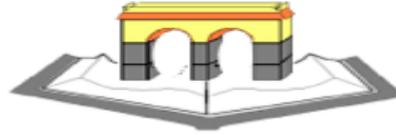


UNIVERSITE DE MASCARA MUSTAPHA STAMBOULI
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE



THESE PRESENTEE POUR L'OBTENTION DU GRADE
DE DOCTORAT EN SCIENCE

Présentée par :



Boukraâ Djamila

**Effet de l'acide salicylique sur les composantes
du rendement et la résistance
biotique et abiotique chez *Cicer arietinum***

Devant le jury:

P _r MEDDAH. TIRTOUIL Aicha	Président	Université de Mascara Mustapha STAMBOULI
P _r BEKKI Abdelkader	Examineur	Université d'Oran Ahmed BENBELLA
P _r LARID Mohamed	Examineur	Université de Mostaganem Abd el hamid BENBADIS
P _r TERRAS Mohamed	Examineur	Université de Saida Dr MOULAY Tahar
P _r BELABID Lakhdar	Co-Directeur de thèse	Université de Mascara Mustapha STAMBOULI
P _r BENABDELI Khaloufi	Directeur de thèse	Université de Mascara Mustapha STAMBOULI

ANNEE UNIVERSITAIRE : 2015-2016

Dédicaces

A ma défunte mère

A mon père

A mes frères et sœurs

A mes beaux frères et mes belles sœurs

A mes nièces et surtout Djamoula et mes neveux

A tous mes chers ami(e)s

REMERCIEMENTS

Avant tout, je remercie Dieu pour l'aide qu'il m'a apporté durant la réalisation de ce travail.

Un grand merci au Professeur Benabdeli Kheloufi, Professeur à l'Université de Mascara, mon directeur de thèse, d'avoir accepté de diriger cette étude, pour ses conseils, ces corrections et ses orientations, ainsi que son soutien à mener à terme ce travail de recherche.

Un grand merci au Pr Belabid Lakhdhar, Professeur à l'Université de Mascara, mon coencadrant, vous étiez pour moi un exemple de compétence. Toute ma reconnaissance et ma gratitude pour votre confiance, vos corrections, vos encouragements, vos suggestions constructifs qui m'ont beaucoup guidé. Mes vifs remerciements vont au Pr Meddah. Tirtouil, A qui a bien voulu présider le jury de ce mémoire, quelle trouve là, mon profond respect. Je tiens à remercier également les membres du Jury, Professeur Bekki Abdelkader, Professeur à l'Université d'Es-Sénia. Oran. Professeur Labdi Mohamed Professeur à l'Université de Mostaganem et Professeur Terras Mohamed Professeur à l'Université de Saida, qui m'ont fait l'honneur d'accepter de participer à l'évaluation de ce travail. Merci.

Je tiens à exprimer profondément mes sincères remerciements à Bennabi Farid, trouve ici ma reconnaissance pour ta précieuse contribution dans tous mes travaux de recherche.

Un remerciement particulier à Mme Lazrag Fatiha, enseignante à l'Université de Mascara pour m'avoir procuré les échantillons et aidé dans son domaine d'étude.

Mes vifs remerciements vont également à tous mes ami(e)s et collègues de laboratoire et tout le personnel de la faculté des SNV de Mascara. En particulier Noura.

Kobra, Dalila, Amel, vos conseils, m'ont été d'un grand support moral pour mener à bien mes travaux de recherche. Veuillez trouver ici l'expression de ma profonde gratitude

L'occasion m'est offerte de témoigner chaleureusement, ma vive gratitude à tous les membres de ma famille, en particulier mon père et ma sœur Houria, je te remercie du fond du cœur, vous étiez toujours à mes côtés, vous m'avez encouragé et soutenu, sans vous je n'aurais jamais pu mener cette étude à terme.

Pour terminer, j'adresse mes profonds remerciements à mes étudiants et étudiantes, spécialement Boussaid Abdeljalil, et à tous ceux qui de près ou de loin, m'ont aidé à la réalisation de ce travail.

Djamila

SOMMAIRE		
	Liste des Tableaux	
	Liste des Figures	
	Liste des Photos	
	Liste des Abréviations	
	Introduction générale	1
	Synthèse bibliographique	
	CHAPITRE- I- Le POIS CHICHE (<i>Cicer arietenum</i>)	4
	Généralités sur les légumineuses alimentaires:	4
1	Superficie et production des légumineuses en Algérie	5
2	Le poischiche (<i>Cicer arietinum</i>)	6
2.1.	Autoécologie pois chiche	6
2.1.1.	Origine	6
2.1.2.	Place du pois chiche en Algérie	6
2.2.	Systématique	7
2.3.	Différents types du pois chiche	8
2.4.	Description morphologique du poischiche:	9
2.5.	Physiologie de la plante:	12
2.6.	Exigences ecologiques du pois chiche	13
2.6.1.	Exigences édaphiques	14
2.6.2.	Exigences climatiques	14
2.7.	Intérêt du pois chiche:	14
2.7.1.	Intérêt nutritionnelle	15
2.7.2.	Intérêt sanitaire du pois chiche:	15
	CHAPITRE -II- LES FACTEURS BIOTIQUES ET ABIOTIQUES	
1	Les contraintes de la production du pois chiche	18
1.1	Les contraintes biotiques	19
1-1-1	Les champignons parasites du pois chiche	19
1-1-2	Impact du <i>Pythium.sp</i> sur le poischiche:	20
1-1-3	Impact du <i>Fusarium.sp</i> sur le poischiche:	20

1.2.	Les contraintes abiotiques:	22
1.2-1-	Stress salin	22
1-2-2	L'impact de la salinité sur le rendement des plantes	23
1- 2-2 -1	Impact de la salinité sur la germination	24
1- 2-2-1	Impact de la salinité sur le développement de la plante	25
2	Stratégies de résistance des plantes aux différents stress:	26
2-1	Stratégies de résistance des plantes à la salinité	27
2-2	Stratégies de défense chez la plante contre les agents pathogènes:	28
3	Métabolisme biochimiques des plantes sous stress	31
3-1	La photosynthèse	31
3-2	Les composés protéiques :	32
3-2-1	Protéines induites par le stress biotique:	33
3-2-2	Protéines induites par le stress salin:	34
3-3	Les Acides Aminés:	35
3-4	Les Sucres:	37
3-5	Le flux et influx des ions	37
3-6	Les métabolites secondaires:	38
3-7	Espèces activées d'oxygène et stress Oxydatif:	40
	CHAPITRE -III- L'ACIDE SALICYLIQUE	42
1.	Les éliciteurs ou stimulateurs de défense	43
2.	L'acide salicylique :	45
2.1.	Historique	46
2.2.	Biosynthèse de l'acide salicylique	46
3.	Importance et rôle de l'acide salicylique chez les plantes	48
3.1.	Thermogénèse lors de la floraison	49
3.2.	Importance de l'acide salicylique dans la voie de signalisation	49
3.3.	Interaction de l'Acide Salicylique chez les légumineuses	50
3.4.	L'acide salicylique et la résistance aux pathogènes	50
3.5.	L'acide salicylique et la résistance abiotique	52
	Chapitre IV- Matériels et Méthodes	

1.	Matériel végétal	54
2.	Matériel fongique:	55
3.	Solution saline au NaCl:	55
4.	Préparation de l'acide salicylique et traitement des graines:	55
5.	Traitement des plantes	56
6.	Les analyses biochimiques	57
6.1.	Dosage de la chlorophylle	57
6.2.	Extraction et dosage des protéines	57
6.3.	Détermination de l'activité antioxydant par le radical DPPH	57
6.4.	Dosage des polyphénols	58
6.5.	Dosage des flavonoides	58
6.6	Dosage des tanins	59
6.6.1.	Dosage des tanins hydrolysables	59
6.6.2.	Dosage des tanins condensés	59
6.7.	Séparation des polyphenol par HPLC (High Performance Liquid	59
6.8.	Extraction et dosage de la proline	60
6.9.	Extraction et dosage des sucres soluble:	60
6.10.	Détermination de l'activité des enzymes antioxydants	61
7	Analyses statistiques	61
Chapitre V: Résultats obtenus et discussion		
1	Influence de l'AS sur la germination et la croissance du pois chiche	62
1.1.	Influence de l'AS sur la germination du pois chiche:	62
1.1.1.	Influence de l'AS sur le pourcentage de germination en fonction du temps	62
1.1.2.	Influence de l'AS sur l'élongation de la radicule des graines germées en fonction du temps	64
1.2	Influence de l'AS sur les paramètres de développement des plantes	67
2.	Influence de l'acide salicylique les paramètres biochimiques	71
2.1.	Influence de l'acide salicylique sur le taux de la chlorophylle des plantes	71
2.2	Influence de l'acide salicylique sur les métabolites primaires	73
2.2.1	Influence de l'acide salicylique sur les métabolites primaire dans les graines	73

