece 50 mM tuz stresi uygulanan bitkilere göre istatistiksel olarak etkilememiştir ($P \geq 0,05$). 75 ve 100 mM tuz uygulanan bitkilerde ise yapraklardaki GR aktivitesi KNO₃ uygulaması sonucunda sadece 75 ve 100 mM tuz verilen bitkilere göre belirgin oranda artış göstermiştir ($P \leq 0,05$).



Şekil 4.7. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki glutasyon redüktaz aktivitesi üzerine etkisi. (AÖF, anlamlı önemli fark; T, tuz; değerler 5 tekrarın ortalaması olup, barlar ± standart hata değerlerini göstermektedir).

4.8. Tuz Stresinin GPOD Aktivitesi Üzerine Etkisi

50 mM tuz uygulaması mısır yapraklarındaki GPOD aktivitesini kontrol bitkileriyle karşılaştırıldığında istatistiksel anlamda etkilememiş ($P \geq 0,05$), 75 mM tuz uygulaması artırmış, 100 mM tuz uygulaması ise azaltmıştır ($P \leq 0,05$) (Şekil 4.8.). KNO₃ uygulaması mısır yapraklarındaki GPOD aktivitesini kontrolle karşılaştırıldığında belirgin derecede azaltmıştır ($P \leq 0,05$). 50, 75 ve 100 mM tuz stresi altındaki mısır bitkilerine uygulanan KNO₃ yapraklardaki GPOD aktivitesini sadece 50, 75 ve 100 mM tuz uygulanan bitkilere göre istatistiksel olarak artırmıştır ($P \leq 0,05$).



Şekil 4.8. Tuz stresi (50, 75 ve 100 mM NaCl) ve potasyum (3 mM KNO₃) uygulamalarının mısır bitkisinin yapraklarındaki guaiakol peroksidaz aktivitesi üzerine etkisi. (AÖF, anlamlı önemli fark; T, tuz; değerler 5 tekrarın ortalaması olup, barlar ± standart hata değerlerini göstermektedir).

BÖLÜM 5. TARTIŞMA VE SONUÇ

Tuzluluk, artan insan nüfusu ile birlikte dünyadaki tarım alanlarını tehlike altına alan, bitkisel ürünlerin üretim, verim ve kalitesini önemli oranda sınırlandıran çevresel faktörlerden birisidir (Botella ve ark., 2005). Dünya genelinde tarım arazilerinin % 20' sinin, 2050 yılına kadar ise % 50' sinin tuzluluk sorunu ile karşı karşıya kalacağı tahmin edilmektedir (Kang ve ark., 2010). Bu nedenle, bitkilerin büyüme ve gelişmelerini olumsuz yönde etkileyen tuz stresine karşı toleranslarının araştırılması büyük önem taşımaktadır.

Tuz stresinin bitki büyüme ve gelişmesi üzerindeki olumsuzlukların etki derecesi; bitki türü ve çeşidine, uygulanan tuzun konsantrasyonu ile çeşidine, tuza maruz kalma süresine ve tuza toleranslarına bağlı olarak değişmektedir (Dajic, 2006). Ayers ve Westcot (1989), bitkileri tuz stresine karşı gösterdikleri tolerans derecelerine göre yüksek derecede tolerant (arpa, şeker pancarı, pamuk, buğday), orta derecede tolerant (mısır, ayçiçeği, yulaf, çeltik) ve hassas (mercimek, bezelye, fasülye) olmak üzere sınıflandırmışlardır.

Bu çalışmada dünya genelinde yaygın olarak tarımı yapılan mısır bitkisinin ülkemizde yetiştirilen yerli bir genotipi olan Ada 9510 kullanılmış, farklı tuz konsantrasyonları (50, 75, 100 mM) altında yetiştirilen Ada 9510 genotipine kök yoluyla verilen KNO_3 ' ün sebep olduğu biyokimyasal ve fizyolojik değişimler ve bu değişimlerin tuz toleransı ile etkileşimleri araştırılmıştır.

Farklı bitki türleri ile yapılan pek çok araştırma bitkilerin tuz stresinin olumsuz etkilerinden korunmak için genetik potansiyelleri ölçüsünde SOD, APX, GR ve GPOD

gibi bazı antioksidant enzimlerinin aktivitelerinde artışların meydana geldiğini göstermiştir (Gossett ve ark., 1996; Harinasut ve ark., 2003; Yaşar, 2003; Yasar ve ark., 2006). SOD, O_2^- radikalinin bir dismutasyon reaksiyonu ile H_2O_2 'ye indirgenmesiyle ilgili reaksiyonu katalizler. Çalışmamızda mısır bitkilerine uygulanan tüm tuz konsantrasyonlarının yapraklardaki SOD aktivitesini kontrole göre önemli oranda azalttığı belirlenmiştir. Bu sonuç tuz stresi altındaki mısır yapraklarında meydana gelen O_2^- radikali birikimini açıkça göstermektedir. APX bu reaksiyon sonucunda meydana gelen H_2O_2 'nin su ve oksijene kadar parçalanmasından sorumlu olan askorbat-glutasyon döngüsünün ilk enzimidir. GR ise askorbat-glutasyon döngüsünün son enzimi olarak, okside glutasyonu NADPH molekülünün yardımıyla indirgeyen bir enzimidir (Asada, 1999). İndirgenmiş glutasyonun yapısındaki elektronlar da APX enziminin H_2O_2 'yi parçalamasında kullanılmaktadır. Yani GR, APX ile birlikte H_2O_2 'nin detoksifikasyonundan sorumludur. Çalışmamızda 50 ve 75 mM tuz stresi uygulanan mısır bitkilerinin yapraklarındaki GR aktivitesi kontrole karşılaştırıldığında istatistiksel anlamda etkilenmemiş ancak 100 mM tuz uygulanan bitkilerde belirgin derecede artmıştır. Ancak SOD'ye benzer şekilde çalışmamızda 50, 75 ve 100 mM tuz uygulanan mısır yapraklarındaki APX aktivitesi kontrole göre belirgin derecede düşük bulunmuştur. Bu sonuçlar tuz stresi uygulanan mısır yapraklarında askorbat-glutasyon döngüsünün etkili bir şekilde aktive olmadığını ve mısır yapraklarında H_2O_2 birikiminin de meydana geldiğini göstermektedir. Nitekim yaptığımız H_2O_2 analizleri de bu fikri tamamen destekleyecek yönde sonuçlar vermiştir. Bir reaktif oksijen türü olan H_2O_2 , biyolojik sistemlerde normal metabolizma sonucu üretilmekte ve birçok biyokimyasal ve fizyolojik sürece etki etmektedir. H_2O_2 miktarının düşük olması antioksidant savunma sisteminin aktif olduğunu, H_2O_2 miktarının yüksek olması ise dokularda oksidatif hasarlanmanın olduğunu göstermektedir (Liu ve ark., 2010). Bitkilerde stres faktörlerinden etkilenen ilk hedef bölge hücresel membrandır. Tuz stresi de dahil olmak üzere tüm abiyotik stres faktörleri etkisi altında bulunan bitkilerde hücresel membran hasarları MDA (malondialdehit) miktarı ile belirlenmektedir. MDA, hücre membranının fosfolipitleri düzeyinde oksidatif bir zararlanmanın, lipit peroksidasyonunun bir göstergesidir (Güneş ve ark., 2007). Tuza toleransı yüksek olan bitkilerde stres faktörleri altında MDA miktarı düşük, tuza toleransı az olan bitkilerde ise MDA miktarı yüksek oranda

gözlenmektedir (Güneş ve ark., 2007). Kısacası dokulardaki MDA miktarında meydana gelen değişimler bitki türleri ve genotipleri arasında tuz stresine tolerans ve duyarlılık derecelerinin belirlenmesinde önemli bir kriter olarak kabul edilmektedir (Jain ve ark., 2001). Yapılan bir çalışmada tuz stresinin domates yapraklarında MDA miktarını artırdığı, bu artışın oksidatif hasarın bir göstergesi olduğu bildirilmiştir (Hodges ve ark., 1999; Doğan ve ark., 2010; Doğan, 2012). Hıyarda yapılan bir çalışmada tuz stresi altındaki bitki yapraklarında MDA miktarının artış gösterdiği ancak toleransı yüksek olan çeşitte bu artışın duyarlı çeşide oranla daha az miktarda olduğu tespit edilmiştir (Zhu ve ark., 2008). Çalışmamızda mısır bitkilerine uygulanan tüm tuz konsantrasyonlarında (50, 75, 100 mM) kontrole kıyasla yapraklardaki MDA miktarında artış olduğu belirlenmiştir. Bu sonuç da tuz stresi altındaki mısır yapraklarında O_2^- radikali ve H_2O_2 birikimi sonucunda membran hasarının arttığını göstermektedir.

Tuz stresinin bitkilerde stomaların kapanmasına, yaprak alanının küçülmesine, transpirasyonun ve CO_2 fiksasyonunun azalmasına neden olarak fotosentetik aktiviteyi azalttığı bilinmektedir. Ashrafuzzaman ve ark., (2000) tuz stresinin bitkilerin fotosentetik pigment içeriğini azalttığını bildirmişlerdir. Mercimek fideleri üzerinde yapılan bir çalışmada tuz stresinin toplam klorofil miktarını önemli oranda azalttığı belirlenmiştir (Turan ve ark., 2007). Yapılan bir diğer çalışmada da tuz stresi altındaki farklı dut genotiplerinin klorofil a, klorofil b ve karotenoid miktarlarının azaldığı bildirilmiştir (Agastian ve ark., 2000). Çalışmamızda 50, 75 ve 100 mM tuz uygulanan mısır genotipinin yapraklarındaki klorofil a, klorofil b, toplam klorofil ve toplam karotenoid miktarlarının kontrole kıyasla önemli oranda azaldığı belirlenmiştir. Yaprak dokularındaki fotosentetik pigment miktarı, bu moleküllerin sentez ve parçalanma hızı arasındaki dengeye bağlı olarak değişim göstermektedir. Örneğin ayçiçeği bitkisinde tuz stresi uygulamalarının klorofil öncüsü olan 5-aminolevülinik asidin miktarını azaltarak fotosentetik pigment miktarını olumsuz yönde etkilediği rapor edilmiştir (Santos ve ark., 2001). Buna göre çalışmamızda uyguladığımız farklı tuz konsantrasyonlarının mısır yapraklarındaki fotosentetik pigment miktarını, bu moleküllerin sentez hızını azaltarak ve/veya parçalanma hızını artırarak azalttığı

söylenbilir. Tuz stresi altındaki mısır yapraklarındaki H_2O_2 ve MDA birikimi de bu fikri destekler niteliktedir.

GPOD enzimi de bitkilerde H_2O_2 ' nin parçalanmasından sorumlu olan bir enzimdir. Bu enzimin antioksidant aktivitesinin yanı sıra bitkilerde büyüme ve gelişme (Riquelme ve Cardemil, 1993) ile hücre çeperlerindeki lignin biyosentezi konusunda rol oynadığı bilinmektedir (Bruce ve West, 1989). Çalışmamızda 50 mM tuz uygulaması mısır yapraklarındaki GPOD aktivitesini kontrol bitkileriyle karşılaştırıldığında istatistiksel anlamda etkilememiş, 75 mM tuz uygulaması artırmış, 100 mM tuz uygulaması ise azaltmıştır. GPOD aktivitesindeki bu düzensiz değişimler tuz stresi altındaki bitkilerde büyümenin olumsuz etkilenmiş olması ve stresin şiddetinin GPOD' nin antioksidant kapasitesini aşmasından kaynaklanmış olabilir.

Tuz stresi altındaki mısır bitkilerine uygulanan 3 mM KNO_3 yapraklardaki SOD, APX, GR ve GPOD aktivitesini, sadece tuz stresi altındaki bitkilerle karşılaştırıldığında önemli oranda artırırken, H_2O_2 ve MDA miktarını azaltmıştır. Bu sonuçlar KNO_3 uygulamasının tuz stresi altındaki mısır bitkilerinin yapraklarında O_2^- radikali ve H_2O_2 ' nin detoksifikasyon hızını artırdığını ve oksidatif hasarı azalttığını göstermektedir. Amjad ve ark., (2016) tuz stresi altındaki domates bitkilerine yapraktan uyguladıkları potasyumun, tuz stresi altında artan MDA miktarını düşürerek, stresin zararlı etkilerini azalttığını, büyüme ve gelişmeyi olumlu yönde etkilediğini ve tuz stresinin neden olduğu oksidatif hasarı da önemli ölçüde azalttığını bildirmişlerdir. Aktaş (2002), SOD aktivitesinin tuza tolerant olan bir biber genotipinde duyarlı genotipe oranla daha yüksek çıktığını, tolerant genotipin O_2^- radikale karşını kendini daha etkin koruyabildiğini bildirmiştir. GPOD aktivitesinin arttığı uygulamalarda H_2O_2 molekülünün askorbat-glutasyon döngüsü enzimleri dışında GPOD tarafından da detoksifiye edildiğini göstermektedir.

Çalışmamızda tuz stresi ile birlikte uygulanan KNO_3 ' ün mısır yapraklarındaki klorofil a, klorofil b, toplam klorofil ve toplam karotenoid miktarını sadece tuz verilen bitkilerle karşılaştırıldığında artırdığı gözlenmiştir. Nitekim Yeo ve Flowers (1983) tuz koşulları altında potasyum uygulamasının ise bitki yapraklarında klorofil içeriğini

arttırdığını, bu artışın ise pigment sentezinin artmasından veya potasyumun klorofil içeriğindeki azalmayı yavaşlatmasından kaynaklanabileceğini bildirmişlerdir. Biber bitkisi kullanılarak yapılan bir diğer çalışmada da tuz stresi altındaki bitkilere dışarıdan uygulanan KNO_3 ' ün, yaprak ve köklerde potasyum ve yapraklarda klorofil içeriğini arttırdığı, tuz stresinin olumsuz etkilerini ise azalttığı bildirilmiştir (Kaya ve Higgs, 2003). Karotenoidler bitkilerde ışık absorpsiyonu yapan, fazla ışık enerjisinin ortama ısı olarak verilmesini sağlayan, singlet oksijenin (1O_2 ; tekli uyarılmış oksijen) detoksifikasyonunu sağlayarak membran stabilizasyonunu koruyan antioksidant sistemin enzimatik olmayan bileşenlerinden biridir (Trebst, 2003; Förster ve Pogson, 2004). Nitekim Yakıt ve Tuna (2006) yaptıkları çalışmada tuz uygulamasıyla beraber bitkide karotenoid miktarının önemli oranda azaldığını, ancak dışarıdan uygulanan Ca^{+2} , K^+ ve Mg^{+2} iyonlarının karotenoid miktarında artışa neden olduğunu belirtmişlerdir. Elde ettiğimiz sonuçlar tuz stresi altındaki mısır bitkilerinde KNO_3 uygulamasının yapraklardaki karotenoid miktarını ve antioksidant kapasiteyi artırdığını göstermektedir. Nitekim tuz ve KNO_3 uygulamaları, sadece tuz uygulaması sonucu azalan klorofil a, klorofil b ve toplam klorofil miktarının da artmasını sağlamıştır.