2.2.2.	Influence de l'acide salicylique sur les métabolites primaire dans les plantes:	75
2.3.	Influence de l'acide salicylique sur les métabolites secondaires	78
2.3.1.	Influence de l'acide salicylique sur le taux des polyphenol dans les graines	78
2.3.2.	Influence de l'acide salicylique sur le taux des polyphenol dans le plantes	80
2.3.3.	Influence de l'acide salicylique sur la variation des poly phénol dans les plantes par HPLC	83
2.4.	Influence de l'acide salicylique sur l'activité antioxydant:	85
2.4.1.	Influence de l'acide salicylique sur l'activité antioxydant dans les graines	85
2.4.2.	Influence de l'acide salicylique sur l'activité antioxydant dans les plantes	86
2.5.	Influence de l'acide salicylique sur l'activité de certains enzymes antioxydant	87
2.5.1.	Influence de l'acide salicylique sur l'activité de certains enzymes antioxydant des graines	87
2.5.2.	Influence de l'acide salicylique sur l'activité de certains enzymes antioxydant des plantes	89
3.	Influence de l'AS sur le rendement en graines	90
3.1.	Analyse du rendement	92
	Conclusion	98
	Références bibliographiques	101
	Annexe	116

Liste des tableaux

Tab 01	Superficie et production des légumineuses en Algérie (2006-2012) (DSA, 2013)	5
Tab 02	Evolution des superficies des productions et rendement de pois chiche en Algérie (Ministère d'Agriculture, 2011)	7
Tab 03	Valeur nutritionnelle moyenne pour (100 g) de pois chiche (Source: Hamidouche, 1982 ; A.G 2010)	16
Tab 04	Produits de stimulation à base d'acide salicylique (Centre d'Études et de Prospective du Ministère de l'Agriculture, de l'Agroalimentaire et de la Forêt (MAA France)	45
Tab 05	Principales caractéristiques de la variété de pois chiche	54
Tabl 06	Effet du stress salin et du <i>F. redolens</i> sur la croissance du pois chiche: Plt (Plante), Nbre (Nombre), Long (Longueur).	67
Tab 07	Effet du stress salin sur la croissance du pois chiche arrosés avec l'acide salicylique	68
Tab 08	Effet du <i>F. redolens.sp</i> sur la croissance du pois chiche arrosés avec l'acide salicylique	69
Tab 09	Effet du stress salin et du <i>P. ultimum</i> sur les teneurs en protéines, en proline et en sucre dans les graines du pois chiche traitées par l'acide salicylique	74
Tab 10	Effet du stress salin et du <i>F.redolens</i> sur les teneurs en protéines, en proline et en sucre des plantes du pois chiche	76
Tab 11	Effet de stress salin et le <i>P. ultimum</i> sur le taux des polyphenol dans les graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique	79
Tab 12	Effet du stress salin et du <i>F. redolens</i> sur le taux des polyphenol dans les plantes du pois chiche	81
Tab 13	Analyse de variance des paramètres de germination des graines traitées par l'acide salicylique et stressées par la salinité.	93
Tab 14	Analyse de variance des paramètres de germination des graines traitées par l'acide salicylique et inoculée par le <i>P. ultimum</i> .	94
Tab 15	Analyse de variance des paramètres de croissance des plantes traitées par l'acide salicylique et stressées par la salinité.	94
Tab 16	Analyse de variance des paramètres de croissance des plantes traitées par l'acide salicylique et inoculé par le <i>F. redolens</i> .	95

Liste des Figures

Fig 01	Représentation générale de la réponse au stress chez les plantes (Wang <i>et al.</i> , 2003)	17
Fig 02	<i>Fusarium redolens</i> : a) macroconidies, b) microconidies, c) sporodochie, d) chlamydozoospores (Lazreg, 2014)	21
Fig 03	Schéma simplifié des principales étapes des réactions de défense élaborées par la plante suite à l'infection par un pathogène (Nürnberger et Lipka, 2005)	30
Fig 04	Aperçu de quelques protéines de stress (Timperio et al. (2008)	32
Fig 05	La proline a de très nombreuses fonctions chez les plantes (Szabados et Savouré, 2010)	36
Fig 06	Flux et influx des ions chez les plantes	38
Fig 07	Les principales formes actives de l'oxygène (FAO)	41
Fig 08	Activation du métabolisme de la plante par application de stimulateurs de défense	42
Fig 09	Principales familles d'éliciteurs généraux (Nicole Benhamou et Patrice Rey, 2012)	44
Fig 10	Voie de biosynthèse de l'acide salicylique chez la plante (Dempsey et al., 1999)	47
Fig 11	Structure moléculaire de l'acide salicylique et de ses analogues utilisés pour les études fonctionnelles.	48
Fig 12	Schémas présentant le rôle de l'AS dans l'induction systémique acquise (SAR)	51
Fig 13	Schémas simplifiés représentant les mécanismes de l'AS sur la signalisation de tolérance au stress abiotique	53
Fig 14	Effet du stress salin (A) et le <i>P. ultimum</i> (B) sur le pourcentage de la germination des graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique	63
Fig 15	Effet du stress salin (A) et le <i>P. ultimum</i> (B) sur l'élongation de l'hypocotyle des graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique	64
Fig 16	Effet du stress salin et du <i>F. redolens</i> sur le taux de la chlorophylle chez le pois chiche	72
Fig 17	Effet du stress salin et du <i>F. redolens</i> sur le taux de la chlorophylle chez le pois chiche traités avec l'acide salicylique	72
Fig 18	Effet du stress salin sur la variation des polyphénols dans les plantes du pois chiche arrosés avec l'acide salicylique par HPLC	84
Fig 19	Effet du <i>F. redolens</i> sur la variation des polyphénols dans les plantes du pois-chiche arrosés avec l'acide salicylique par HPLC	84
Fig 20	Effet du stress salin et du <i>P. ultimum</i> sur l'activité antioxydante des graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique	85

Fig 21	Effet du stress salin et du <i>F.redolens</i> sur l'activité antioxydant des plantes du pois chiche arrosées avec l'acide salicylique	86
Fig 22	Effet du stress salin et du <i>P.ultimum</i> sur l'activité de certains enzymes antioxydant (CAT, APX, SOD) des graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique	87
Fig 23	Effet du stress salin et du <i>F.redolens</i> sur l'activité de certains enzymes antioxydant (CAT, APX, SOD) des plantes du pois chiche arrosées avec l'acide salicylique	88
Fig 24	Effet du stress salin et du <i>F.redolens</i> sur le rendement total en graines des plantes de pois chiche	90
Fig 25	Effet du stress salin et du <i>F.redolens</i> sur le rendement total en graines des plantes de pois-chiche arrosé avec l'acide salicylique	90
Fig 26	Effet du stress salin et du <i>F.rodolens</i> sur le poids des graines des plantes de pois-chiche	92
Fig 27	Effet du stress salin et du <i>F. redolens</i> sur le poids des graines des plantes de pois chiche traitées avec l'acide salicylique	92

Liste des Photos

Photos 01	Morphologie de la plante: (A) Tige feuillue (B) Feuille composée de 16 folioles (C) Fleur zygomorphe (D) Étamines, pistil et ovaire (E) Gousses en développement (F) Graines	10
Photos 02	Forme des grains de pois chiche	
Photos 03	Germination des graines de pois chiche (Témoin)	65
Photos 04	Effet du <i>P.ultimum</i> sur la germination des graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique	65
Photos 05	Effet du stress salin sur la germination des graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique	65

	Abreviations
ABA	Acide Abscissique
AS	Acide Salicylique
ATP	Adénosine Triphosphate
DSA .	Direction des Services Agricole
EDTA	Acide éthylène diamine tétra
F.A.O	Organisation des Nations unies pour l'Alimentation et L'Agriculture
Foc	Fusarium oxysporum
ICARDA	Centre International de la Recherche Agronomique dans les Zones Arides
MFG	Matière Fraiche grains
MFP	Matière Fraiche plantes
NAD(P)(H)	Nicotinamide Adénine Dinucléotide (Phosphate)(réduit)
NR	Nombre de ramification.
PDA	Potatos Dextractos Agar (milieu de culture à base de Pomme de terre)
qx/ha	Quintaux par hectare.
V/V	Volume par Volume
HPLC	Chromatographie Liquide à Haute Performance
HR	Réaction hypersensible
ISR	Résistance systémique induite
ITGC	Institut Techniques des Grandes Culture
JA	Acide jasmonique
PAL	Phenylalanine ammonia-lyase
PR	protéines : Pathogens related protéines
R :	Résistance
ROS	espèces réactives de l'oxygène
SAR	Résistance systémique acquise

La consommation moyenne annuelle des algériens en pois chiche est estimée à 7 kg par personne soit un besoin de 250 000 tonnes par an, alors que la production ne dépasse pas les 50 000 tonnes induisant un déficit de 200 000 tonnes à importer. L'importation ne se limite pas uniquement aux pois chiche de consommation mais également à la semence avec plus de 150 000 qx annuellement (Benabdeli, 2010).

La culture du pois chiche en Algérie est caractérisée dans toutes les régions par un rendement très faible entravant son développement. Les causes de ce faible rendement sont à rechercher dans les aspects éco-physiologiques, techniques et scientifiques qui à ce jour n'ont pas tous été élucidés puisque le rendement reste toujours aux environs de 5 à 7 qx par hectare. Le souci majeur étant d'améliorer la culture et le rendement du pois chiche, de nombreuses stratégies ont été mises en œuvre.

L'acide salicylique ou ses analogues présent dans diverses plantes sont considérés actuellement parmi les molécules bio-contrôle ou des Stimulateur de Défense Naturel (SDN) (AFPP, 2013), (RMT Elicitra, 2013). Son application peut présenter plusieurs avantages en relation avec le développement des légumineuses, découlant de son mode d'action pour stimuler les mécanismes de défenses propres à la plante. L'acide salicylique est un composé phénolique qui est impliqué à la fois dans la mise en place d'une résistance locale et d'une résistance générale (RSA) chez les plantes.

Pour atteindre ces objectifs la thèse s'articule autour de la démarche suivante :

Après l'analyse de la situation de cette légumineuse en Algérie ayant permis de cibler les contraintes abiotiques et biotiques majeures entravant son développement, il a été possible de choisir un créneau de recherche adapté à son profil et original et d'analyser les retombées de cette action sur certains paramètres permettant de mieux appréhender cette légumineuse.

Les résultats recherchés sont d'ordre d'abord scientifiques, physiologiques et agronomiques.

Un intérêt particulier a été accordé à l'impact l'Acide salicylique qui présent chez tous les végétaux. En l'additionnant aux milieux d'irrigation, l'acide salicylique joue chez certaines plantes, et sous différentes conditions climatiques, un rôle de molécule signal pour induire la résistance ou la tolérance chez ces plantes aux différents stress (Korkmaz et *al.*, 2007).

Le volet physiologie de *Cicer arietinum* reste en Algérie très peu connue comme le confirme les exemples donnés et mérite une attention particulière. Ainsi parmi toutes ces contraintes abiotique (salinité) et biotique (maladies cryptogamiques), et au regard de notre profil nous nous sommes intéressés à l'aspect physiologique en prenant en charge l'étude de l'impact de l'acide salicylique sur les composantes biochimiques du rendement de cette légumineuse dans les volets suivants :

- La germination du pois chiche
- Les paramètres de développement des plantes
- Les composantes biochimiques des plantes
- Le rendement en graines des plantes

Dans ce contexte un témoin a été utilisé dans des conditions favorables sans traitement pour mieux comprendre la physiologie de cette espèce. Aussi, afin d'élucider à quelle concentration devaient être traitées les plantes, on a procédé à comprendre l'influence de la salinité et des champignons sur cette plante, en absence et en présence des concentrations de l'AS qui ont été testées; 0.05 mM, 0.5 mM et 1mM.

La thèse s'articule autour des points suivants :

- Introduction générale
- Partie bibliographique faisant le point sur les connaissances actuelles concernant le pois-chiche, l'impact de la salinité et des champignons sur les plantes notamment le pois-chiche et l'importance de l'utilisation de l'acide salicylique dans la résistance des plantes
- Partie recensant le matériel et les méthodes utilisées

- Partie englobe les résultats obtenus et leurs discussion, afin d'une part d'intégrer l'ensemble des interactions abiotiques (salinité) et biotiques (champignons) sur la germination et la croissance du pois-chiche, et d'autre part la compréhension des mécanismes de l'acide salicylique et l'évaluation de son impact sur les composantes biochimiques et le rendement.
- Enfin une conclusion et des perspectives.

1. Généralités sur les légumineuses alimentaires

Depuis plusieurs années, les légumineuses à graines appartenant à la famille des fabacées sont mises en valeur vis à vis des bénéfices qu'elles présentent pour la biologie et l'écologie fondamentale comme pour l'agronomie et l'environnement (Vance *et al.*, 2001 ; Graham et Vance, 2003). Ils sont des dicotylédones qui comprennent environ 13.000 espèces réparties dans le monde. Les formes herbacées se rencontrent surtout dans les régions tempérées, et les formes arborescentes dont le fruit est une gousse dans les régions chaudes (Sinha, 1980, Thiebeau, 2010).

La famille des fabacées est réparti en trois sous familles : *Caesolpinidae*, *Mimosoideae* et *Papilionacées* et regroupent environ 10.000 espèces; la plus importante du point de vue agricole (Sinha, 1980). Elles occupent 12 à 15% des terres cultivables dans le monde et représentent 27% de la production mondiale des cultures (Vance *et al.*, 2003, Graham et Vance, 2003). Elles sont utilisées pour leurs graines (source principale en protéines végétales) ou pour leurs propriétés fourragères.

Les légumineuses à graines couvrent 33% des besoins humains en protéines alimentaires puisque leurs graines contiennent 20 à 30% de protéines et sont particulièrement riches en lysine (acide aminé essentiel pour la croissance). Elles représentent les principales sources de protéines dans les pays en voie de développement et dans les régions subtropicales (Duranti et Gius, 1997, Thiebeau, 2010).

En plus de leur importance alimentaire, elles ont un intérêt particulier dans le concept de l'agriculture durable. Leur introduction dans la rotation des cultures permet d'économiser les engrais azotés, très coûteux en énergie fossile en contribuant à l'effet de serre via l'émission de grandes quantités d'oxyde nitrique (Crutzen *et al.*, 2007). Elles jouent un rôle agronomique et écologique à travers leur impact dans la diversification des productions en préservant l'environnement contre la pollution des engrais azotés, des pesticides et des désherbants chimiques.

L'azote est en effet l'élément nutritif le plus limitant de la production des plantes dans la plupart des écosystèmes naturels, les légumineuses, via leurs capacités symbiotiques, peuvent contribuer à la colonisation des écosystèmes peu fertiles (Benmbarek et al, 2012).

Les légumineuses sont utiles dans diverses industries alimentaires (lait et dérivés, pain, tourteau) et chimiques (plastique biodégradable, huile, biodiésel, colorants, gomme, textile, papier...) (Graham et Vance, 2003).

D'autres ont été utilisées dans l'industrie pharmaceutique (Duke, 1992; Kindscher, 1992). Plus de 35% des huiles végétales proviennent de la productions avec en tête le soja et l'arachide et les légumineuses à graines (Vance et *al.*, 2003 ; Graham et Vance, 2003).

2.1. Superficie et production des légumineuses en Algérie

En Algérie, la répartition géographique de la culture des légumineuses se situe principalement dans les régions de l'ouest du pays, particulièrement dans les wilayas de Mascara, Tissemsilt, Tiaret, Sidi bel Abbes, Mostaganem et Relizane (Hamadache, 2000).

Tableau 01. Superficie et production des légumineuses en Algérie (2006-2012) (DSA, 2013)

Campagnes	Superficie en Ha	Production en Qx	Rendement Qx/ha
2006/2007	20681	142940	7
2007/2008	20361	112110	5
2008/2009	22274	178404	7.6
2009/2010	21784	176512	8.6
2010/2011	23451	19847	8.6
2011/2012	22635	19522	8.8

Malgré leur rusticité, les fabacées n'occupent qu'une très faible superficie avec des rendements relativement faibles comme le confirment les chiffres récapitulés dans le tableau ci-dessus. Avec un rendement moyen de l'ordre de 7 qx/ha, rendement très faible, cette culture nécessite un intérêt scientifique permettant une amélioration des techniques culturales.

2. LE POIS CHICHE

2.1. Autoécologie du pois chiche

2.1.1. Origine

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est parmi les premières légumineuses à graines domestiquées par l'homme depuis l'antiquité (Van Der Maesen., 1987). Il est originaire du Moyen-Orient, plus précisément du sud-Est de la Turquie et de la Syrie (Smithson et al 1985, Singh 1997). Les données archéologiques rapportent que des graines cultivées de cette espèce ont été trouvées à Ramad, près de Damas, et à Jéricho, respectivement depuis les années 9 200 et 8 500 ans A.J.C. L'expansion de cette culture a été rapide dans les régions méditerranéennes par les Phéniciens (Ladizinsky, 1987). Davis (1969) et Ladizinsky (1975) ont découvert deux espèces sauvages au Sud Est de la Turquie et les ont dénommées respectivement *Cicer echinospermum* Davis et *Cicer reticulatum* Ladiz. Ces deux espèces ne diffèrent pas beaucoup de l'espèce cultivée *Cicer arietinum* L. et ont, en communs avec elle, des caractères morphologiques. Ladizinsky (1989), a indiqué que *Cicer reticulatum* Ladiz., à 2n chromosomes =16, est identifié par des analyses des protéines et des enzymes, comme étant l'ancêtre spontané du pois chiche (Benmbarek, 2011).