Tuz stresi altındaki bitkilerde serbest prolin miktarında değişimlerin meydana geldiği bilinmektedir. Prolin, stres koşullarında yüksek miktarlarda üretilerek hücre içi osmotik düzenleme (Delauney ve Verma, 1993), sitozolik pH' ın düzenlenmesi (Venekamp, 1989), enzimlerin korunması ve makro moleküller ile organellerin stabilizasyonunun sağlanması gibi görevlere sahiptir (Gadallah, 1999). Bitkiler olumsuz stres koşullarına adapte olabilmek için dokularındaki prolin miktarını artırmaktadır (Hare ve Cress, 1997). Poustini ve ark., (2007) otuz ekmeklik buğday çeşidinde yapmış oldukları çalışmada, tuz stresi uygulamalarının yaprak dokularında prolin miktarının artışına neden olduğunu bildirmişlerdir. Yapılan diğer çalışmalarda da tuz stresi altındaki domates (Doğan ve ark., 2010) ve mısır (Yakıt, 2006) bitkisinde prolin miktarının arttığı belirtilmiştir. Yapılan bir çalışmada ise tuz stresinin arpada prolin birikimine neden olmadığı anlaşılmıştır (Yamaya ve Matsumoto, 1989). Bundan dolayı prolinin ozmoregülasyon ve tuz toleransı konusundaki fonksiyonu tartışmalıdır. Lutts ve arkadaşları (1996), tuz stresi altındaki pirinç bitkilerinde prolinin osmotik

regülasyonda rol oynamadığı ve prolin birikiminin tuz toleransı için bir indikatör olmaktan çok bir hasar semptomu olduğunu belirlemişlerdir. Ancak çalışmamızda gerçekleştirilen uygulamalar sonucunda prolin miktarında meydana gelen değişimlerle diğer parametrelerde gözlenen değişimler arasında bir korelasyon bulunamamıştır.

Bu sonuçlara göre mısır bitkisinin Ada 9510 genotipinde uygulanan tuz stresinin antioksidant kapasiteyi azalttığı, dokularda O_2^- radikali ve H_2O_2 birikimini artırarak fotosentetik pigment kaybına neden olduğu ve artan MDA miktarı nedeniyle membran hasarına yol açtığı söylenebilir. Tuz stresi altındaki mısır bitkilerine uygulanan KNO_3 'ün ise antioksidant sistemi uyararak radikallerin detoksifikasyonunu hızlandırdığı ve hem mebran hasarını azalttığı hem de pigment kaybını önlediği ifade edilebilir. Sonuç olarak tuz stresi altındaki bitkilerde potasyum uygulamalarının verim kaybını azaltmak amacıyla kullanılabilceği belirlenmiştir. Ancak uygulanacak potasyum kaynağının tipinin ve konsantrasyonunun bitki türüne göre belirlenmesi gerektiği de göz önünde tutulmalıdır.

KAYNAKLAR

- Açıköz, N. ve Gevrek, M.N., 1992, Çeltik mutantlarının tuza karşı tepkileri üzerine araştırmalar. Tr.J. of Agriculture and Forestry, Tübitak. 18:176-186 p.
- Agastian, P. Kingsley, S.J., Vivekanandan, M. 2000. Effect of salinity on photosynthesis and biochemical characteristics in mulberry genotypes. Photosynthetica., 38, 287–290.
- Ağaoğlu S., Çelik H., Çelik M., Fidan Y., Gülşen Y., Günay A., Halloran N., Köksal İ. ve Yanmaz R., 1997. Genel Bahçe Bitkileri, A.Ü. Ziraat Fakültesi Eğitim, Araştırma ve Geliştirme Vakfı Yayınları No:4. Ankara.
- Ahmad, P., Jhon, R., Sarwat, M., Umar, S., 2008, Responses of proline, lipid peroxidation and antioxidative enzymes in two varieties of *Pisum sativum* L. under salt stress, Int. J. Plant Produc., 2, 353–366.
- Ahmad, P. Hakeem, K.R., Kumar, A., Ashraf, M., Akram, N.A. 2012. Salt-induced changes in photosynthetic activity and oxidative defense system of three cultivars of mustard (*Brassica juncea* L.). Afr. J. Biotechnol., 11(11), 2694–2703.
- Akgül, H., 2002. Tuzluluk. <http://www.ebkae.cjb.net>
- Akgül H., (2003). Tuzluluk. Eğirdir Bahçe Kültürleri Araştırma Enstitüsü, Ziraat Mühendisliği Dergisi, 340.
- Akış, Ayhan. Ve Kaya, Baştürk. Ve Seferov, Rehman. Ve Başkan, Hasan Ozan . Harran Ovası ve Çevresindeki Tarım Arazilerinde Tuzluluk Problemi ve Problemin İklim Özellikleriyle İlişkisi, 2005.
- Akkuş, İ., 1995, Serbest radikaller ve fizyopatolojik etkileri, Mimoza Yay., Konya, 1-3.
- Aktaş, H. 2002. Biberde Tuza Dayanıklılığın Fizyolojik Karakterizasyonu ve Kalıtımı. Ç.Ü. Fen Bilimleri Enst. Doktora Tezi, Adana, 105 sayfa.
- Aloni, B. ve Rosenstein, G., 1984. Proline Accumulation: A Parameter for Evaluation of Sensitivity of Tomato Varieties to Drought Stress. Physiol. Plant., 61: 231-235.
- Alscher, R. G., Donahue, J. L. ve Cramer, C. L., 1997, Reactive oxygen species and antioxidants: Relationships in green cells, Physiologia Plantarum, 100, 224-233.

- Alscher, R.G., Ertürk, N. ve Heath, L.S., 2002. Role of Superoxide Dismutases (SODs) in Controlling Oxidative Stress in Plants, *Journal of Experimental Botany*, 53(372), 1331-1341.
- Amjad, M., Akhtar, J., Anwar-ul-Haq, M., Riaz, M.A., Saqib, Z.A., Murtaza, B., Naeem, M.A., 2016. Effectiveness of potassium in mitigating the salt-induced oxidative stress in contrasting tomato genotypes. <http://dx.doi.org/10.1080/01904167.2016.1201107>.
- Amtmann, A. ve Sanders, D., 1999, Mechanisms of Na⁺ uptake by plant cells. *Adv. Bot. Res.*, 29:75–112 p.
- Anonim, 1996. Plant Materials for Saline-Alkaline Soils., Technical Notes., U.S. Department of Agriculture Natural Resources Conservation Service Bridger, Montana October 1, 1996.
- Anonim, 2010a. http://harristurf.crinet.com/education_train/pdfs/alkaline_soil.pdf [Erişim Tarihi; 20.01.2010].
- Anonim, 2016. Web page: file:///C:/Users/user/Desktop/Downloads/general-booklet-philips-ledlighting-in-horticulture%20(1).pdf. Date accessed: 05.10.2016.
- Aono, M. Kubo, A., Saji, H., Tanaka, K., Kondo, N. 1993. Enhanced tolerance to photooxidative stress of transgenic *Nicotiana tabacum* with high chloroplastic glutathione reductase activity. *Plant Cell Physiol.*, 34, 129-135.
- Apse, M.P. ve Blumwald, E., 2007. Na⁺ Transport in Plants, *FEBS Letters*, 581, 2247-2254.
- Arıcioglu, A.(1994): Serbest oksijen radikalleri ve hücre hasarı. *Doktor.* 2/3 Mayıs: 238-242.
- Arshi A, Abidin MZ, Iqbal M, 2006. Sennoside content and yield attributes of *Cassia angustifolia* Vahl. as affected by NaCl and CaCl₂. *Scientia Horticulturae* 111: 84-90.
- Artlip, T.S. ve Funkhouser, E.A. (1995). Protein Synthetic Responses to Environmental Stresses. M. Pessarakli (Ed.), *Handbook of Plant and Crop Physiology*, pp. 627– 644. Marcel Dekker, New York.
- Asada, K., Takahashi, M., 1987. Production and Scavenging of Active Oxygen Radicals in Photosynthesis. In: D.J.Kyle Et Al. (Eds.) *Photoinhibition*. Elsevier, Amsterdam, 227-297.
- Asada, K. 1994. Mechanisms for Scavenging Reactive Molecules Generated in Chloroplast Under Light Stress. In: Baker, N.R.

- Asada, K. 1999. The water-water cycle in chloroplasts: scavenging of active oxygens and dissipation of excess photons, *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.*, 50, 601-639.
- Ashraf, M. 1994. Breeding for salinity tolerance in plants. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 13(1); 17-42.
- Ashraf, M. Fatima, H. 1995. Responses of some salt tolerant and salt sensitive lines of safflower (*Carthamus tinctorius* L.). *Acta Physiol. Plant.*, 17, 61–71.
- Ashraf, M. Tufail, M. 1995. Variation in salinity tolerance in sunflower (*Helianthus annuus* L.), *J. Agron. Soil Sci.*, 174, 351–362.
- Ashraf, M.Y. ve Bhatti, A.S. (2000). Effect of salinity on growth and chlorophyll content in rice. *Pak. J. Sci. Ind. Res.* 43, 130– 131.
- Ashraf, M. ve Harris, P.J.C. (2004). Potential biochemical indicators of salinity tolerance in plants. *Plant Sci.* 166, 3–16.
- Ashraf, M. ve Foolad, M. R., 2007. Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance, *Environmental and Experimental Botany*, 59, 206-216.
- Ashrafuzzaman, M., M. A. H. Khan, S. M. Shohidullah and M. S. Rahman. 2000. Effects of salinity the chlorophyll content, yield and yield components of QPM CV. Nutricia. *Pakistan Journal of Biological Sciences* 3: 43- 46.
- Aydemir, O. ve İnce, F., 1988, *Bitki Besleme*. Dicle Üniv. Eğitim Fak. Yay. No: 2, Diyarbakır.
- Aydemir, O., 1992. *Bitki Besleme ve Toprak Verimliliği*. Atatürk Üniversitesi Yayınları. No: 734. Erzurum.
- Ayers, R.S., Westcot, D.W., 1976. *Water Quality for Agriculture* . FAO Irrigation and Drainage Paper No, 29 (Rev 1), Food and Agriculture Organization of the United Nations
- Ayers, R.S., D.W. Westcot, 1989. *Water Quality for Agriculture*. FAO, Irrigation and Drainage Paper No 29; 174.
- Ayyıldız, M., 1990. *Sulama Suyu Kalitesi ve Tuzluluk Problemleri*. Ankara Üniv. Ziraat Fakültesi Kültürteknik Bölümü, Ankara Üniv. Ziraat Fak. Yayınları: 1196, Ders Kitabı: 344, Ankara, 282s.
- Aziz, A. Martin-Tanguy, J., Larher, F. 1998. Stress-induced changes in polyamine and tyramine levels can regulate proline accumulation in tomato leaf discs treated with sodium chloride. *Physiol. Plant.*, 104, 195–202.
- Babaoğlu M. 2005. *Mısır ve Tarım* ([http:// /hayrabolutb.org.tr/media/ziraat/Misir-Tarimi-2.pdf](http://hayrabolutb.org.tr/media/ziraat/Misir-Tarimi-2.pdf)). Trakya Tarımsal Araştırma Enstitüsü Müdürlüğü, Edirne.

- Baker, N. R. and Rosenqvist, E. 2004. Application of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: an examination of future possibilities. *J. Exp. Bot.*, 55(403), 1607-1621.
- Bal, A.R., Qadar, A., Joshi, Y.C. and Rana, R.S. 1984. Free proline accumulation under salt stresses in wheat and barley. *Curr. Agric.*, 8; 91-95.
- Barber, S.A., Walker, J.M. ve Vasey, E.H., 1963. Mechanisms for the Movement of Plant Nutrients from the Soil and Fertilizer to the Plant Root, *Agricultural and Food Chemistry*, 11, 3, 204-207.
- Bar-Tal, A., Feigenbaum, S., Sparks, D.L., 1991. Potassium-salinity interactions in irrigated corn. *Irrigation Science*. 12: 27-35.
- Bartels, D., ve Sunkar, R. 2005. Drought and Salt Tolerance in Plants. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 24(1); 23-58.
- Bartley, G.E., ve Scolnik, P.A., 1995. Plant Carotenoids: Pigments for Photoprotection, Visual Attraction and Human Health, *The Plant Cell*, 7, 1027-1038.
- Barton, M.K. ve Poethig R.S., 1993. Formation of the shoot apical meristem in *Arabidopsis thaliana*: an analysis of development in the wild type and in the shoot meristemless mutant, *Development*, 119, 823-831.
- Bates, L. S. Waldren, R. P., ve Teare, I. D. 1973. Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and Soil*, 39, 205-207.
- Battaglia, M., Olvera-Carillo, Y., Garcarrubio, A., Campos, F. ve Covarrubias, A., 2008. The Enigmatic LEA Proteins and Other Hydrophilins, *Plant Physiology*, 148, 6-24.
- Bennetzen, J.L. ve Hake, S.C., 2009. *Handbook of Maize: Its Biology*, Springer.
- Benson GO., ve Pearce RB. 1987. Corn Perspective and Culture, 1-31, *Corn Chemistry and Technology*, Watson, S.A. and Ramstad, P.E. (Eds.), American Association of Cereal Chemists, Inc., USA, Page 605.
- Berger J., 1962. Maize Production and the Manuring of Maize. *Centre D'étude de L'azote*, Geneva, Page 315.
- Beyer, W. F. ve Fridovich, I. 1987. Assaying for superoxide dismutase activity: Some large consequences of minor changes in conditions. *Anal. Biochem.*, 161, 559-566.
- Biswal, B. Joshi, P.N., Raval, M.K., Biswal, U.C. 2011. Photosynthesis, a global sensor of environmental stress in green plants: stress signalling and adaptation. *Curr. Sci.*, 101, 47-56.