2.1.2. Place du pois chiche en Algérie

En Algérie, le pois chiche est une légumineuse alimentaire produite après la fève et la lentille, il est cultivé pour être consommée par les producteurs ou vendu sur les marchés ruraux. Les efforts de la recherche agronomique qui ont porté sur la sélection du pois chiche, ont abouti à la sélection de 20 cultivars, dont 9 sont en multiplication (ITGC, 1999). Le marché du pois chiche de type « kabuli » est très porteur, la production est limitée par la faiblesse des rendements, rendant le pois chiche peu compétitif par rapport aux autres cultures (Pluvinage, 1990).

Une augmentation des superficies agricoles et de la production de cette culture a été signalée ces dernières années au regard de la subvention accordée par l'Etat. Toutefois, les rendements sont moyens, voir faibles environ puisque 22 ha ne donne en moyenne que 178 qx soit à peine 8.0 qx/ha en 2009, selon les statistiques du Ministère de l'Agriculture (2010).

Il y a lieu de signaler que des travaux de recherche sont entrepris depuis plus de 15 ans par les différentes structures nationales (Institut National Agronomique-INA et Institut Technologique des Grandes Cultures-ITGC), ont porté essentiellement sur des aspects de techniques culturales et de comportement. En effet très récemment, quelques lignées de pois chiche d'hiver sont actuellement en phase de production de semence en station et chez certains agriculteurs, il s'agit de Chetoui et Flip (Chouaki, 2006).

Tableau 02 : Evolution des superficies des productions et rendement de pois chiche en Algérie (Ministère d'Agriculture, 2012)

Année	Superficie Ha	Production	Rendement en Qx /Ha)
1998-1999	29550	181430	6.1
1999-2000	27720	130700	4.7
2000-2001	19480	66610	3.4
2001-2002	19290	123120	6.4
2002-2003	19330	149710	7.7
2003-2004	22850	191020	8.4
2004-2005	23079	163670	7.09
2005-2006	23348	137270	5.88
2006-2007	21252	127058	6.0
2007-2008	20655	129132	6.4
2008-2009	22420	160857	7.3
2009/2010	21784	170512	7.6
2010/2011	23451	16847	7.3
2011/2012	22635	19022	8.3

2.2. Systématique

Le pois chiche appartient à la tribu des viciaes de la famille des papilionacées, genre *Cicer* et espèce *Cicer arietinum* L. Les taxonomistes se sont accordés à diviser le pois chiche cultivé en plusieurs types dont les principaux sont Desi et Kabuli (Saxena et Singh, 1987; Guignard, 1998).

Dalhouni *et al.*, (1999) ont énoncé que l'étude de la parenté génétique des huit espèces annuelles sauvages du genre *Cicer* et de l'espèce annuelle cultivée a permis de détecter la présence d'une variabilité interspécifique remarquable et d'établir des relations phylogénétiques entre ces espèces. L'analyse biochimique de l'ADN de huit espèces de pois chiche annuel a montré qu'ils peuvent être répartis en deux groupes (ICARDA, 1992):

- Groupe I: *C. arietinum*, *C. reticulatum*, *C. echinospermum*;

- Groupe II: *C. judaicum*, *C. cuneatum*, *C. bijugum*, *C. pinnatifidum*, *C. yamashitae* ;

Sur la base de la distance génétique de l'ancêtre *Cicer arietinum* L., Berger *et al.*, (2003) ont indiqué que le genre *Cicer* comprend neuf espèces annuelles réparties en deux groupes:- Groupe I: *C. echinospermum* L. *C. reticulatum* L. et l'espèce sauvage pérenne *C. anatolicum* L.- Groupe II: *C. bijugum*, *C. judaicum* et *C. pinnatifidum*. Les genres annuels sauvages les plus éloignés de *Cicer arietinum* L. sont *C. yamashitae*, *C. chorassanicum* et *C. cuneatum* (Benmbarek, 2011).

L'espèce cultivée *Cicer arietinum* L. a un nombre chromosomique $2n = 16$ (Ahmed, 1952, Sharma et Gupta, 1982). Pour les espèces sauvages du genre *Cicer*, certains auteurs annoncent que le nombre chromosomique est $2n = 14$; alors que d'autres annoncent que $2n = 16$. Chez les espèces du genre *Cicer*, Iyengar (1939) a remarqué l'existence la différence des taille des chromosomes.

2.3. Différents types du pois chiche:

Du point de vue botanique, le pois chiche est représenté par trois grands groupes morphologiquement bien distincts et qui sont importants: Kabuli , Desi et Gulabi (Ayadi, 1986, Benmbarek, 2011)

- **Type Kabuli :** Plante a croissance érigée et à fleurs blanches, sont cultivé surtout en Méditerranée (Brink et Belay, 2006). Caractérisé par un gros grain rond, de couleur crème, de taille variable avec un poids de 100 graines supérieure à 25 g, ses fleurs sont de couleur blanche. Graines moyennes à assez grosses (poids de mille graines > 250 g), ridées, de couleur claire (Plancquart et Wery, 1991). Il a été développé à l'ICARDA, Sous dénomination ILC et FLIP (Singh et Reddy, 1990). Le type kabuli ne supporte pas les gels et il est facilement infecté par les champignons telluriques. Au moment du semis, la température du sol doit être supérieure à 10 °C. En fait, un sol relativement chaud permet une réduction de l'exposition des semences aux maladies, une germination des graines et une émergence des plants rapides (Jaiswal et Singh, 2001).

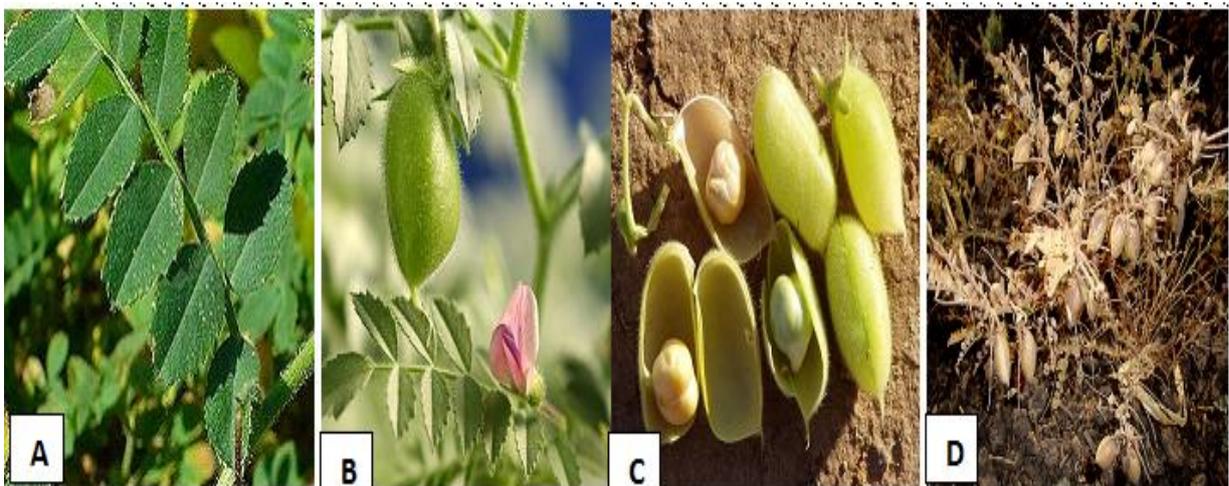
- **Type Desi :** Plantes buissonnantes à folioles et fleurs relativement petites, à tiges contenant du pigment d'anthocyane violacé et à fleurs d'un bleu violet, cultivé surtout à l'Asie méridionale et en Ethiopie (Brink et Belay, 2006). Cultivé essentiellement dans les pays du sud asiatique ou il présente environ 80 % de la production mondiale, il constitue une source de gènes de résistance pour les travaux de sélection. Caractérisé par de petites graines ridées, angulaires de couleur jaune à noire claire, (poids de mille graines < 300 g) (Plancquart et Wery, 1991).
- **Type Gulabi :** Présente des caractères intermédiaires entre les deux précédents. Caractérisé par des graines lisses et claires, d'une taille moyenne, le poids de 100 graines est compris entre 15 et 25 g. prédomine en Asie. Il est utilisé dans de nombreux croisements avec le type Kabuli (Plancquart et Werry, 1991).

2.4. Description morphologique du pois chiche

Le pois chiche est une légumineuse annuelle, autogame, herbacée, c'est une plante haute, à port dressé, cultivée pour ses graines. Le semis du pois chiche se fait au printemps dans la région Nord Méditerranéenne (Summerfield et al ; 1984).

2.4.1. Les feuilles et tiges

Le pois chiche est une plante herbacée, étalée à érigée. Les feuilles sont composées et recouvertes de poils, alternes, avec 7 à 17 folioles sessiles, ovales à triangulaires et dentées; stipules 2-5 fides, de 3 à 5 mm x 2 à 4 mm; en position alternée sur un rachis de 2,5 à 8 cm de long, cannelé sur le dessus, de 5 à 20 mm x 2 à 15 mm, à bords fortement dentés dans les deux tiers supérieurs, pubescentes glandulaires des deux cotés. Après émergence, la tige du pois chiche est herbacée et devient lignifiée avec l'âge (Fig. 5). Les faces inférieures des feuilles sont couvertes par un duvet formé de poils uni et pluricellulaires. Ces poils renferment des glandes qui synthétisent des acides organiques tels que l'acide oxalique (Slama, 1998). Sa tige dressée ou rampante, simple ou ramifiées dès la base est couverte par des poils uni et pluricellulaires anguleuse est de 20 à 100 cm de haut, atteignant parfois 1 mètre (Duke, 1981; Ayadi, 1986). Selon les génotypes de pois chiche, à une certaine hauteur, la tige se ramifie en deux ou trois branches pour donner des ramifications secondaires et par la suite des ramifications tertiaires (Duke, 1981; Ayadi, 1986).



Photos 01: Morphologie de la plante: (A) Feuille composée de 16 folioles (B) Fleur zygomorphe (C) Gousses ouvertes montrant la graine (D) Fruits à maturité et Graines

2.4.2. Les racines

Les racines composés sont pivotantes étalées, atteignent 1 à 2 m de profondeur, la plupart des racines secondaires se trouvent dans les premiers 15 à 30 cm de profondeur dans le sol (Duke, 1981). Les racines latérales portent de gros nodules permettant la fixation de l'azote atmosphérique pour satisfaire 80 % des besoins de la plante en azote assimilable (Bouzerzour, 1998). Cette fixation symbiotique est à son optimum à la floraison et chute très rapidement par la suite (Slama, 1998). Dans les zones humides, les sols salins, lourds, stagnants et à réchauffement lent au printemps, les racines ont un développement limité réduisant ainsi la fixation symbiotique de l'azote (Jaiswal et Singh, 2001).

2.4.3. Les fleurs

L'inflorescence réduite à une fleur auxiliaire unique; leur couleur généralement vert-jaunâtre et vert foncé, leur nombre est variable selon les variétés. Les fleurs peuvent être blanches, bleues ou violettes, solitaires et pédonculées, bisexuées, papilionacées; de 3 à 20 mm de long, récurvé au moment de la fructification, le calice campanulé, tube de 3 à 4 mm de long, dents lancéolées, de 4 -5 mm de long, à nervures médianes prononcées, corolle blanche, rose, violacée ou bleue, étendard obovale, de 8 à 10 mm x 7 à 17 mm munie d'un large onglet, ailes obovale de 6 - 9 mm x environ 4 mm, articulées, carène de 6 à 8 mm x environ 3 mm munie d'un onglet long de 2 à 3 mm; étamine 10, 9 réunies sur 4 à 5 mm et 1 libre, anthère basi-dorsifixes; ovaire supérieure, sessile, ovale, de 2 à 3 mm x 1 à 1,5 mm. Un loculaire, style incurvé, de 3 - 4 mm de long, stigmate petit (Vander Maessen, 1972).

L'apparition des premières fleurs dépend de plusieurs facteurs tels que la précocité de la variété, la date et la densité du semis et des techniques culturales. La floraison est rapide durant les jours longs et est lente durant les jours courts, dure, selon les génotypes de 30 à 45 jours. Toutefois, comme le pois chiche est une espèce à croissance indéterminée, sous des conditions hydriques favorables et des températures clémentes, les branches continuent à se développer, à fleurir et à produire des gousses et des graines (Fig. 6) (Leport *et al.*, 2006). Les premières fleurs, dites pseudo-fleurs ou fausses fleurs, sont imparfaites et ne donnent pas de gousses. L'apparition des fleurs imparfaites est liée aux variations des conditions climatiques (Roberts *et al.*, 1980).

2.4.4. Les gousses et graines

Le fruit est une gousse de forme globuleuse, renflée, rhomboïde - ellipsoïde de 12 - 35 mm x 8 -20 mm, densément pubescente glanduleuse, à 1 à 3 graines presque rondes. Le poids de 1000 graines varie de 200 à 600 grammes (Vander Maessen, 1972, Saxena et Sing, 1987). Elle peut comporter de 1 à 3 graines qui peuvent être lisses ou ridées, globuleuse à anguleuse obovoïde, de 5 à 14 mm x 4 à 10 mm, à rainure médiane et à bec bien distinct surplombant le hile, crème à brunes, vertes ou noires (Summerfield et al, 1984; Van der Maesen, 1987)



Photos 02: Forme des grains de pois chiche

2.5. PHYSIOLOGIE DE LA PLANTE

La durée du cycle de développement du pois chiche est très variable chez les variétés, il dépend de la chaleur et de l'humidité disponible dans le sol (Jaiswal et Singh, 2001).

La croissance et le développement du pois chiche peuvent être divisés en cinq stades phénologiques selon (Plancquart et Werry, 1991). La durée de chaque stade est fonction du cultivar, du photopériodisme, de la température et de l'eau (Saxena et Singh, 1987). Le stade germination levée est caractérisé par le passage le passage de la graine de la vie ralentie à la vie active affectant ainsi la sortie des racines séminales et la coléoptile qui pousse vers la surface.

Le stade croissance et ramification est représenté par la ramification des tiges, le développement des bourgeons. Ce stade est suivi du stade floral qui est marquée par l'apparition et le développement des ébauches florales, suivie par un effectif élevé en fleurs et un rendement en gousse appréciable. La date et le taux de floraison sont déterminés par la réponse du génotype à la longueur du jour, à l'élévation de la température, ou généralement, aux effets additifs de ces deux facteurs climatiques (Berger *et al.*, 2006). La date de floraison est particulièrement sensible à la sécheresse, elle a un effet direct sur la date de maturité et sur le rendement final de l'espèce (Summerfield *et al.*, 1996).

Le stade de fécondation et de formation des gousses, le pois chiche est auto-fécondable, le pollen est libéré pour la pollinisation des fleurs quand les étamines arrivent à maturité et deviennent déhiscentes. Le dernier stade est représenté par la phase de maturation qui se caractérise par un jaunissement des gousses accompagné d'une chute des folioles et d'un durcissement des graines.

Le pois chiche est considéré comme étant une plante de jour long, plusieurs cultivars se développent rapidement après vernalisation. Une durée relativement longue du jour favorise la floraison (Summerfield *et al.*; 1979 ; Ould Saïd, 2005). Cependant les jours courts la retarde et augmente la croissance végétative. L'intensité de la lumière et la durée d'éclairement sont des facteurs importants pour la nodulation d'où une exigence en aire écologique de cette famille qui préfère les endroits ensoleillés et à longue durée d'éclairement. Ainsi, selon la durée de ce stade on peut partager le pois chiche en variétés précoces dont la durée de semis jusqu'à la récolte est de 120 à 150 jours et les variétés tardives dont la durée est de 150 à 180 jours (Robert *et al.*, 1980).

2.6. EXIGENCES ECOLOGIQUES DU POIS CHICHE

2.6.1. Exigences édaphiques

Le pois chiche est peu exigeant en qualité du sol, mais préfère les sols lourds, meubles, profonds, plus ou moins de texture limoneuse et argilo siliceuse de couleur noire rougeâtre ou noirâtre, bien drainés, avec une bonne capacité de rétention, il redoute les sols calcaires, les sols secs aussi qui prédisposent la plante à donner des graines à mauvaise cuisson (Jaiswal *et Singh*, 2001, Berger *et al.*, 2003). Le pH du sol favorable à cette culture se situe entre 6 et 9 (Braune *et al.*, 1988).

Il est sensible à une mauvaise aération du sol et tolère la salinité (Saxena et Singh, 1987). Les besoins en humidité dans le sol de la plante sont de 15-40% pendant la germination et le développement de la graine, mais l'humidité excessive du sol à la floraison réduit le rendement en grain (Wery et *al.*, 1994).