- Björkman, O. ve Demmig, B., 1987, Photon yield of O₂ evolution and chlorophyll fluorescence characteristics at 77K among vascular plants of diverse origins, *Planta*, 170, 489-504.
- Blokhina, O. ve Fagerstedt, K.V., 2010. Reactive Oxygen Species and Nitric Oxide in Plant Mitochondria: Origin and Redundant Regulatory Systems, *Physiologia Plantarum*, 138, 447-462.
- Blum, A. 1985. Breeding crop varieties for stress environments. *CRC Critical Rev. in Plant Sci.* 2(3), 199- 238.
- Blum, A. 1988. *Plant Breeding for Stres Environments*. CRC Press. Boca Raton. FL., pp: 223.
- Bohnert, H.J., Nelson, D.E. ve Jensenayb, R.G., 1995. Adaptations to Environmental Stresses, *The Plant Cell*, 7, 1099-1111.
- Bokhari, U.G. ve Trent, J.D., 1985. Proline Concentrations in Water Stressed Grasses. *Journal of Range Management* 38(1), 37-38.
- Borsani, O., Valpuesta, V., ve Botella, M.A., ‘‘Devolving salt tolerant plants in a new century: a molecular biology approach’’, *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 73: 101-115 (2003).
- 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.
- Bouchereau, A., Aziz, A., Larher, F. ve Martin–Tanguy, J. (1999). Polyamines and environmental challenges: recent development. *Plant Sci.* 140, 103–125.
- Bowler C., Van Montagu M., Inzé D., Superoxide dismutase and stress tolerance. *Annu Rev Plant Physiol Plant Mol Biol.* 1992;43:83–116. doi: 10.1146/annurev.pp.43.060192.000503.
- Brenner, C., 1991, *Biotechnology and Developing Country Agriculture: The Case of Maize*, OECD Publications, Paris, 102 p.
- Breusegem, F.V., Vranová, E., Dat, J.F. ve Inz, D., 2001. The Role of Active Oxygen Species in Plant Signal Transduction, *Plant Science*, 161, 405-414.
- Bruce, R.J. West, C. A. 1989. Elicitation of lignin biosynthesis and isoperoxidase avtivity by pectic fragments in suspension culture of castor bean. *Plant Physiol.*, 91, 889-897.
- Budak, N. Çalışkan, CF. Çaylak, Ö. (1994). Bitki büyüme regülatörleri ve tarımsal üretimde kullanımı. *Ege Üniv. Zir. Fak.Dergisi*, 31, 289-296.
- Burssens, S., Himanen, K., Cotte, B.V., Beeckman, T., Montagu, M.V., Inze, D. ve Verbruggen, N., 2000. Expression of Cell Cycle Regulatory Genes and

- Morphological Alterations in Response to Salt Stress in *Arabidopsis thaliana*, *Planta*, 211, 632-640.
- Busch, D.S., 1995. Calcium regulation in plant cell and his role in signalling. *Annual Review in Plant Physiology*. 46, 95-102.
- Büyük İ., Soydam-Aydın S. ve Aras S., 2012. Bitkilerin Stres Koşullarına verdiği Moleküler Cevaplar. *Türk Hijyen ve Deneysel Biyoloji Dergisi*, 69 (2): 97-110.
- Campbell, 2003. Steven A. Wasserman, Peter V. Minorsky, Lisa A. Urry, Jane B. Reece, Robert B. Jackson, Urry Michael L. Cain. Çevirmen: Ertunç Gündüz, İsmail Türkan. Palme Yayıncılık.
- Cavailari, A. J. ve Huang, A. H. C. 1976. Evaluation of prolin accumulation in the adaptation of diverse species of marsh hallophytes to the saline environment. *Amer. J. Botany*, 31;883-893.
- Caverzan A., Cassassola A., Brammer S., (2016). Antioxidant Responses of Wheat Plants Under Stress. *Genetics and Molecular Biology*. 39: 1-6.
- Chartzoulakis, K. Klapaki, G. 2000. Response of two green house pepper hybrids to NaCl salinity during different growth stages. *Sci. Hortic.*, 86, 247–260.
- Chattopadhyay, M. K., Tiwari, B. S., Chattopadhyay, G., Bose, A., Sengupta, D. N., and Ghosh, B. 2002. Protective role of exogenous polyamines on salinity-stressed rice (*Oryza sativa*) plants. *Physiologia Plantarum*, 116(2); 192–199.
- Chen, T. H. H., ve Murata, N. 2002. Enhancement of tolerance of abiotic stress by metabolic engineering of betaines and other compatible solutes. *Current opinion in plant biology*, 5(3); 250–257.
- Chen, Z., Cuin, T.A., Zhou, M., Twomey, A., Naidu, B.P. ve Shabala, S., 2007. Compatible Solute Accumulation and Stress-mitigating Effects in Barley Genotypes Contrasting in Their Salt Tolerance, *Journal of Experimental Botany*, 58, 4245-4255.
- Chow, W.S., M.C. Ball ve J.M. Naderson, 1990. Growth and photosynthetic response of spinach to salinity: implications of K⁺ nutrition for salt tolerance. *Aust. J. Plant Physiol.* 46:53-56.
- Chutipaijit, S. Cha-um, S., Sompornpailin, K. 2011. High contents of proline and anthocyanin increase protective response to salinity in *Oryza sativa* L. spp. indica. *Aust. J. Crop Sci.*, 5, 1191–1198.
- Clark, A.J., Blissett, K.J. ve Oliver, R.P. (2003). Investigating the role of polyols in *Cladosporium fulvum* during growth under hyper-osmotic stress and in planta. *Planta* 216, 614–619.

- Cnubben NHP., Rietjens IMCM., Wortelboer H., Van-Zanden J., Van Bladeren PJ. The Interplay of Glutathione Related Processes in Antioxidant Defense. *Environ Toxicol Pharmacol.* 2001; 10(4): 141- 152.
- Collins, A., 2001, Carotenoids and genomic stability, *Mutat. Res.*, 475, 1-28.
- Comporti, M. (1993) : Lipid peroxidation. Biopathological significance. *Molec.Aspects.Med.* 14: 199-207.
- Conde, C., Silva, P., Agasse, A., Lemoine, R., Delrot, S., Tavares, R. ve Gerós, H. (2007). Utilization and Transport of Mannitol in *Olea europaea* and Implications for Salt Stress Tolerance. *Plant Cell Physiol.* 48, 42–53.
- Corpas, F.J., Barroso, J.B., del Río, L.A., 2001, Peroxisomes as a source of reactive oxygen species and nitric oxide signal molecules in plant cells, *Trends Plant Sci.*, 6, 145-150.
- Cram, W.J. 1976. Negative feedback regulation of transport in cells. The maintenance of turgor, volume and nutrient supply, in: U. Lüttge, M.G. Pitman (Eds.), *Encyclopedia of Plant Physiology, New Series*, vol. 2, Springer-Verlag, Berlin, 284–316.
- Cramer, G.R., Epstein, E. ve Lauchli, A. 1988. kinetics of root elongation of maize in response to short-term exposure to NaCl ve elevated Calcium concentration. *J. Exp. Bot.* 39, 1513-1522.
- Cramer, G.R., 2002. Calcium-sodium interactions under salinity stress. In: *Salinity. Environment-Plants-Molecules.* Eds. A. Läuchli and U. Lüttge. Kluwer Acad. Publishers pp:205-228.
- Çiçek, N. ve Çakırlar, H., 2002. The Effect of Salinity on Some Physiol. Parameters in two Maize Cult..*Bulg. J.Plant Physiol.*,28(1–2),66–74.
- Dajic, Z., 2006. Salt Stress, Physiology and Molecular Biology of Stress Tolerance in Plants, ISBN-13 978-14020-4224-9, Dordrecht, The Netherlands, 345p.
- Dalchau, N., Hubbard, K.E., Robertson, F.C., Hotta, C.T., Briggs, H.M., Stan, G.B., Gonçalves, J.M. ve Webb, A.A., 2010. Correct biological timing in Arabidopsis requires multiple light-signaling pathways, *Proceedings. National Academy of Sciences (PNAS) U S A*, 107, 29, 13171-13176.
- Dat, J., Vandenabeele, S., Vranova, E., Van Montagu, M., Inze, D. and Van Breusegem, F., 2000, Dual action of the active oxygen species during plant stress responses, *Cellular and Molecular Life Sciences*, 57: 779- 795.
- Debouba, M., Gouia, H., Suzuki, A., Ghorbel, M.H., 2006. NaCl Stress Effects on Enzymes Involved in Nitrogen Assimilation Pathway in Tomato "*Lycopersicon Esculentum*" Seedling. *Journal of Plant Physiology*, 163: 1247-1258.

- Degl'Innocenti, E., Hafsi, C., Guidi, L. ve Navari-Izzo, F., 2009. The Effect of Salinity on Photosynthetic Activity in Potassium-deficient Barley Species, *Journal of Plant Physiology*, 166, 1968-1981.
- Del Río, L.A. Corpas, F.J., Sandalio, L.M., Palma, J.M., Gómez, M. Barroso, J.B. 2002. Reactive oxygen species, antioxidant systems and nitric oxide in peroxisomes. *J. Exp. Bot.*, 53, 1255-1272.
- Delauney, A.J, Verma, D.P.S., 1993. Proline biosynthesis and osmoregulation in plants. *The Plant Journal* 4, 215-223.
- Demiral, T. ve Türkan, I. (2004). Does exogenous glycinebetaine affect antioxidative system of rice seedlings under NaCl treatment? *J. Plant Physiol.* 161, 1089–1100. Dept. Of. Commerce, Washington Dc. 25.
- Dinar, A.H. Ebert, G., Ludders, P. 1999. Growth, chlorophyll content, photosynthesis and water relations in guava (*Psidium guajava* L.) under salinity and different nitrogen supply. *Gartenbauwissenschaft*, 64, 54–59.
- DiTomaso, J.M., Shaff, J.B. ve Kochain, L.V. (1989). Membrane-mediated putrescine transport and its role in stressed-induced phytotoxicity. *Plant Physiol.* 89, 147.
- Djilianov, D., Georgieva, T., Moyankova, D., Atanassov, A., Shinozaki, K., Smeeken, S.C.M., Verma, D.P.S. ve Murata, N., 2005. Improved Abiotic Stress Tolerance in Plants by Accumulation of Osmoprotectants–gene Transfer Approach, *Biotechnology and Biotechnological Equipment*, 19, 63-71.
- Doğan, M., Tıprıdamaz, R., Demir, Y., 2010. Effective salt criteria in callus- cultured tomato genotypes, *A. Journal of Biosciences*, 65, 613–618.
- Doğan, M., 2012. Investigation of the effect of salt stress on the antioxidant enzyme activities on the young and old leaves of salsola (*Stenoptera*) and tomato (*Lycopersicon esculentum* L.). *African Journal of Plant Science*, 6(2), 62-72.
- Dowswell RC., Paliwal RL., Cantrell RP. 1996. *Maize in the Third World*. Westview Press. Colorado, USA, Page 268.
- Dubey, R. S. ve Singh, A.K. (1999). Salinity induces accumulation of soluble sugars and alters the activity of sugar metabolizing enzymes in rice plants. *Biol. Plant.* 42, 233–239.
- Dutt, G.R., Terkeltoup, R.W., Rauschkol, R.J. 1972. Prediction of gypsum and leaching requirements for sodium affected soils. *Soil Sci.* 114:93-103.
- Dünder Y., ve Aslan R. Oksidan-Antioksidan Denge ve Korunmasında Vitaminlerin Rolü. *Hayvancılık Araştırma Dergisi.* 1999; 9(1- 2): 32-39.
- Ehret, D.L., Remann, R.E., Harvey, B.L. and Cipywnyk, A., 1990. Salinity-induced Ca defic. in wheat and barley. *Plant Soil.* 128, 143-151.

- Ekmekçi, E., Apan, M., ve Kara, T., “Tuzluluğun bitki gelişimine etkisi”, OMÜ, Ziraat Fakültesi Dergisi, 20 (3): 118-125 (2005).
- Elçi, İ., Kolsarıcı, Ö. ve Geçit, H. H., 1994, Tarla bitkileri. Ankara Üni. Zir. Fak. Yayınları: 1385, Ankara, s, 239.
- Elliot JG., Application of antioxidant vitamins in foods and beverages. Food Technology 1999, 53(2), 46-48.
- Elstner, E.F. (1987). Metabolism of activated oxygen species. D.D. Davies (Ed.), The Biochemistry of Plants. Vol. II, Biochemistry of Metabolism, pp.252–315. Academic Press, San Diego, CA.
- Ergene, A., 1982. Toprak Bilgisi. Atatürk Üniversitesi Ziraat Fakültesi Yayınları. Erzurum.
- Ergene, A., 1995. Toprak Biliminin Esasları (Genişletilmiş 5. Baskı). Atatürk Üniversitesi Yayın No: 586, Ziraat Fakültesi Yayın No: 267, Ders Kitapları Serisi No: 42, Erzurum.
- Ergene, A., 1997. Toprak Biliminin Esasları. Yayın no: 0027 ISBN: 975-8004-30-1 S:108-110.
- Essa T.A., 2002. Effect of salinity stress on growth and nutrient composition of three soybean (*Glycine max* L. Merrill) cultivars. Journal of Agronomy and Crop Science, 188,2: 86-93.
- Esterbauer H., Schaur RJ., Zollner H., Chemistry and biochemistry of 4-hydroxynonenal, malonaldehyde and related aldehydes. Free Radic Biol Med 1991;11:81-128.
- Evelin, H., Kapoor, R. ve Giri, B., 2009, Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review, Annals of Botany, 104: 1263–1280.
- Fageria, V.D., 2001. Nutrient interactions in crop plants. J. Of Plant Nutrition, 24:8, 1269-1290.
- FAO. 2014. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Environmental Performance of Animal Feeds Supply Chains: Guidelines For Quantification. Draft For Public Review. Available at: http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/benchmarking/docs/LEAP_Anima_feeds_DRAFT.pdf, (Erişim Tarihi: 4 Şubat 2017).
- Farrant, J. M. (2000). A comparison of mechanisms of desiccation tolerance among three agiosperm resurrection plant species. Plant Ecology 151, 29-39.
- Flowers, T.J., Garcia, A., Koyama, M., ve Yeo, A.R., “Breeding for salt tolerance in crop plants-the role of molecular biology”, Acta Physiologia Plantarum, 19 (4): 427-433 (1997).

- Fougere, F., Le Rudulier, D. ve Streeter, J.G.(1991). Effects of salt stress on amino acid, organic acid, and carbohydrate composition of roots, bacteroids, and cytosol of alfalfa (*Medicago sativa* L.). *Plant Physiol.* 96, 1228–1236.
- Foyer, C.H., Lenda, M. ve Kunert, K.J., 1994. Photooxidative Stress in Plants. *Physiol. Plant.*, 92: 696-717.
- Foyer, C.H. Noctor, G. 2005. Redox homeostasis and antioxidant signaling: a metabolic interface between stress perception and physiological responses. *Plant Cell.*, 17, 1866-1875.
- Förster, B. ve Pogson, B.J. 2004. Carotenoids in Photosynthesis. *Encyc. Plant Crop Sci.*, 245-249.
- Franco, J.A., Fernandez, J.A., Banon, S., 1997. Relationship Between the Effects of Salinity on Seedling Leaf Area and Fruit Yield of Six Muskmelon Cultivars. *Hortscience*, 32 (4): 642-644.
- Fujita, M., Fujita, Y., Noutoshi, Y., Takahashi, F., Narusaka, Y., Yamaguchi-Shinozaki, K. ve Shinozaki, K. 2006. Crosstalk between abiotic and biotic stress responses: a current view from the points of convergence in the stress signaling Networks, *Current Opinion in Plant Biology*, 9, 436–442.
- Gabor, G., Simon-Sarkadi, L., Bekes, F. ve Erdei, L., 1986. Genotype specific changes in amino acid ve polyanime of wheat tissue culture induced by osmotic stress. *Advances in Agricultural Biotechnology* 170-176.
- Gadallah, M.A.A., 1999. Effect of proline and glycinebetaine on *Vicia faba* responses to salt stress. *Biologia Plantarum.* 42:2, 249-257.
- Galston, A.W. ve Sawhney, R.K., 1990. Polyamines in Plant Physiology, *Plant Physiology*, 94, 406-410.
- Galston, A.W. Kaur-Sawhney, R., Atabella, T., Tiburcio, A.F. 1997. Plant polyamines in reproductive activity and response to abiotic stress. *Bot. Acta.*, 110,197–207.
- Garcia, A. B. Almeida-Engler, J., Lyer, S., Gerats, T., Van Montagu, M., Caplan, A.B. 1997. Effects of osmoprotectants upon NaCl stress in rice. *Plant Physiol.*, 115, 159–169.
- Gardiner, D.T. ve Miller, R.W (2008). *Solis in Our Environment*. 11 th Edition, Pearson/Prentice Hall, Upper Saddle Hill, Ne Jersey, USA.
- Garg, A. K., Kim, J.-K., Owens, T. G., Ranwala, A. P., Choi, Y. D., Kochian, L. V., and Wu, R. J. 2002. Trehalose accumulation in rice plants confers high tolerance levels to different abiotic stresses. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 99(25); 15898–15903.
- Gaur A., Grupa SK., Lipid components of mustard seeds (*Brassica juncea* L.) as influenced by cadmium levels. *Plant Foods Hum Nutr*, 1994; 46: 93-102.

- Genard, H., Le Saos, J., Hillard, J., Tremolieres, A. ve Boucaud, J. (1991). Effect of salinity on lipid composition, glycinebetaine content and photosynthetic activity in chloroplasts of *Suaeda maritima*. *Plant Physiol. Biochem.* 29, 421–427.
- Gey KF, Puska P, Jordan P, Moser UK. Inverse correlation between plasma vitamin E and mortality from ischemic heart disease in cross-cultural epidemiology. *The American Journal Clinical Nutrition* 1991, 53, 326-334.
- Ghassemi, F., Jakeman, A.J. ve Nix, H.A., 1995, *Salinisation of land and water resources*, University of New South Wales Pres Ltd, Australia, 31-33p.
- Ghoulam, C., Foursy, A., ve Fares, K., ‘‘Effects of salt stress on growth, inorganic ions and proline accumulation in relation to osmotic adjustment in five sugar beet cultivars’’, *Environmental and Experimental Botany*, 47: 39-50 (2002).
- Gibon, Y. Bessieres, M.A., ve Larher, F. 1997. Is glycine betaine a noncompatible solute in higher plants that do not accumulate it. *Plant Cell Environment.*, 20, 329-340.
- Gill, S.S., Tuteja, N., 2010, Reactive oxygen species and antioxidant machinery in abiotic stress tolerance in crop plants, *Plant Physiology and Biochemistry*, 48, 909-930.
- Glenn, E. P., Brown, J. J. ve Blumwald, E. 1999. Salt Tolerance and crop potential of Halophytes. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 18 (2); 227-255 p.
- Goddijn, O.J.M. Van Dun, K. 1999. Trehalose metabolism in plants. *TIBS.*, 4, 315–319.
- Gorham, J. McDonnel, E., Budrewicz, E., Wyn Jones, R. G. 1985. Salt tolerance in the Triticeae: growth and solute accumulation in leaves of *Thinopyrum bessarabicum*, *J. Exp. Bot.*, 36, 1021–1031.
- Gossett, D.R., Banks, S.W., Millhollon, E.P., Lucas, C., 1996. Antioxidant response to NaCl stress in a control and NaCl tolerant cotton cell line grown in the presence of paraquat, buthionine, sulfoximine, and exogenous glutathione. *Plant Physiol.*, 112: 803-809.
- Govindjee, 2004. Chlorophyll a fluorescence: a bit of basics and history. In: Papageorgiou, G., Govindjee (Eds.), *Chlorophyll a fluorescence: a signature of photosynthesis*. Springer, Ordrecht, pp., 1–42.
- Grant J., ve Loake G., (2000). Role of Reactive Oxygen Intermediates and Cognate Redox Signaling in Disease Resistance, *Plant Physiol.*, 124: 21-29.
- Greenup, A., Peacock, W.J., Dennis, E.S. ve Trevaskis, B., 2009. The molecular biology of seasonal flowering-responses in *Arabidopsis* and the cereals, *Annals of Botany*, 103, 8, 1165-72.

- Greenway, H. ve R. Munns. 1980. Mechanisms of salt tolerance in nonhalophytes. *Annu. Rev. Plant Physiol* 31: 149-190.
- Gustin, M. C., Albertyn, J., Alexander, M., ve Davenport, K. 1998. MAP Kinase Pathways in the Yeast *Saccharomyces cerevisiae*. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 62(4); 1264–1300.
- Güneş, A., Inal, A. ve Alpaslan, M. 1996. Effect of salinity on stomatal resistance, proline and mineral composition of pepper. *J. Plant Nutrition* 19(2), 389-396.
- Güneş, A. ve Alpaslan, M. 2000. Boron uptake and toxicity in maize genotypes in relation to boron and phosphorus supply. *J. Plant Nutr.* 23 (4); 541-550 p.
- Güneş, A., İnal, A., Bağcı, E.G., Pilbeam, D., 2007. Silicon-mediated changes of some physiological and enzymatic parameters symptomatic for oxidative stress in spinach and tomato grown in sodic-B toxic soil. *Plant and Soil*, 290(1): 103-114.
- Güngör, Y. ve Erözel, Z., 1994. Drenaj ve Arazi Islahı. Ankara Üniv., Ziraat Fak. Yayınları No:1341, Ders Kitabı:389, Ankara, 232s.
- Gürel A., R. Avcıoğlu, 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.
- Halliwell, B., 1984. Toxic Effects of Oxygen on Plant Tissues, in: *Chloroplast Metabolism, The Structure and Function of Chloroplasts in Green Leaf Cells*, Halliwell, B., Edt., Oxford, Oxford Press, 180-206.
- Halliwell, B. ve Gutteridge, J.M.C. (1985). *Free Radicals in Biology and Medicine*. Clarendon Press, Oxford.
- Halliwell B., Free radicals and antioxidants: A personal view. *Nutrition Reviews* 1994, 52(8), 253-265.
- Halliwell, B. ve Gutteridge, J.M.C., 1999, *Free radicals in biology and medicine*, 3rd ed. Oxford, Oxford University Press.
- Hanson, A.D., Nelsen, C.E. ve Everson, E.H. 1977. Evolution of free proline accumulation as an index of drought resistance using two contrasting barley cultivars. *Crop Sci.*, 17: 720-726.
- Hare, P.D. ve Cress, W.A., 1997. Metabolic Implications of Stress-induced Proline Accumulation in Plants, *Plant Growth Regulation*, 21(2), 79-102.
- Hare, P.D., Cress, W.A. ve Staden, J.V., 1998. Dissecting the Roles of Osmolyte Accumulation During Stress, *Plant, Cell and Environment*, 21, 535-553.
- Harinasut, P., Poonsopa, D., Roengmongkol, K., Charoensataporn, R., 2003. Salinity effects on antioxidants enzymes in mulberry cultivar, *Science Asia*, 29:109-113.

- Hasegawa, P.M., Bressan, R.A. ve Handa, A.V. 1986. Cellular mechanisms of salinity tolerance. *Hort. Sci.*, 21: 1317-1324.
- Henle KJ, Jethmalani SM, Nagle WA. Stres proteins and glycoproteins. *Int Mol Med*, 1999; (1): 25-32.
- Henshaw, G.G., Jha, K.K., Mehta, A.R., Joan Shadeshift, D. ve Street, H.E., 1966. Studies on the Growth in Culture of Plant Cells: I. GROWTH PATTERNS IN BATCH PROPAGATED SUSPENSION CULTURES, *Journal of Experimental Botany*, 17, 2, 362-377.
- Hernandez, J. A. Olmos, E., Corpas, F.J., Sevilla, F., del Rio, L.A. 1995. Salt-induced oxidative stress in chloroplasts of pea plants. *Plant Sci.*, 105, 151–167.
- Hirschi KD, 2004. The calcium conundrum. Both versatile nutrient and specific signal. *Plant Physiology* 136:2438-2442.
- Hodges, D.M., Delong, J.M., Forney, C.F., Prange, R.K., 1999. Improving the thiobarbituric acid-reactive substances assay for estimating lipid peroxidation in plant tissues containing anthocyanin and other interfering compounds. *Planta*, 207, 604-611.
- Holmberg N, Bülow L. Improving stress tolerance in plants by gene transfer. *Trends Plant Sci*, 1998; 3(2): 61-6.
- Hopkins, W.G., 1995. *Introduction to Plant Physiology*, The University of Western Ontario, John Wiley and Sons Inc., 423-443.
- Hopkins, W.G. 1999. *Introduction to Plant Physiol.* second ed., Wiley, New York.
- Horneck, D.A., Ellsworth J.W., Hopkins B.G., Sullivan D.M., Stevens R.G., 2007. *Managing Salt-Affected Soils for Crop Production*. A Pacific Northwest Extension. Oregon State University.
- Hounsa, C.G., Brandt, E.V., Thevelein, J., Hohmann, S. ve Prior, B.A. (1998). Role of trehalose in survival of *Saccharomyces cerevisiae* under osmotic stress. *Microbiology* 144, 671–680.
- Hu, J.P., 2007, Toward understanding plant peroxisome proliferation, *Plant Sig. Behav.*, 2, 308-310.
- Huner, N. P. A., Öquist, G. ve Sarhan, F., 1998. Energy balance and acclimation to light and cold, *Trends in Plant Science*, 3 (6): 224-230.
- Hunt, S. 2003. Measurement of photosynthesis and respiration in plants. *Plant Physiol.*, 117, 314-325.
- Hurkman, W.J. Rao, H.P. Tanaka, C.K. 1991. Germin-like polypeptides increase in barley roots during salt stress. *Plant Physiol.*, 97, 366–374.

- IGC. 2017. International Grains Council, <http://www.igc.int/en/default.aspx>, Erişim Tarihi: 18 Haziran 2017).
- Iswari, S., Palta, J.P., 1989. Plasma membrane ATPase as a site of functional alteration during cold acclimation and freezing injury. IN Low Temperature Stress Physiology in Crops. PH. Li, ed. (Boca Raton: CRC press), pp. 123- 137.
- Jain, M. Mathur, G., Koul, S., Sarin, N.B. 2001. Ameliorative effects of proline on salt stress- induced lipid peroxidation in cell lines of groundnut (*Arachis hypogea* L.). Plant Cell. eports., 20, 463-468.
- Jalali, M., 2008. Effect of Sodium and Magnesium on Kinetics of Potasium Release in Some Calcareous Soils of Western Iran. Geoderma 145 207-215.
- Jamei, R., Heidari, R., Khara, J. ve Zare, S., 2009. Hypoxia Induced Changes in the Lipid Peroxidation, Membrane Permeability, Reactive Oxygen Species Generation, and Antioxidative Response Systems in Zea mays Leaves, Turkish Journal of Biology, 33, 45-52.
- Jang, I.C., Oh, S.J., Seo, J.S., Choi, W.B., Song, S.I., Kim, C.H., Kim, Y.S., Seo, H.S., Choi, Y.D. ve Nahm, B.H. (2003). Expression of a bifunctional fusion of the Escherichia coli genes for trehalose-6- phosphate synthase and trehalose-6- phosphate phosphatase in transgenic rice plants increases trehalose accumulation and abiotic stress tolerance without stunting growth. Plant Physiol. 131, 516-524.
- Jimenez, J.A., Hernandez, G., Pastori, L.A., del Rio, F. 1998. Sevilla, Role of theascorbate-glutathione cycle of mitochondria and peroxisomes in the senescence of pea leaves. Plant Physiol., 118, 1327-1335.
- Jugenheimer RW. 1958. Hybrid Maize Breeding and Seed Production. FAO Agricultural Development Paper No:62, Rome. Page 369.
- Kacar, B. ve A. V. Katkat, 1988. Bitki Besleme . Uludağ Üniversitesi Geliştirme Vakfı Yayın No: 127. Vıpaş Yayınları 3. Özsan Matbaası, Bursa. s: 595.
- Kacar, B., Katkat, A.V. ve Öztürk, Ş., 2002, Bitki Fizyolojisi, Uludağ Üniversitesi Güçlendirme Vakfı Yayın No:198, Bursa.
- Kacar, B., 2005. Potasyumun bitkilerde işlevleri ve kalite üzerine etkileri. Ege Üniversitesi'nin 50. Kuruluş Yılı Etkinlikleri, Çalıştay, 3-4 Ekim, Eskişehir, s: 20-31.
- Kacar, B., Katlav, V., Öztürk, Ş., Bitki Fizyolojisi, Nobel Yayın Dağıtım, Ankara, 2006.
- Kacar, B. 2015. Genel Bitk Fizyolojisi, Göktuğ Ofset Matbaacılık, 1. Baskı.,1-539.
- Kadıoğlu, A. ve Terzi, R., 2007. A Dehydration Avoidance Mechanism: Leaf Rolling, The Botanical Review, 73, 290-302.