2.6.2. Exigences climatiques:

2.6.2.1. Température:

Le pois chiche est une plante rustique qui tolère les fortes températures avec un optimum situé entre 21°C et 29°C pendant le jour et entre 15°C et 21 °C pendant la nuit, assure un bon développement végétatif du pois chiche (Verret ,1982, Girrard ,1985). Les basses températures, inférieure à 5°C, inhibent la formation des gousses. Le pois chiche ne tolère pas le froid, excepté quelques variétés qui peuvent supporter des températures allant jusqu'à - 8°C.

2.6.2.2. Besoin hydrique

Grace à son système racinaire profond, le pois chiche est doté d'une certaine rusticité et d'une tolérance à la sécheresse (Verghis *et al.*, 1999), il peut extraire l'eau à partir des couches profondes allant jusqu'à 1.50 m. (Duke, 1981, Keating et Cooper ,1983). Les besoins physiologiques en eau se situent entre 300 et 400 mm. Sa consommation en eau est estimée entre 110 et 240 mm par an, pour produire des rendements en graines allant de 9 à 30 qx /ha en semis d'hiver (Singh et Bushan, 1979). La phase critique pour les besoins en eau et entre les phases phénologiques, en fin de floraison (Verghis *et al.*, 1999).

2.7. Intérêt du pois chiche:

Cette plante se distingue tant par ses qualités nutritives, fourragères qu'agronomiques et écologiques. Le pois chiche a une forte capacité à prélever une grande partie de l'azote de l'air N₂ et par conséquent sa capacité à modifier le pH de sa rhizosphère par l'exsudation de H⁺ (Tang, 1997).

2.7.1. Intérêt sanitaire du pois chiche:

Au même titre que les autres légumineuses, le pois chiche apporte des protéines et des sels minéraux, traditionnellement, le pois chiche était utilisé pour soigner les plaies, pour éviter les infections en poudre, et en cataplasme contre les furoncles en poudre. Le pois chiche est aussi utilisé en phytothérapie pour ses nombreuses propriétés, il serait énergétique, diurétique, antiseptique urinaire, stomachique (Nene, 1987). Le pois chiche contient des fibres alimentaire et de l'amidon résistant bénéfiques pour la santé intestinale ce qui entraîne une augmentation du nombre de bifido bactéries (bactéries bénéfiques du gros intestin) (Queiroz-Monici et al, 2005). Il a été aussi indiqué que la consommation de pois chiches donne une réponse glycémique plus faible chez les personnes qui souffrent de diabète (Zul et Macarulla, 1999, Panlasigui et al, 1995, Nestel et al, 2004, Najmul et al, 2015).

Le pois chiche est pauvre en matières grasses, et sans cholestérol, des études, il a été démontré que la consommation du pois chiches pendant 16 jours menait à une diminution des concentrations sanguines de cholestérol total et LDL (Zulet et Macarulla, 1999).

2.7.2. Intérêt nutritionnelle

L'Algérie à importer plus de 355 millions de dollars pour combler les besoins de la population en légumineuses (Stat ; Canada, 2007). Environ 8-10% des graines du pois chiche sont utilisées pour la nutrition humaine, en vue de leur richesse en protéine de bonne qualité, ils sont très riches en lysine, arginine et acides aminés dicarboxyliques, utilisée en pharmacologie, comme l'arginine qui représente un substrat de base pour la synthèse du Mono oxide (NO); molécules impliquées dans la signalisation des pathologies chez les végétaux et les mammifères (Cortés-Giraldo et al, 2016). Mais carencées en acides aminés soufrés ainsi qu'en tryptophane et thréonine (Combe et al, 1991). La teneur en protéines est de l'ordre de 20 à 25%, certaines lignées atteignent 28,9% (Iserin, 1997).

Les grains germés sont riches en lipides polysaturé (57%) et faible en lipides monosaturé (28%) (Ouazib et al, 2015). Le pois chiche est aussi utilisé pour l'alimentation fourragère animale à concurrence de 17% et seulement 2-7% pour des intérêts industriels (FAO, 2007). Cet aliment renferme un taux élevé d'oméga-6 par rapport aux oméga-3.

Tableau 03: Valeur nutritionnelle moyenne pour (100 g) de pois chiche
(Source: Table de composition nutritionnelle des aliments Ciqual 2013)

Composés	Qtité		
Apport énergétique	1288 kJ	Vitamines	
Fibres alimentaires	15,5 g	Provitamine A	0,180 mg
Protides	18,6 g	Vitamine B1	0,518 mg
Eau	8,77 g	Vitamine B2	0,134 mg
Cendres Totales	2,94 g	Vitamine B3 (ou PP)	1,7 mg
Glucides	44,3 g	Vitamine B5	1,3 mg
Amidon	41,89 g	Vitamine B6	0,560 mg
Sucres	2,41 g	Vitamine B9	0,340 mg
Lipides	5,92 g	Vitamine C	5,1 mg
Acide linoléique	2593mg	Vitamine K	0,264 mg
Acides aminés		Minéraux & Oligo-éléments	
Arginine	1480 mg	Calcium	124 mg
Cystine	280 mg	Chlore	80 mg
Histidine	530 mg	Chrome	0,0051 mg
Isoleucine	1140 mg	Cobalt	0,0011 mg
Leucine	1460 mg	Cuivre	0,448 mg
Lysine	1370 mg	Fer	6,1 mg
Méthionine	260 mg	Magnésium	126 mg
Phénylalanine	960 mg	Manganèse	2,7 mg
Thréonine	700 mg	Nickel	0,160 mg
Tryptophane	160 mg	Phosphore	332 mg
Tyrosine	660 mg	Potassium	800 mg
Valine	980 mg	Sodium	23 mg
		Zinc	2,4 mg
		Folats	557Ug

Les bouleversements climatiques actuels et la dégradation des milieux (naturels et agricoles) rendent particulièrement aigüe la question de la compréhension des relations entre les plantes et leur environnement fluctuant. Les végétaux sont particulièrement exposés à différentes sources de stress de types biotiques, dus à une agression par d'autres organismes et abiotiques. D'un point de vue d'agronomes et de physiologistes, les deux facteurs impactent de façon comparable sur le rendement et/ou la qualité de la production, ils diminuent la valeur sélective des plantes (Zhu, 2002; Benhamou, 2009). Il empêche la plante de réaliser l'expression de son potentiel génétique pour la croissance, le développement et la reproduction (Jones et Qualset, 1984). Ce qui aboutissent à l'acquisition des plantes des mécanismes de tolérance ou de résistance (Levitt, 1972 ; Grivot, 2009).