- Kafi, M., W. S. Stewart, ve A. M. Borland. (2003). Carbohydrate and proline contents in leaves, roots and apices of salt-tolerant and salt-sensitive wheat cultivars. *J. Plant Physiol.* 50, 174–182.
- Kakkar, R.R. Rai, V.R. 1997. Polyamines under salt stress, in: Jaiwal, P.K., Singh, R.P., Gulati A., (Eds.), *Strategies for Improving Salt Tolerance in Higher Plants.* Oxford and IBH Publishing Co. New Delhi., 191–203.
- Kakkar, R.K., Nagar, P.K., Ahuja, P.S. ve Rai, V.K. (2000). Polyamines and plant morphogenesis. *Biol. Plant.* 43, 1–11.
- Kamal-Eldin, A., ve Appelqvist, L.A. 1996. The chemistry and antioxidant properties of tocopherols and tocotrienols. *Lipids.*, 31, 671-701.
- Kanber, R., Kırdı, C. ve Tekinel, O., 1992. Sulama Suyu Niteliği ve Sulamada Tuzluluk Sorunları. Ç.Ü. Ziraat Fakültesi Genel Yayın No:21, Ders Kitapları Yayın No:6, Adana.
- Kaneko, J.J. (1980): *Clinical Biochemistry of Domestic Animals.* Third Edition. Academic Press. Inc. (London) Ltd.
- Kang J, Xie W, Sun Y, Yang Q, Wu M 2010. Identification of genes induced by salt stress from *Medicago truncatula* L. seedlings. *African Journal of Biotechnology*, 9: 7589-7594.
- Kanner J., German JB., Kinsella JE., Initiation of lipid peroxidation in biological systems. *Crit Rev Food Sci Nutr* 1987;25:317-364.
- Karadavut, U., 1997. Tuz stresinin bitkiler üzerindeki etkileri. *K.Ü. Ziraat Fakültesi Dergisi.* 2(1):57-72.
- Karanlık, S. 2001. Değişik Buğday Genotiplerinde Tuz Stresine Dayanıklılık Ve Dayanıklılığın Fizyolojik Nedenlerinin Araştırılması. Çukurova Üniversitesi Fen Bilimleri Enstitüsü, Doktora tezi (Basılmamış) Adana, 162s.
- Katiyer, S. Dubey, R.S. 1990. Salinity-induced accumulation of polyamines in germinating rice seeds differing in salt tolerance. *Trop. Sci.*, 30, 229–240.
- Kavas, ÖG., Serbest radikaller ve organizma üzerine etkileri. *Türkiye Klinikleri* 1989, 9(1), 1-8.
- Kaya, C., Kirnak H, Higgs D, Saltali K, 2002. Supplementary calcium enhances plant growth and fruit yield in strawberry cultivars grown at high (NaCl) salinity. *Scientia Horticulturae* 93, 65-74.
- Kaya, C. ve Higgs, D., 2003. Supplementary KNO₃ Improves Salt Tolerance in Bell Pepper Plants, *J. of Plant Nutr.* 26,7, 1367–1382.

- Kaya, C., Tuna, A.L., Ashraf, M., Altunlu, H., 2007. Improved Salt Tolerance of Melon (*Cucumis melo* L.) by the Addition of Proline and Potassium Nitrate. *Environmental and Experimental Botany*, 60: 397-403.
- Kaynak L., Ersoy N., (1997). Bitki Büyüme Düzenleyicilerinin Genel Özellikleri ve Kullanım Alanları. *Akdeniz Üniversitesi Ziraat Fakültesi Dergisi*, 10, 223-236.
- Kerepesi, I. ve Galiba, G., 2000, Osmotic and salt stress induced alteration in soluble carbohydrate content in wheat seedlings, *Crop Sci.*, 40, 482–487.
- Khan, M.A. ve Ungar, I.A. (1997). Effect of thermoperiod on recovery of seed germination of halophytes from saline conditions. *Am. J. Bot.* 84, 279–283.
- Khan, M.A., Ungar, I.A., Showalter, A.M., 2000, The effect of salinity on the growth, water status and ion content of a leaf a succulent perennial halophyte, *Suaeda fruticosa* (L.) Forssk, *J Arid Environ*, 45, 73–84.
- Khan, M.A. 2001. Experimental assessment of salinity tolerance of *Ceriops tagal* seedlings and saplings from the Indus delta. *Pakistan. Aquat. Bot.*, 70, 259–268.
- Khan NA., ve Singh S. *Abiotic Stress and Plant Responses*. New Delhi, IK International, 2008.
- Khatun, S. ve Flowers, T.J., 1995. Effects of Salinity on Seed Set in Rice, *Plant Cell and Environment*, 18, 6167.
- Khavarinejad, R.A. Mostofi, Y. 1998. Effects of NaCl on photosynthetic pigments, saccharides, and chloroplast ultrastructure in leaves of tomato cultivars. *Photosynthetica.*, 35, 151–154.
- Khedr, A.H.A., Abbas M.A., Wahid A.A.A., Quick W.P. ve Abogadallah G.M. (2003). Proline induces the expression of salt stress responsive proteins and may improve the adaptation of *Pancreaticum maritimum* L. to salt stress. *J. Exp. Bot.* 54, 2553–2562.
- Kırtok, Y., 1998, *Mısır Üretimi ve Kullanımı*, Kocaelik Basım ve Yayınevi, İstanbul.
- Koca, H., Bor, M., Özdemir, F., ve Türkan, Đ., “The effect of salt stress on lipid peroxidation, antioxidative enzymes and proline content of sesame cultivars”, *Environmental and Experimental Botany*, 60: 344-351 (2007).
- Kocaçalışkan İ, 2003. *Bitki Fizyolojisi*, DPÜ Fen-Edebiyat Fakültesi Yayını, 420.
- Kong, K., Daduang, S., Wongkham, C.H., Bun– Nag, S., Kosittrakun, M., Theerakulpisut, P. (2005). Protein profiles in response to salt stress in leaf sheaths of rice seedlings. *Sci. Asia* 31, 403–408.
- Kopsell, D.A., Sams, C.E., Morrow, R.C., 2015. Blue Wavelengths from LED Lighting Increase Nutritionally Important Metabolites in Specialty Crops. *Hortscience*, 50(9): 1285-1288.

- Kosová, K., Vítámvása, P., Prášila, I. T. ve Renaut, J., 2011. Plant proteome changes under abiotic stress - Contribution of proteomics studies to understanding plant stress response, *Journal of Proteomics*, 74, 1301-1322.
- Kour, H., ve Perkins, M.J., 1991, The free radical chemistry of food additives, In Ed: Arvoma O.I, Halliwell B., *Free Radicals and Food Additives*, New York.
- Koyro, H-W., 2002. Ultrastructural Effects of Salinity in Higher Plants, *Salinity: Environment-PlantsMolecules*, Published by Kluwer Academic Publishers, ISBN 1-4020-0492-3, Dordrecht, The Netherlands, 522p.
- Koyro, H.-W., “Effect of salinity on growth, photosynthesis, water relations and solute composition of the potential cash crop halophyte *Plantago cronopus* (L.)”, *Environmental and Experimental Botany*, 56: 136-146 (2006).
- Krause, G. H. and Weis, E., 1991, Chlorophyll fluorescence and photosynthesis. The basics, *Annual Review of Plant Physiology Plant Molecular Biology*, 42, 313-349.
- Krupa Z., ve Baszynski T., Acyl lipid composition of thylakoid membranes of cadmium–treated tomato plants. *Acta Physiol Plantarum*, 1989; 11: 111-6.
- Kumlay AM., Eryiğit T., (2011). Bitkilerde Büyüme ve Gelişmeyi Düzenleyici Maddeler: Bitki Hormonları. *Iğdır Üniversitesi Fen Bilimleri Enstitüsü Dergisi* 1(2):47-56.
- Kurban, H. Saneoka, H., Nehira, K., Adilla, R., Premachandra, G.S., Fujita, K. 1999. Effect of salinity on growth, photosynthesis and mineral composition in leguminous plant *Alhagi pseudoalhagi* (Bieb.). *Soil Sci. Plant Nutr.*, 45, 851–862.
- Kuşvuran, Ş., Yaşar, F., Abak, K., ve Ellialtıoğlu, Ş., “Tuz stresi altında yetiştirilen tuza tolerant ve duyarlı *Cucumis* sp.’nin bazı genotiplerinde lipid peroksidasyonu, klorofil ve iyon miktarlarında meydana gelen değişimler”, *Yüzüncü Yıl Üniversitesi, Ziraat Fakültesi, Tarım Bilimleri Dergisi (J. Agric. Sci.)*, 18 (1): 13-20 (2008).
- Kuşvuran Ş., 2010. Kavunlarda Kuraklık ve Tuzluluğa Toleransın Fizyolojik Mekanizmaları Arasındaki Bağlantılar, *Çukurova Üniversitesi Fen Bilimleri Enstitüsü, Bahçe Bitkileri Anabilimdalı*, Adana.
- Kuznetsov, V.V. Rakitin, V.Y., Sadomov, N.G., Dam, D.V., Stetsenko, L.A., Shevyakova, N.I. 2002. Do polyamines participate in long-distance translocation of stress signals in plants. *Russ. J. Plant Physiol.*, 49, 120–130.
- Kün E., 1985. Sıcak İklim Tahılları, Ankara Üniversitesi Ziraat Fakültesi Yayınları, No: 953, Ders Kitabı No: 257, Ankara, Sayfa 317.
- Kün, E., 1997, Tahıllar II (Sıcak iklim Tahılları), Ankara Üniversitesi Ziraat Fakültesi Tarla Bitkileri Bölümü, IV. Baskı, Ankara, 170. sy.

- Kwiatowsky, J., 1998. Salinity Classification, Mapping and Management in Alberta. Food and Rural Development and Agriculture and Agrifood. Canada.
- Lacerda C.F., Cambraia J., Olivab M.A. ve Ruiz H.A., 2002. Changes in growth and in solute concentrations in sorghum leaves and roots during salt stress recovery.
- Larcher, W., 1995, Environmental Influences on Growth and Development, in Physiological Plant Physiology, Larcher, W. (ed.), Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, 277-319 pp.
- Lauchli, A. ve R. Pflüger, 1978. Potassium transport through plant cell membranes and metabolic role of potassium in plants. In: Potassium research- Review and Trends. Potash Inst. Bern. p: 111-163
- Levitt, J. (1972). Responses of Plants to Environmental Stresses, Academic Press, New York, 697s.
- Levitt, J. 1980. Responses of Plants to Environmental Stresses: Chilling, freezing, and high temperature stresses. Second Ed., Vols. I II. New York and London Academic Press, ISBN 10: 0124455018, 497p.
- Li, C., Fang B., Yang C., Shi D., Wang D., 2009. Effects of Various Salt-Alkaline Mixed Stresses on the State of Mineral Elements in Nutrient Solutions and the Growth of Alkali Resistant Haloptye Chloris Virgata. Journal of Plants Nutrition,32: 1137-1147.
- Lichtenthaler, H. K. 1987. Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes, Methods in Enzy., 148, 350-382.
- Lima-Costa, M.E., Ferreira, S., Duarte, A. ve Ferreira, A.L., 2008. Alleviation of Salt Stress Using Exogenous Proline on a Citrus Cell Line, VI International Symposium on Mineral Nutrition of Fruit Crops, ISHS Acta Horticulturae http://www.actahort.org/books/868/868_10.htm
- Limon-Pacheco J., ve Gonsebatt ME. The role of antioxidants and antioxidant related enzymes in protective responses to environmentally induced oxidative stress. Mutat Res. 2009; 674(1-2): 137-147.
- Liu T., Stern A., Roberts LJ., The isoprostanes: Novel prostaglandin-like products of the free radical catalyzed peroxidation of arachidonic acid. Journal of Biomedical Science 1999, 6, 226–35.
- Liu Y., Jiang H., Zhao Z., An L. Nitric oxide synthesis like activity-dependent nitric oxide production protects against chilling induced oxidative damage in *Chorispora bungeana* suspension cultured cells. Plant physiology and Biochemistry 48: 936- 944, 2010.
- Lutts, S., Kinet, J.M., Bouharmont, J., 1996. NaCl Induced senescence in leaves of rice (*Oryza sativa* L.) cultivars differing in salinity resistance, Annals of Botany, 78, 389-398.

- Lynch, J., Polito, V.S, Lauchli, A., 1989. Salinity Stress Increases Cytoplasmic Ca Activity in Maize Root Protoplasts. *Plant Physiol*, 90: 1271-1274.
- Mahajan, S., ve Tuteja, N. 2005. Cold, salinity and drought stresses: an overview. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 444(2); 139–158.
- Makela, P., Kontturi, M., Pehu, E., Somersalo, S., 1999. Photosynthetic Response of Drought and Salt–Stressed Tomato and Turnip Rape Plants to Foliar- Applied Glycinebetaine. *Physiol. Plant.*, 105:45-50.
- Malik D., Sbeoran IS., Singh R., Carbon metabolism of cadmium treated wheat seedlings. *Plant Physiol Bioch*, 1992; 30(2): 223–9.
- Malkin R., ve Niyogi K., (2000). Photosynthesis. In: *Biochemistry and Molecular Biology of Plants*, Buchanan B, Gruissem W, Jones R, eds (Rockville, MD: American Society of Plant Physiologists), pp. 568–628.
- Malkoç, M., ve Aydın, A., 2003. Mısır (*Zea Mays L.*) ve fasulye (*Phaseolus Vulgaris L.*)’nin gelişimi ve bitki besin maddeleri içeriğine farklı tuz uygulamalarının etkisi. *Atatürk Üniv. Ziraat Fak. Derg.* 34 (3): 211–216.
- Mansour, M.M.F. (2000). Nitrogen containing compounds and adaptation of plants to salinity stress. *Biol. Plant.* 43, 491–500.
- Marcelis, L. F.ve VanHooijdonk, J., 1999, Effect of salinity on growth, water use and nutrient use in radish (*Raphanus sativus L.*). *Plant Soil*, 215, 57-64.
- Marschner, H., 1986, *Mineral Nutrition of Higher Plants*. Academic Press, London. pp.300-312.
- Marschner, H. 1995. *Mineral Nutrient of Higher Plant*. 2.nd ed. London Acedemic, 889p.
- Massa, G.D., Kim, H.H., Wheeler, R.M., Mitchell, C.A., 2008. Plant Productivity in Response to LED Lighting. *HortScience*, 43(7): 1951-1956.
- Maxwell, K., Johnson, G.N., 2000. Chlorophyll fluorescence a practical guide. *Journal of Experimental Botany*, 51(345): 659-668.
- McCree, K.J., 1972. Test of current definitions of photosynthetically active radiation against leaf photosynthesis data. *Agr. Meteorol.* 10: 443–453.
- McMaster GS, Wilhelm WW, (2003). Phenological responses of wheat and barley to water and temperature: improving models. *Journal of Agricultural Science*, 141: 129-147.
- Meloni, D. A. Oliva, M. A., Ruiz, H. A., Martinez, C.A. 2001. Contribution of proline and inorganic solutes to osmotic adjustment in cotton under salt stress. *J. Plant Nutr.*, 24, 599–612.

- Mer, R. K., Prajith, P. K., Pandya, D. H. ve Pveey, A. N. 2000. Effect of salt on germination of seeds ve growth young plants of *Hordeum vulgare*, *Triticum aestivum*, *Cicer arietinum* ve *Brassica juncea*. *J. Gron. Crop. Sci.* 185, 209-217.
- Mısır Raporu. 2016. TMMOD Türkiye Ziraat Mühendisleri Odası, http://www.zmo.org.tr/genel/bizden_detay.php?kod=26263&tipi=17&sube=0, (Erişim tarihi: 23 Temmuz 2017).
- Mitsuya, S. Takeoka, Y., Miyake, H. 2000. Effects of sodium chloride on foliar ultrastructure of sweet potato (*Ipomoea batatas* Lam.) plantlets grown under light and dark conditions in vitro. *J. Plant Physiol.*, 157, 661–667.
- Mittal, S. Kumari, N., Sharma, V. 2012. Differential response of salt stress on *Brassica juncea*: photosynthetic performance, pigment, proline, D1 and antioxidant enzymes. *Plant Physiol. Bio.*, 54, 17–26.
- Mittler, R., ve Zilinskas, B.A. 1992. Molecular cloning and characterization of a gene encoding pea cytosolic ascorbate Peroxidase. *J. Biol. Chem.*, 267, 21802-21807.
- Mittler R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. *Trends Plant Sci.* 2002;7:405–410. doi: 10.1016/S1360-1385(02)02312-9.
- Miyake, H., Mitsuya, S. ve Rahman, M.S., 2006. Ultrastructural Effects of Salinity Stress in Higher Plants, *Abiotic Stress Tolerance in Plants: Toward the Improvement of Global Environment and Food*, Published by Springer, ISBN-10 1-4020-4388-0, Dordrecht, The Netherlands, 275p.
- Mohamed, A.N., Rahman, M.H., Alsadon, A.A., and Islam, R., “Accumulation of proline in NaCl-treated callus of six tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivars”, *Plant Tissue Cult. & Biotech.*, 17 (2): 217-220 (2007).
- Mohammad, M., Shibli, R., Ajlouni, M. ve Nimri, L., 1998. Tomato Root and Shoot Responses to Salt Stress Under Different Levels of Phosphorus Nutrition, *Journal of Plant Nutrition*, 21(8), 1667-1680.
- Mohanty, A. Kathuria, H., Ferjani, A., Sakamoto, A., Mohanty, P., Murata, N., Tyagi, A.K. 2002. Transgenics of an elite indica rice variety Pusa Basmati 1 harbouring the codA gene are highly tolerant to salt stress. *Theor. Appl. Genet.*, 106, 51–57.
- Montillet, J.L., Chamnongpol, S., Rusterucci, C., Dat, J., Van de Cotte, B., Agnel, J.P., Battesti, C., Inze, D., Van Breusegem, F., Triantaphylides, C., 2005, Fatty acid hydroperoxides and H₂O₂ in the execution of hypersensitive cell death in tobacco leaves, *Plant Physiol.*, 138, 1516-1526.
- Moran, J.F., Becana, M., Iturbe–Ormaetxe, I., Frechilla, S., Klucas, R.V. ve Aparicio–Tejo, P. (1994). Drought induces oxidative stress in pea plants. *Planta* 194, 346–352.

- Mullineaux, P.M. Rausch, T. 2005. Glutathione, photosynthesis and the redox regulation of stress-responsive gene expression. *Photosynthetic Res.*, 86, 459-474.
- Munns, R. (2000). Salinity, growth and phytohormones. Chapter 13, pp.305. In: A. Lauchli ve U. Lüttge (Eds.), *Salinity: Environment – Plants – Molecules*. Secaucus, NJ, USA: Kluwer Academic Publishers.
- Munns, R. 2002. Comparative physiology of salt and water stress. *Plant Cell. Environ.*, 25, 239–250.
- Munns, R. 2002. Salinity, growth and phytohormones. In: Läubli A, Lüttge U (eds) *Salinity: environment – plants – molecules*. Kluwer, The Netherlands, 271–290.
- Munns, R. Schachtman, D., Condon, A. 1995. The Significance of a Two-Phase Growth Response to Salinity in Wheat and Barley. *Funct. Plant Bio.*, 22(4), 561-569.
- Munns, R. Termaat, A. 1986. Whole-Plant Responses to Salinity. *Funct. Plant Bio.*, 13(1), 143-160.
- Munns, R. ve Tester, M., 2008. Mechanisms of Salinity Tolerance, *Annual Review of Plant Biology*, 59, 651-681.
- Munns, R., Rebetzke, G.J., Husain, S., James, R.A. and Hare, R.A., 2003, Genetic control of sodium exclusion in durum wheat, *Aust. J. Agric. Res.* 54: 627–635 p.
- Murakeozy, E.P., Nagy, Z., Duhaze, C., Bouchereau, A. ve Tuba, Z. (2003). Seasonal changes in the levels of compatible osmolytes in three halophytic species of inland saline vegetation in Hungary. *J. Plant Physiol.* 160, 395–401.
- Muscolo, A., Panuccio, M.R. ve Sidari, M. (2003). Effects of salinity on growth, carbohydrate metabolism and nutritive properties of kikuyu grass (*Pennisetum clandestinum* Hochst). *Plant Sci.* 164, 1103– 1110.
- Nelson, D.L. ve Cox, M.M., 2004. Carbohydrates and Glycobiology, in: *Lehninger Principles of Biochemistry*, 4, 238.
- Neto, A.D.A., Prisco, J.T., Eneas-Filho, J., Abreu, C.E.B., ve Gomes-Filho, E., “Effect of salt stress on antioxidatif enzymes and lipid peroxidation in leaves and roots of salt-tolerant and salt-sensitive maize genotypes”, *Environmental and Experimental Botany*, 56: 87-94 (2006).
- Niki E., Antioxidant in relation to lipid peroxidation. *Chemistry and Physics of Lipids* 1987, 44(2-4), 227-253.
- Niknam, V., Bagherzadeh, M., Ebrahimzadeh, H., ve Sokhansanj, A., “Effect of NaCl on biomass and contents of sugars, proline and proteins in seedlings and leaf explants of *Nicotiana tabacum* grown in vitro”, *Biologia Plantarum*, 48 (4): 613-614(2004).

- Nishiuchi, S., Yamauchi, T., Takahashi, H., Kotula, L., Nakazono, M., 2012. Mechanisms for coping with submergence and waterlogging in rice. *Rice*, 5(2): 1-14.
- Niyogi, K.K., Shih, C., Chow, W.S., Pogson, B.J., Della-Penna, D., Bjorkman, O., 2001, Photoprotection in a zeaxanthin and lutein deficient double mutant of *Arabidopsis*, *Photosynthetic Res.*, 67, 139-145.
- Noctor, G., ve Foyer, C., 1998, Ascorbate and glutathione: keeping active oxygen under control, *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 49, 249-279.
- Nouairi I., Ben Ammar W., Ben Youssef N., Ben Miled Daoud D., Habib Ghorbal M., et al. Comparative study of cadmium effects on membrane lipid composition of *Brassica juncea* and *Brassica napus* leaves. *Plant Sci*, 2006; 170: 511-9.
- Odeh, I. O. A. ve Onus A., 2008. Spatial Analysis of Soil Salinity and Soil Structural Satability in a Semiarid Region of New South Wales, Australia, *Enviromental Management* 42:265-278 DOI 10.1017/s00267-008-9100-z.
- Ohkawa, H. Ohishi, N., Yagi, Y. 1979. Assay of lipid peroxides in animal tissue by thiobarbituric acid reaction. *Anal. Bio.*, 95, 351-358.
- Onat T., Emerk K., Sözmen EY. (Ed.), (2002), *İnsan Biyokimyası*, Palme Yayıncılık, Ankara.
- Orthen, B., Popp, M. and Smirnov, N., 1994, Hydroxyl radical scavenging properties of cyclitols, *Proc. R. Soc. Edinburg Sect.*, 102, 269–272.
- Özcan S. 2009. Modern Dünya'nın Vazgeçilmez Bitkisi Mısır: Genetiği Değiştirilmiş (Transgenetik) Mısırın Tarımsal Üretime Katkısı. *Türk Bilimsel Derlemeler Dergisi*, Sayı 2, Cilt 2, Sayfa 1–34.
- Özdemir, F., Bor, M., Demiral, T. ve Turkan, I., 2004. Effects of 24-epibrassinolide on seed germination, seedling growth, lipid peroxidation, proline content and antioxidative system of rice under salinity stres. *Plant Growth Regulation* 42: 203–211.
- Özen, ÇH. Onay, A. (2013). *Bitki Fizyolojisi*. Nobel Yayınları. 2. Basım. Yayın No:553, 17: 275-293.
- Özkan A., Fışkın K., Serbest Oksijen Radikalleri, Karsinogenez ve Antioksidant Enzimler. *Türk Hematoloji Onkoloji Dergisi*. 2004; 14: 52-60.
- Pareek, A., Singla, S.L. ve Grover, A. (1997). Salt responsive proteins/genes in crop plants. pp.365–391. In: P.K. Jaiwal vd., (Eds.), *Strategies for Improving Salt Tolerance in Higher Plants*. Oxford and IBH Publication Co., New Delhi.

- Parida, A., Das, A.B. ve Das, P. (2002). NaCl stress causes changes in photosynthetic pigments, proteins and other metabolic components in the leaves of a true mangrove, *Bruguiera parviflora*, in hydroponic cultures. *J. Plant Biol.* 45, 28–36.
- Parida, A.K., ve Das, A.B., ‘‘Salt tolerance and salinity effects on plants: a review’’, *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60: 324-349 (2005).
- Parvaiz A., Shahid, U., ve Satyawati, S., 2010, Mechanism of free radical scavenging and role of phytohormones in plants under abiotic stresses. M. Ashraf et al. (eds.), *Plant Adaptation and Phytoremediation*, 99-118.
- Patrick, J.W., Botha, F.C. ve Brich, R.G., 2012. Metabolic Engineering of Sugars and Simple Sugar Derivatives in Plants, *Plant Biotechnology Journal*, 11, 142-156.
- Perrenoud, S., 1990, Potassium and Plant Health. IPI Res. Topics No: 3, 2nd Rev. Edition. Basel/Switzerland.
- Pesarraklı, M., 1999. Handbook of Plant and Crop Stress. Marcel Decker Inc. New York. Press, Oxford
- Pessarakli, M. ve Szabolcs, I., 1999. Soil Salinity and Sodidity as Particular Plant/Crop Stress Factors, Handbook of Plant Crop Stress, ISBN 0-8247-1948-4, New York, 1198 p.
- Poustini, K., Siosemardeh, A. ve Ranjbar, M., 2007, Proline accumulation as a response to salt stress in 30 wheat (*Triticum aestivum* L.) cultivars differing in salt tolerance, *Genet. Resour. Crop. Evol.*, 54, 925-934.
- Quariti O., Boussama N., Zarrouk M., Cherif A., Ghorbal MH., Cadmium- and copperinduced changes in tomato membrane lipids. *Phytochemistry*, 1997; 45: 1343-50.
- Rahman, Md.S., Matsumuro, T., Miyake, H. ve Takeoka, Y., 2000. Salinity-induced Ultrastructural Alterations in Leaf Cells of Rice (*Oryza sativa* L.), *Plant Production Science*, 3(4), 422-429.
- Rains, D.W. 1972. Salt transport by plants in relation to salinity. *Annu. Rev. Plant Physiol.*, 23: 367.
- Rasmusson, A.G., Soole, K.L., Elthon, T.E., 2004, Alternative NAD(P)H dehydrogenases of plant mitochondria, *Annu. Rev. Plant Biol.*, 55, 23-39.
- Rathert, G. (1984). Sucrose and starch content of plant parts as a possible indicator for salt tolerance of crops. *Aust. J. Plant Physiol.* 11, 491–495.
- Rausch, T. Wachter, A. 2005. Sulfur metabolism: a versatile platform for launching defence operations. *Trends Plant Sci.*, 10, 503-509.