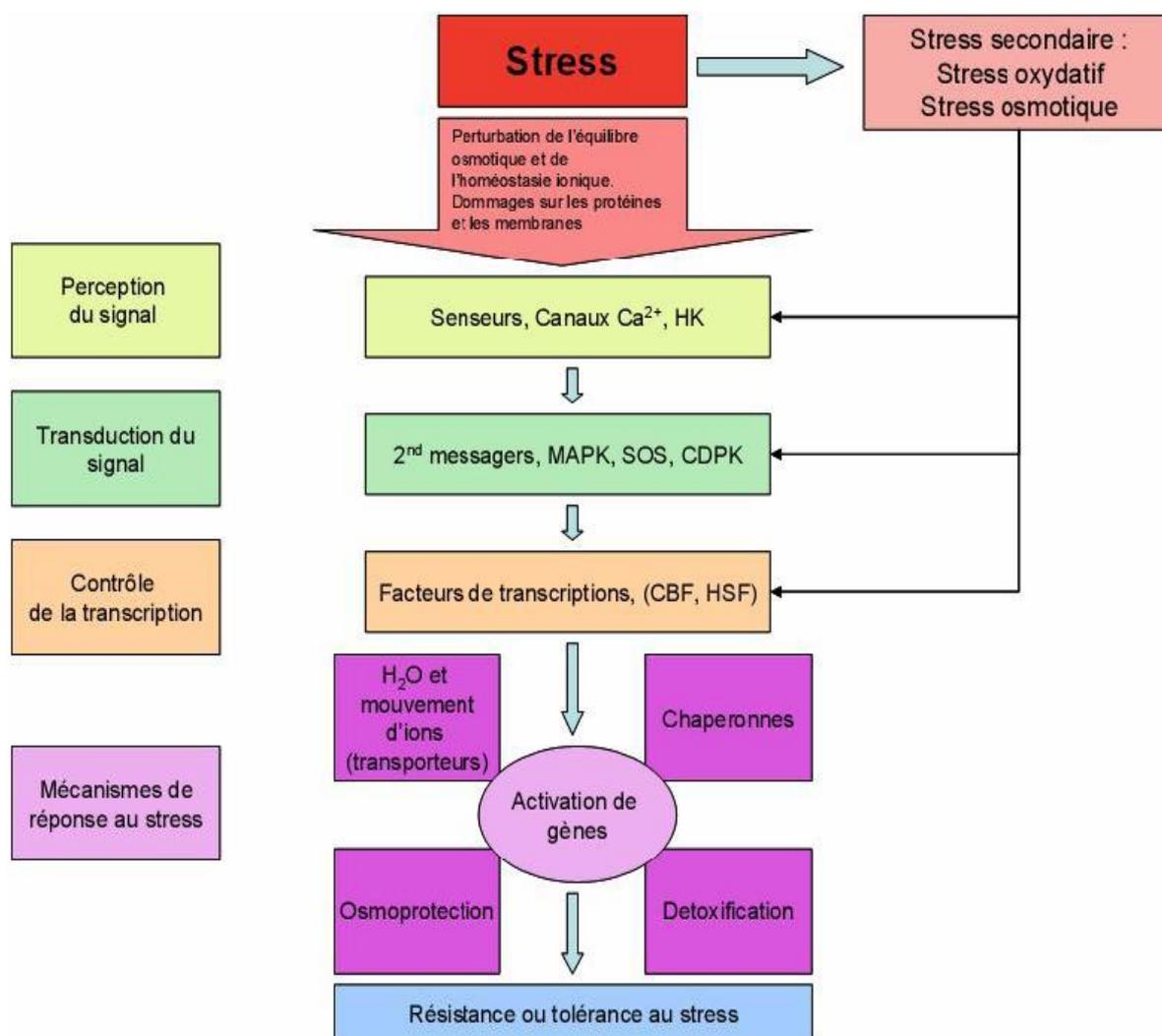


Figure 01: Représentation générale de la réponse au stress chez les plantes (Wang *et al*, 2003)

1. Les contraintes de la production du pois chiche

La culture du pois chiche a connu durant la décennie une évolution progressive sur le plan des superficies et de consommation et une évolution régressive en termes de productivité (Ministère d'Agriculture d'Algérie, 2007). Les contraintes de développement des légumes secs, y compris le pois chiche ont été abordées par de nombreux auteurs dont (Zaghouane et al, 1997, Ould said, 2005, Melakhessou, 2008). Parmi ces contraintes, on trouve des contraintes techniques due aux manques de semences certifiées, ainsi que les contraintes socio-économiques (Melakhessou, 2008). Les contraintes biotiques et abiotiques représentent les principales contraintes de la production du pois chiche qui contribuent aux fluctuations du rendement quantitatif et qualitatif (Upadhyaya *et al.*, 2005, Melakhessou, 2008). Parmi les caractéristiques utilisables il y a la capacité de fixation symbiotique, la hauteur de la plante, la résistance à l'égrenage, la résistance aux maladies cryptogamiques et la tolérance aux stress abiotiques (Singh et Saxena, 1990). Il a été indiqué que les pertes du rendement en graines dues aux stress abiotiques qui ont été évaluées à 6 400 000 t, sont sensiblement plus élevées que celles engendrées par les stress biotiques qui sont de l'ordre de 4 800 000 t (Ryan, 1997, Benmbarek, 2012).

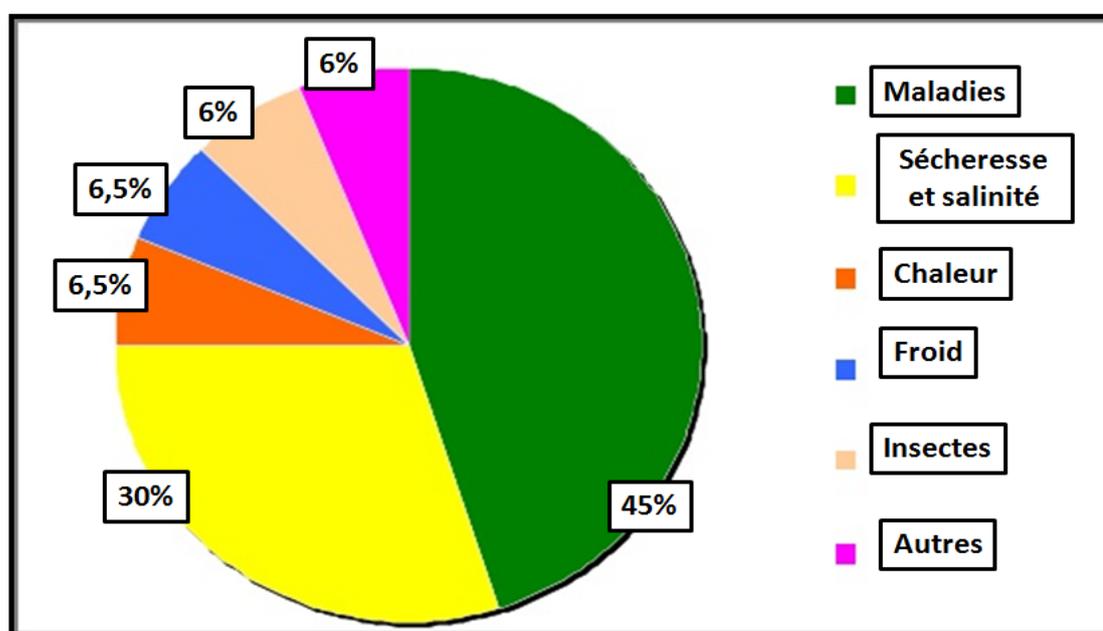


Figure 02: Importance (en %) des facteurs qui affectent les cultures de pois chiche (*Cicer arietinum* L.) (Singh *et al.*, 1994)

1.1. Les contraintes biotiques

Les différents stress biotiques (virus, bactéries, champignons) aboutissent à l'invasion de la plante et au développement de la maladie pour réaliser tout son cycle de vie ou une partie seulement, il a besoin d'une plante hôte afin de l'utiliser aux dépens de celle-ci (Lamb, 1989). Néanmoins, près de 15 % des récoltes sont perdues suite aux invasions de microorganismes, et ce malgré l'emploi massif de produits phytosanitaires qui ne sont pas sans conséquence pour l'environnement. De nombreuses études se sont développées sur la compréhension des mécanismes de résistance et/ou de défense de la plante, dans l'espoir de diminuer l'utilisation des produits phytosanitaires (Hopkins,2000 ; Benhamou,2000).

1.1.1. Les champignons parasites du pois chiche

Les champignons appartiennent au monde végétal et constituent l'un des groupes des êtres vivants les plus vastes puisqu'on dénombre plus de 200 000 à 250 000 espèces (Hoog, 1995). Environ 80 % des maladies des céréales et des légumineuses cultivées, sont dues à des champignons microscopiques, ces derniers détruisent chaque année une bonne partie (environ ¼) des récoltes mondiales (Lepoivre, 2003 ; Geigy et al. 1985). De nombreuses espèces de champignons vivent dans le sol, la plupart sont uniquement saprophytes, mais un certains nombres peuvent en outre se développe aux dépense vivantes, et ils sont alors à l'origine de graves affections. Certains champignons sont de véritables parasites à pouvoir pathogène élevé, d'autre sont des parasites opportunistes qui ne peuvent s'installer que sur des plantes affaiblies ou blessées (Hoog, 1995).

Plus de cinquante agents pathogènes du pois-chiche ont été recensés. Un grand nombre d'entre elles occasionnent des dégâts assez importants (Nene et al,1987). Les maladies du pois chiche diminuent sa valeur sélective qui entraîne toujours des pertes considérables de la production. Plus de 10 % de la production potentielle mondiale est perdue, durant la croissance de la plante en affectant sa qualité nutritionnelle et sa valeur après leur récolte qui s'élève jusqu'à 40% de la production potentielle. En fait, durant son cycle de développement, le pois-chiche est soumis aux champignons telluriques

phytopathogènes comme l'antracnose (*Ascochyta rabiei*), le flétrissent (*Fusarium oxysporum fsp cicer*), la foreuse des gousses, les nématodes, les virus (Labdi in Saxena et al, 1990 ; Nene et al, 1996; Sayoud et al, 1999, Upadhyaya et al., 2005).

1.1.2. Impact du *Pythium.sp* sur le pois chiche:

Ces champignons peuvent causer l'inhibition de la germination des grains, ou l'altération de la rhizogenèse des grains qui ont réussi à germer (Zehhar et al, 2005). En effet les travaux de (Dhawan et al, 1991; El oirdi et al ; 1996) ont montré que les espèces de *Pythium* sont capables d'induire aussi bien la fonte de semis de pré-émergence que celle de post-émergence, chez diverses essences végétales.

Les *Pythium* sont des agents phytopathogènes qui infectent en général les graines en germination, les jeunes plantules et les tissus succulents et provoquent leur pourriture (Raynal, 1980, Davis et Bockus, 2001, Kucharek et Mitchell, 2000).