- Reddy, M.P. ve Iyengar, E.R.R., 1999. Crop Responses to Salt Stress: Seawater Application and Prospects, Handbook of Plant Crop Stress, ISBN 0-8247-1948-4, New York, 1198p.
- Reinhold, L. ve Guy, M., 2002. Function of Membrane Transport System Under Salinity: Plazma Membrane, Salinity: Environment-Plants-Molecules, Published by Kluwer Academic Publishers, ISBN 1-4020-0492-3, Dordrecht, The Netherlands, 522p.
- Reiter R.J., Melchiorri D., Sewerynek E., Poeggeler B., Barlow-Walden L., Chuang J., Ortiz GG., Acuna-Castroviejo D. A review of the evidence supporting melatonin's role as an antioxidant. J Pineal Res. 1995; 18(1): 1-11.
- Rengasamay, P., 2006. World Salinization with Emphasis on Australia, Journal of Experimental Botany 57 (5):1017 Pp 1-13.
- Rhoades, D. Hanson, A.D. 1993. Quaternary ammonium and tertiary sulfonium compounds in higher plants. Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol., 44, 357–384.
- Rhoads, D.M., Umbach, A.L., Subbaiah, C.C., Siedow, J.N., 2006, Mitochondrial reactive oxygen species, contribution to oxidative stress and interorganellar signaling, Plant Physiol., 141, 357-366.
- Richards, L. A., Allison L. E., Brown J. V., Hayward H.E., Berntesin L., Fireman M., Pearson G. A., Wilcox, L.V., Bower, C.A., Hatcher, J.T., Reeve, R.C., 1954. Diagnosis and Improvement of Saline and Alkali soils. Agriculture Hand book, USDA. 60 pp.
- Richards, L.A. 1954, Diagnosis and Improvement of Saline and Alkali Soils. U.S. Dept. Agr. Handbook.,60.
- Riquelme, A. Cardemil, L. 1993. Peroxidases in the cell walls of seed and seedlings of *Araucaria araucana*. Phytoche., 32, 15-20.
- Romero, R., Aranda, T., Soria, T., ve Cuartero, J., 2001. Tomato Plant Water Relationships Under Saline Growth Conditions. Plant Science. 160(2):265–272.
- Rontein, D., Basset, G., ve Hanson, A. D. 2002. Metabolic Engineering of Osmoprotectant Accumulation in Plants. Metabolic Engineering, 4(1); 49–56.
- Sairam, R.K. ve Tyagi, A., 2004. Physiology and Molecular Biology of Salinity Stress Tolerance in Plants, Current Science, 86(3), 407-421.
- Sakamoto, A. ve Murata, N., 2002. The Role of Glycine Betaine in the Protection of Plants from Stress: Clues from Transgenic Plants, Plant Cell and Environment, 25, 163-171.
- Salisbury, F.B., C.W. Ross, 1992. Plant Physiology. Fourth edition. Wadsworth Publishing Company Belmont, California. 682 p.

- Sanchez-Romero, C. Garcia-Gomes, M. L., Pliego-Alfaro, F. Ve Heredis, A. 1993. Peroxidase activities and isoenzyme profiles associated with development of avocado (*Persea americana* M.) leaves at different ontogenetic stages. *Journal of Plant Growth Regu.*, 12, 95-100.
- Santos, C. Azevedo, H., Caldeira, G. 2001. In situ and in vitro senescence induced by KCl stress: nutritional imbalance, lipid peroxidation and antioxidant metabolism. *J. Exp. Bot.*, 52, 351–360.
- Santos, C.V. (2004). Regulation of chlorophyll biosynthesis and degradation by salt stress in sunflower leaves. *Sci. Hortic.* 103, 93– 99.
- Saruhan, V., Üzen, N., Eylen, M., Çetin, Ö., 2008. Toprak Tuzluluğunun Kültür Bitkilerine Etkileri ve Alınabilecek Somut Önlemler. İklim Değişikliği Sempozyumu, 13-14 Mart, Ankara.
- Scandalios, J.G., 1997, *Oxidative Stress and Molecular Biology of Antioxidant Defenses*. Cold Spring Laboratory Pres.
- Scandalios, J.G., 1990, Response of plant antioxidant defense genes to environmental stress, *Adv. Genet.*, 28, 1-41.
- Sgherri, C. L. M. Loggini, B., Puliga, S., Navari-izzo, F. 1994. Antioxidant system in *Sporobolus stapfianus*. changes in response to desiccation and rehydration. *Phytoche.*, 35(3), 561-565.
- Sekmen, A.H., 2009, Tuz stresinin farklı tuz toleransına sahip iki *Plantago* türünün fizyolojik ve biyokimyasal özellikleri üzerine etkisinin araştırılması, Doktora Tezi, Ege Üniversitesi, Fen Bilimleri Enstitüsü, İzmir, 4-5.
- Sekmen, A.H., Türkan, I. ve Takio, S., 2007. Differential responses of antioxidative enzymes and lipid peroxidation to salt stress in salt-tolerant *Plantago maritima* and salt-sensitive *Plantago media*, *Physiologia Plantarum*, 131, 399–411.
- Sen S., Chakraborty R., Sridhar C., Reddy YSR., De B., Free radicals, antioxidants, diseases and phytomedicines: Current status and future prospect. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*. 2010; 3(1): 91-100.
- Sen S., ve Chakraborty R. *The Role of Antioxidants in Human Health*. American Chemical Society, *Oxidative Stress: Diagnostics, Prevention and Therapy*. Chapter 1: 1-37. 2011.
- Serrano, R., Mulet, J.M, Rios, G., Marquez, J.A., de Larrinoa, I.F., Leube, M.P., Mendizabal, I., Pascual-Ahuir, A., Proft, M., Ros, R. ve Montesinos, C., 1999. A glimpse of the mechanisms of ion homeostasis during salt stress, *Journal of Experimental Botany*, 50, 1023–1036.
- Shani, U., ve Dudley, L.M., 2001. Field studies of crop response to water and salt stress. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 65: 1522–1528.

- Shen, B., Jensen, R. G., ve Bohnert, H. J. 1997. Increased resistance to oxidative stress in transgenic plants by targeting mannitol biosynthesis to chloroplasts. *Plant Physiology*, 113(4); 1177–1183.
- Shi, H., Quintero, F.J., Pardo, J.M. ve Zhu, J.K., 2002, The putative plasma membrane Na/H antiporter SOS1 controls long distance Na transport in plants, *Plant Cell*, 14, 465-477 pp.
- Sibole, J.V., Montero, E., Cabot, C. ve Poschenrieder, C.B. (1998). Role of sodium in the ABA-mediated long-term growth response of bean to salt stress. *Physiol. Plant.* 104, 299–305.
- Sieferman-Harms, D., 1987, The light harvesting function of carotenoids in photosynthetic membrane, *Plant Physiol.*, 69, 561-568.
- Singer, M.A. Lindquist, S. 1998. Multiple effects of trehalose on protein folding in vitro and in vivo. *Molec. Cell.*, 1, 639–648.
- Singh, G. Ve Rai, V. K. 1981. Proline accumulation and drought resistance *Cicer arietinum* L. *Biol. Plant.*, 23: 86-90.
- Singh, N.K., Bracken, C.A., Hasegawa, P.M., Handa, A.K., Buckel, S. ve Hermodson, M.A. (1987). Characterization of osmotin, a thumatin like protein associated with osmotic adaptation in plant cells. *Plant Physiol.* 85, 529–536.
- Smirnoff, N., 2005. Ascorbate, Tocopherol and Carotenoids: Metabolism, Pathway Engineering and Functions, *Antioksidants and Reactive Oxygen Species in Plants*, Publishing by Blacwell, ISBN 978-1-4051-2529-1, Oxford, 302p.
- Smirnoff, N., ve Cumbes, Q. J. 1989. Hydroxyl radical scavenging activity of compatible solutes. *Phytochemistry*, 28(4); 1057–1060.
- Snapp, S.S. ve Shennan, C. 1994. Salinity effects on root growth ve senescence in tomato and the consequences for severity of *Phytophthora* root rot infection. *J of Amer. Soc. Horticultural Science.* 119(3), 458-463.
- Sönmez, B. (2004). Türkiye Çoraklık Kontrol Rehberi. Toprak ve Gübre Araştırma Enstitüsü Müdürlüğü, Teknik Yayın No:33, Ankara.
- Sönmez, B., 2011, Çorak Toprakların Islahı ve Yönetimi, *Bilim ve Aklın Aydınlığında Eğitim*, Sayı 134, s; 52-56.
- Söylemezoğlu, G., Güneş, A., Çelik, H., İnal, A., Yaşa, Z., Bağcı, E. G. ve Çakır, A. 2010. 2010. Amerikan asma anaçlarında bor ve tuz stresine tolerans mekanizmalarının stres ile ilgili fizyolojik parametreler ve antioksidan enzimler ile belirlenmesi (Basılmamış). TUBİTAK Proje No: 106 O 061. Ankara 211 s.
- Steppuhn, H., Volkmar, K.M ve Miller, P.R., 2001. Comparing Canola, Field Pea, Dry Bean, and Durum Wheat Crops Grown in Saline Media. *Crop Science*, 41:1827–1833.

- Storey, R. Ahmad, N., Wyn Jones, R.G. 1977. Taxonomic and ecological aspects of the distribution of glycinebetaine and related compounds in plants. *Oecologia.*, 27, 319–322.
- Street, H.E. ve Öpik, H., 1984. *The Physiology of Flowering Plants: Their Growth and Development*, Third Edition, Baltimore.
- Sultana, N., Ikeda, T. ve Itoh, R., 1999, Effect of NaCl salinity on photosynthesis and try matter accumulation in developing rice grains, *Environ. Exp. Bot.*, 42, 211–220.
- Süzer S. 2017. Mısır Tarımı (<http://hayrabolutb.org.tr/media/ziraat/Misir-Tarimi.pdf>). Trakya Tarımsal Araştırma Enstitüsü.
- Szabados, L. ve Svouré, A., 2009. Proline: a Multifunctional Amino Acid, *Trends Plant Science*, 15, 89-97.
- Szabolcs, I. (1994). Prospects of Soil Salinity for The 21st Century. 15th International Congress of Soil Science, Acapulco, Mexico.
- Szarka, A. Horemans, N., Kovacs, Z., Grof, P., Mayer, M., Banhegyi, G. 2007. ehydroascorbate reduction in plant mitochondria is coupled to the respiratory electron transfer chain. *Plant. Physiol.*, 129, 225-232.
- Şar, S. ve Asil, E., 1985. İç Anadolu Bölgesinde Böbrek Taşlarına Karşı Kullanılan Halk İlaçları, *Ankara Ecz. Fak. Der.*, 15. 58.
- Taiz, L., Zeiger, E. (1998) *Plant Physiology*, Sinauer Associates Inc. , Sunderland, Massachusetts, s591-623.
- TaL, M., 1983. Selection For Stress Tolerance. In “*Handbook Of Plant Cell Culture*” Vol. 1, Collier Macmillan Publishers, London, 461-487.
- Tandon, H. L. S. ve G. S. Sekhon, 1989. Potassium research and agricultural production in India. *Potash Rev.* 1: 1-11.
- Tanji, K.K.,1990. *Agricultural Salinity Assessment and Management*. New York: American Society of CivilEngineers, pp. 1–619.
- Tarczynski, M.C. Jensen, R.G., Bohnert, H.J. 1992. Expression of a bacterial mtID gene in transgenic tobacco leads to production and accumulation of mannitol. *Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A.*, 89, 2600–2604.
- Tattini, M., Gucci, R., Romani, A., Baldi, A. ve Everard, J.D. (1996). Changes in non-structural carbohydrates in olive (*Olea europea*) leaves during root zone salinity stress. *Physiol. Plant.* 98, 117–124.
- Tausz, M., Ircelj, H., Grill, D., 2004. The glutathione system as a stress marker in plant ecophysiology: is a stress-response concept valid. *J. Exp. Bot.*, 55, 1955–1962.

- Tekinel, O., Kanber, R., 1987. Sulamada Tuzluluk ve Drenaj. Ç.Ü. Zir. Fak. Seri Konf., Osmaniye, 9 s.
- Terry, R., 1997. Soil Salinity. Brigham Young University, Collage of Biology and Agriculture Publishing. No: 282.
- Tester, M. 2003. Na⁺ tolerance and Na⁺ transport in higher plants. *Ann. Bot.*, 91, 503–507.
- Tester, M. ve M. R. Blatt, 1989. Direct measurement of K channels in tylakoid membrans by incorporation of vesicles into planar lipid bilayers. *Plant Physiol.* 91: 249 – 252.
- Tıprıdamaz, R., Karakullukçu, Ş., 1993. Prolin ve Glisinbetain'in, Tuzlu Koşullarda Kültüre Alınmış Domates Embriyolarının Gelişmesi ve Bazı İçsel Madde Değişimleri Üzerine Etkileri. *Doğa-Tr. J. Botany*, 17:57-64.of
- Tiryakioğlu, M., Karanlık, S., Aslanyürek, D., 2014. Farklı su baskını sürelerinin ekmeklik buğday fidelerinde yaprak alanı, kuru madde ve klorofil içeriğine etkisi. *Türk Tarım ve Doğa Bilimleri Dergisi*, 1(2): 281-288.
- Tisdale S. I., W. L. Nelson ve J. D. Beaton. 1993. *Soil Fertility and Fertilizers*. Macmillan Pub. Co. New York, pp: 249-291.
- Trajkova, F, Papandantonakis, N, Savvas, D., 2006. Comparative Effects of NaCl and CaCl₂ Salinity on Cucumber Grown in a Closed Hydroponic System. *Hortsci.*, 41: 437–441.
- Trebst, A. 2003. Function of β -carotene and tocopherol in photosystem II. *Zeitschrift für Naturforschung.*, 58, 609-620.
- Tunnacliffe, A. ve Wise, M.J. (2007). The continuing conundrum of the LEA proteins. *Naturwissenschaften* 94, 791–812.
- Turan, M.A. Türkmen, N., Taban, N. 2007. Effect of NaCl on stomatal resistance and proline, chlorophyll, Na, Cl and K concentrations of lentil plants. *J. Agron.*, 6, 378– 381
- Turan, M.A., Elkarim, A.H.A., Tabna, N., Taban, S., 2009. Effect of Salt Stress on Growth, Stomatal Resistance, Proline and Chlorophyll Concentrations on Maize Plant. *African Jour. of Agricul. Research*, 4(9): 893-897. *Biotech.*, 17 (2): 217-220 (2007).
- Turner, N. C. ve Jones, M. M. 1980. Turgor maintenance by osmotic adjustment: a reviv and evaluation, s 87-103. IN: N.C. Turner nd P.J. Kramer (eds.). *Adaptation of plants to water and high temperature stress*. John Wiley ve Sons, New York, NY.
- Tuteja, N., 2007. Mechanisms of High Salinity Tolerance in Plants, *Methods in Enzymology*, 428, 419-438.

- TÜİK. 2016. Türkiye İstatistik Kurumu, İstatistiksel Tablolar ve Dinamik Sorgulama, Bitkisel Üretim İstatistikleri, <https://biruni.tuik.gov.tr/bitkiselapp/bitkisel.zul>, (Erişim tarihi: 7 Haziran 2017).
- Türkan, I., ve Demiral, T., 2009. Recent Developments in Understanding Salinity Tolerance, *Environmental and Experimental Botany*, 67, 2–9.
- Urbonavičiūtė, A., Samuolienė, G., Brazaitytė, A., Ulinskaitė, R., Jankauskienė, J., Duchovskis, Žukauskas, A., 2008. The possibility to control the metabolism of green vegetables and sprouts using light emitting diode illumination. *Scientific Works Of The Lithuanian Institute of Horticulture And Lithuanian University Of Agriculture, Sodininkystė Ir Daržininkystė*, 28(2): 83-92.
- Uygan, D., Hakgören, F., Büyüктаş, D., 2006. Eskişehir Sulama Şebekesinde Drenaj Sularının Kirlenme Durumu ve Sulamada Kullanma Olanaklarının Belirlenmesi. *Akdeniz Üniversitesi Ziraat Fakültesi Dergisi*, 19(1): 47-58.
- Vassilev A., Cadmium-induced changes in chloroplast lipids and photosystem activities in barley plants. *Biol Plantarum*, 2004; 48: 153-6.
- Venekamp, J.H., 1989. Regulation of cytosol acidity in plants under conditions of drought. *Physiologia Plantarum*, 76, 112-117.
- Vijayan, K., 2009. Approaches for Enhancing Salt Tolerance in Mulberry (*Morus L*) - A Review, *Plant Omics Journal*, 2(1), 41-59.
- Vilenski, D. G., 1957. Soil science, Translated by Birran and cole in Jarusalem. U.S.
- Villora, G., Pulgar, G., Moreno, D. A. ve Romero, L. 1997. Salinity treatments and their effect on nutrient concentration in zucchini plants (*Cucurbitia pepo L. var. moschata*) *Aust. J.Exp. Agric.* 37, 605-608.
- Vinocur, B., ve Altman, A. 2005. Recent advances in engineering plant tolerance to abiotic stress: achievements and limitations. *Current Opinion in Biotechnology*, 16(2); 123–132.
- Walden, R. Cordeiro, A., Tiburcio, A.F. 1997. Polyamines: small molecules triggering pathways in plant growth and development. *Plant Physiol.*, 113, 1009–1013.
- Wang, S.Y. Jiao, H., ve Faust, M. 1991. Changes in ascorbate, glutathione and related enzyme activity during thidiazuron-induced bud break of apple, *Plant Physiol.*, 82, 231-236.
- Wang, W., Vinocur, B. ve Altman, A., 2003b. Plant responses to drought, salinity and extreme temperatures: towards genetic engineering for stress tolerance. *Planta* 218, 1–14.

- Wang, W., Vinocur, B., ve Altman, A. 2003. Plant responses to drought, salinity and extreme temperatures: towards genetic engineering for stress tolerance. *Planta*, 218(1); 1–14.
- Wang, W., Vinocur, B., Shoseyov, O. ve Altman, A., 2004. Role of Plant Heat-shock Proteins and Molecular Chaperones in the Abiotic Stress Response, *Trends in Plant Science*, 9(5), 244-252.
- Wang, W.X., Barak, T., Vinocur, B., Shoseyov, O. ve Altman, A., 2003a. Abiotic resistance and chaperones: possible physiology role of SPI, a stable and stabilizing protein from *Populus*, In: Vasil IK (ed) *Plant biotechnology 2000 and beyond*. Kluwer, Dordrecht, 439–443.
- Wang, Y. ve Nil, N. (2000). Changes in chlorophyll, ribulose biphosphate carboxylase– oxygenase, glycine betaine content, photosynthesis and transpiration in *Amaranthus tricolor* leaves during salt stress. *J. Hortic. Sci. Biotechnol.* 75, 623–627.
- 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.
- Weimberg, R. 1986. Growth and solute accumulation in 6-week old seedling of *Agropyron elongatum* stressed with sodium and potassium salts. *Plant Physiol.* 67, 229-135.
- Weimberg, R. 1987. Solute adjustment in leaves of species of wheat at two different stages.
- Winicov, I. 1998. New molecular approaches to improving salt tolerance in crop plants. *Ann. Bot.*, 82, 703–710.
- Wise, R.R. Naylor, A.W. 1987. Chilling-enhanced photooxidation. Evidence for the role of singlet oxygen and superoxide in the breakown of pigments and endogenous antioxidants. *Plant Physiol.*, 83, 278-282.
- Wolf, O., Munns, R., Tonnet, M. and Jeschke, W. D., 1991, The role of the stem in the partitioning of Na⁺ and K⁺ in salt-treated barley, *J. of Exp. Bot.*, 42, 278-282.
- Woods, S. A., 1996. *Salinity Tolerance of Ornamental Trees and Shrubs*. Food and Rual Development and Agriculture and Agrifood. Canada.
- Wyn Jones, R. G. Ve Storey, R. 1978. Salt stress and comparative physiology in the gramineae. IV. Comparison of Salt Stress in *Saptina townsendii* and Three Barley Cultivars. *Aust. J. Plant Physiol.*, 5: 839-850.
- Wyn Jones, R.G. ve Storey, R. 1981. Betaines. In *Physiology and Biochemistry of Drought Resistance in Plants*. L.G. Paleg and D. Aspinall, eds. Akademic Press, Sydney and London, pp. 171,204.

- Xiang, C. Werner, V., Christensen, E.M., Oliver, D.J. 2001. The biological functions of glutathione revisited in Arabidopsis transgenic plants with altered glutathione levels. *Plant Physiol.*, 126, 564-574.
- Yakıt, S., 2006. Tuz Stresi Altındaki Mısır Bitkisinde (*Zea mays* L.) Stres Parametreleri Üzerine Ca, Mg ve K'nın Etkileri, M.Ü. Fen Bilimleri Enstitüsü Biyoloji A.B.D., 19(1), 59-67.
- Yakıt, S., Tuna, A., 2006. Tuz Stresi Altındaki Mısır Bitkisinde (*Zea mays* L.) Stres Parametreleri Üzerine Ca, Mg ve K'nın etkileri, Muğla Üniversitesi, Akdeniz Üniversitesi Ziraat Fakültesi Dergisi, 2006, 19(1), 59-67.
- Yakupoğlu, T. ve Özdemir N., 2006. Tuzluluk ve alkaliliğin Toprağın Bazı Fiziksel Özellikleri Üzerine Etkileri, On dokuz Mayıs Üniversitesi, Ziraat Fakültesi, Toprak Bölümü, Samsun.
- Yamada, T. Takatsu, Y., Manabe, T., Kasumi, M., Marubashi W. 2003. Suppressive effect of trehalose on apoptotic cell death leading to petal senescence in ethylene-insensitive flowers of gladiolus. *Plant Sci.*, 164, 213–221.
- Yamaya, T. Matsumoto, H. 1989. Accumulation of asparagines in NaCl-stressed barley seedlings. *Berichte des Ohara Institut für Landwirtschaftliche Bio.* Okayama Universitat., 19, 181–188.
- Yang, Y. W., Newton, R. J. ve Miller, F.R. 1990. Salinity tolerance in Sorghum. I. whole plant response to sodium chloride in *S. bicolor* and *S. halepense*. *Crop Sci.*, 30: 775-781.
- Yang, W.-J. Rich, P.J., Axtell, J.D., Wood, K.V., Bonham, C.C., Ejeta, G., Mickelbart, M.V., Rhodes, D. 2003. Genotypic variation for glycinebetaine in sorghum. *Crop. Sci.*, 43, 162–169.
- Yang, X., Lu, C. 2005. Photosynthesis is improved by exogenous glycinebetaine in salt-stressed maize plants. *Physiologia Plantarum.* 124:343-352.
- Yano, M., Kojima, S., Takahashi, Y., Lin H. ve Sasaki, T., 2001. Genetic control of flowering time in rice, a short-day plant, *Plant Physiology*, 127, 4, 1425-1429.
- Yasar, F., Ellialtıoğlu, Ş., Özpay, T., Uzal, Ö., 2007. Tuz stresi altındaki karpuzların (*Citrullus lanatus* (Thunb.)Mansf.) genotipik farklılıklarının belirlenmesi. V. Bahçe Bitkileri Kongresi 4-7 Eylül, Erzurum (basımda).
- Yaşar, F. 2003. Tuz Stresi Altındaki Patlıcan Genotiplerinde Bazı Antioksidant Enzim Aktivitelerinin in vitro ve in vivo Olarak İncelenmesi. Yüzüncü Yıl Üniversitesi Fen Bilimleri Enstitüsü, Doktora Tezi (Basılmamış), 146 s, Van.
- Ye, Z., Rodriguez, R., Tran, A., Hoang, H., Los Santos, D.D., Brown, S., Vellanoweth, R.L., 2000. The Developmental Transition to Flowering Reverses Ascorbate Peroxidase Activity and Induced Enzymatic Lipid Peroxidation in Leaf Tissue in Arabidopsis thaliana. *Plant Sci.*, 158:115-127

- Yeo, R. A. ve J. T. Flowers. 1983. Vertical differences in toxicity of sodium ions in rice leaves. *Plant Physiol.* 59: 189-195.
- Yıldız, M. ve Terzi, H. (2008). Effects of NaCl on protein profiles of tetraploid and hexaploid wheat species and their diploid wild progenitors. *Plant Soil Environ.* 54, 227–233.
- Yin, X., Goudriaan, J., Lantinga, E., Vos, J. ve Spiertz, H.J., 2003. A Flexible Sigmoid Function of Determinate Growth, *Annals of Botany*, 91, 3, 361-371.
- Yokoi, S., Bressan, R.A. ve Hasegawa, P.M., 2002. Salt Stress Tolerance of Plants, JIRCAS Working Report, 25-33.
- Yordanov, I., Velikova, V. ve Tsonev, T., 2000. Plant Responses to Drought, Acclimation, and Stress Tolerance, *Photosynthetica*, 38, 171-186.
- Yurtseven, E. ve Bozkurt, D.O., 1997. Sulama Suyu Kalitesi ve Toprak Nem Düzeyinin Marulda Verim ve Kaliteye Etkisi. A. Ü., Ziraat Fak., Tarım Bilimleri Dergisi, 3(2), 44-51, Ankara.
- Yurtseven, E., 1999. Sürdürülebilir Tarım ve Tuzluluk Etkileşimi. VII. Kültürteknik Kongresi Bildirileri, 11-14 Kasım 1999, Kapadokya, 237-245.
- Yurtseven, E., Öztürk, A., Kadayıfçı, A. ve Ayan, B., 1996 Sulama Suyu Tuzluluğunun Biberde (*Capsium annuum*) Farklı Gelişme Dönemlerinde Bazı Verim Parametrelerine Etkisi. *Tarım Bilimleri Dergisi*, 2(2): 5-9.
- Zaimoğlu, S. Doğru, A. 2016. Farklı mısır genotiplerinde Tuz Stresinin Bazı Büyüme Parametreleri ve Fotosentetik Aktivite Üzerindeki Etkileri. 23. Ulusal biyoloji kongresi, 5-9 Eylül 2016, Gaziantep Üniversitesi, Gaziantep, 270.
- Zhu, J., Bie, Z., LI, Y., 2008. Physiological and Growth Responses of Two Different Salt-Sensitive Cucumber Cultivars to NaCl Stress. *Soil Science and Plant Nutrition*, 54: 400–407.
- Zhu, J.K., 2001, Plant salt tolerance, *Trends in Plant Science*, 6, 66-71.
- Zhu, J.K., 2007, Plant Salt Stress, *Encyclopedia of life sciences*, doi: 10.1002/9780470015902.a0001300.pub2.
- Zhu, J.K., Hasegawa, P.M. ve Bressan, R.A., 1997. Molecular aspects of osmotic stress in plants. *Critical Review of Plant Science*, 16, 253–277.
- Zhu, J-K., 2002. Salt and Drought Stress Signal Transduction in Plants, *Annual Review of Plant Biology*, 53, 247-73.
- Zwietering, M.H., Jongenburger, I., Rombouts, F.M. ve Vantriet, K., 1990. Modeling of the Bacterial Growth Curve, *Applied and Environmental Microbiology*, 1875-1881.

ÖZGEÇMİŞ

Ecenur SÖNMEZ, 24.04.1992'de Sakarya'da doğdu. İlk ve orta öğrenimini Sakarya'da tamamladı. 2010 yılında başladığı Sakarya Üniversitesi Biyoloji Bölümü'nden 2014 yılında mezun oldu. 2015 yılında Sakarya Üniversitesi Biyoloji Bölümü'nde yüksek lisans eğitimine başladı.