Le pouvoir pathogène de cette espèce est variable, les symptômes des Pythioses sont aussi divers que sévères dans la majorité des cas, c'est la fonte des semis qui est observée. Elle débute dès le stade de semence et menace ensuite les jeunes plantes pendant une courte période de 15 à 20 jours avant la lignification des tissus (Davis et Bockus, 2001, Kucharek et Mitchell, 2000).

1.1.3. Impact du *Fusarium.sp* sur le pois chiche

Les *Fusarium* sont des champignons ubiquistes dans les sols, certains d'entre eux sont pathogènes et responsables des fusarioses vasculaires qui entraînent des pertes économiques considérables sur un grand nombre de légumineuse (Belabid et al,2000). En Algérie cette maladie a été observée au centre et à l'est (Labdi in Saxena et al, 1990), moins fréquente à l'ouest (Bouznad et al., 1996). Le champignon FOC s'installe sur les grains et le sol, il peut survivre sur les débris de la plante jusqu'à six ans (Haware et al., 1978). Ces organismes, en infectant les plantes provoquent des manques à la levée, altération de la croissance, des nécroses et des graines de mauvaise qualité (Pande et al, 2007, Muhammad et al, 2010). Deux symptômes se manifestent; jaunissement des feuilles et brunissement des vaisseaux vasculaires qui entraînent la mort de la plante 40 jours

après l'inoculation avec le pathogène. Les plantes jeunes sont caractérisées par un flétrissement et la mort rapide, le développement lent des chloroses entraînent une défoliation complète de la plante et sa mort rapide, après 20 jours seulement (Jimenez-Gasco *et al.*, 2004, Arvayo-Ortiz *et al.*, 2011).

Le flétrissement du pois chiche est une maladie causée par le *Fusarium sp.*, dont le plus fréquent est *Fusarium oxysporium ciceri*. La moyenne de la production perdu chaque année est estimé de 10% à 90% dans les sols affectés (Jimenez-Diaz *et al.*, 1989; Singh and Reddy, 1991). Le *Fusarium.sp.*, affectent le rendement du pois chiche, soit en réduisant le taux des graines germées, soit en augmentant le taux des graines infectées qui sont caractérisés par de petite tailles et qui sont incapables de germer (Chaithra, 2009).

Cette variabilité est due à la sévérité de la maladie et du type des symptômes (Zemouli-Benfrehia *et al.*, 2014). Ils induisent une chlorose des plantules, qui évolue par la suite en une nécrose généralisée. Une graduelle accumulation des polysaccharides a été observé, accompagné par un dépôt de callose au niveau des tissus endommagés du xylème des racines du pois chiche, ainsi qu' une dégradation de la paroi cellulaire (chitinase) ou la catalyse oxydative des phénols (polyphénol oxydase) a été observée après l'inoculation avec le *Fusarium.sp* (Joshi *et al.*, 2012).

Le *Fusarium redolens* (syn. *F. oxysporum* var. *redolens*) est un agent pathogène qui s'attaque à plusieurs espèces de plantes. Il était souvent isolé à partir de tissus nécrotiques et décolorés de racines et de collets provenant de pois chiches, de pois, de lentilles et de blé dur. Des tests de pathogénicité comparative ont montré que *F. redolens*, causait des lésions ou de la décoloration aux racines, aux collets et aux pousses de blé dur, de pois et de pois chiches, il a un pouvoir de produire la fumonisines et l'acide fusarique (Abbas *et al.*, 1995). Il semble que *F. redolens* soit courant dans l'écozone des prairies et qu'il puisse occasionner une baisse de rendement en pois, pois chiches et blé dur (Taheri *et al.*, 2011).

Il est caractérisé par un mycelium blanc. Les macroconedies sont abondantes avec 3 à 4 cloisonss et mesurant de 30 à 50 μm . Les microconedies sont de forme ovale à cylindrique, mesurant entre 6 à 13 μm de long (Lazreg, 2014)

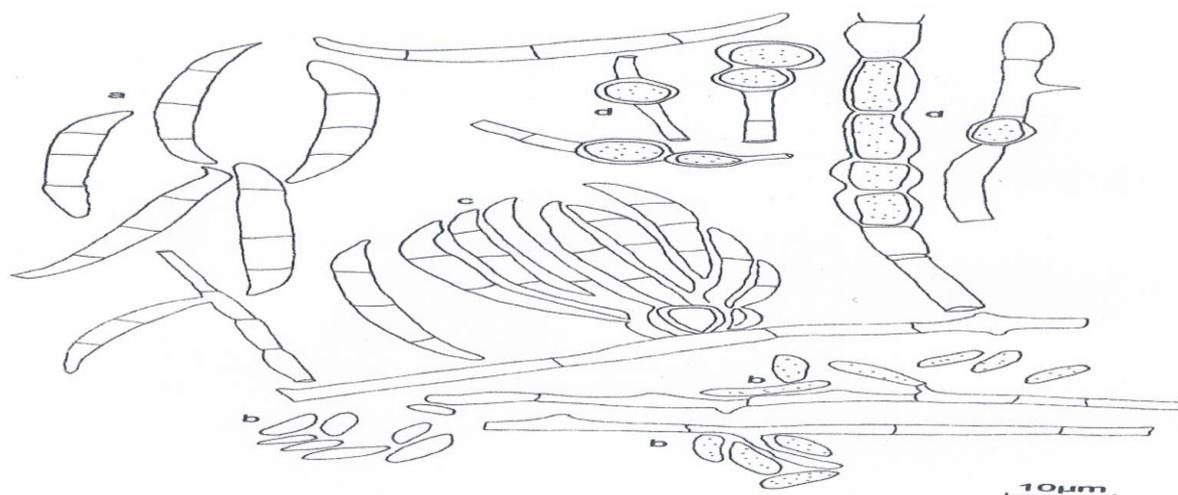


Figure 02 : *Fusarium redolens* : a) macroconidies, b) microconidies, c) sporodochie, d) chlamydospores (Lazreg, 2014)

1.2. Les contraintes abiotiques

C'est un facteur environnemental susceptible de déclencher des modifications chimiques ou physiques dommageables. La salinité des sols, la sécheresse, la température extrême, le froid, le gel, les vents, l'excès d'eau, les radiations et les produits chimiques comme les pesticides ou les métaux lourds sont tous des conditions défavorables qui affectent la croissance et le rendement des plantes (Rhodes et Orczyk, 2001, Hopkins, 2003). Chaque année, 20% des terrains agricoles cultivés seraient ainsi dégradés, entraînant 30% de réduction de la production (Tanji, 1990). Il est couramment admis aujourd'hui que la capacité des plantes à survivre et se développer en situation de stress abiotique est un caractère complexe et polygénique, ayant pour origine de nombreux processus agissant de façon additive et synergique (Parida et Das, 2005).

1.2.1. Stress salin

La salinité des sols et celles des eaux d'irrigation désigne la surcharge de ces derniers en sels minéraux solubles, près de 25% des terres sont confrontées au problème du sel (Levigneron et al, 1995). La salinisation enregistrée dans les écosystèmes aride et semi aride résulte de forte évaporation d'eau à partir du sol (Munns et al, 2006), d'une irrégulière et insuffisante pluviométrie (Mezni et al, 2002, Abdelly et al. 2008) ou de l'irrigation le plus souvent mal

contrôlée (Bennaceur et *al.*, 2001). En région méditerranéenne, la superficie des sites salés est estimée à 16 million d'hectares dont 3,2million en Algérie (Hamdy ,1999).

Approximativement 40 % des surfaces agricoles sont caractérisés par la présence d'un problème potentiel de salinité (Zahran, 1999).plusieurs légumineuses alimentaires sont cultivées et sont confrontées au stress environnemental qui est à l'origine des faibles rendements (Merrien et Grandin, 1990). Or, il est impératif d'améliorer l'efficience de l'irrigation en s'orientant vers la possibilité d'utilisation des eaux salées pour l'irrigation quand l'approvisionnement normal en eau se tarit (Radhouane, 2013).

En effet, l'excès de sel dans le sol affecte la la plante à des degrés variables, selon ce degré de salinisation toléré, on peut regrouper les espèces végétales, en halophytes et glycophytes. Les halophytes sont des plantes qui ont besoin de sel pour se développer, ces plantes vivent toujours en milieu salé. (Hubac, 1990).

Ces plantes secrètent les sels sous formes de trémies visibles à la surface de leurs feuilles, lors des journées ensoleillées par l'exclusion (Batamouny; 1993). Chez de nombreux halophytes des vases salées, des quantités importantes de sels peuvent s'accumuler dans les tiges feuillées, sans qu'il en résulte une forte concentration saline, car au fur et à mesure que les sels parviennent aux organes aériens, ceux-ci deviennent charnus par développement de grandes cellules riches en eau, assurant la dilution des sels (Levitt, 1980). Les glycophytes sont des plantes qui peuvent vivre en milieu salé, mais qui se développent mieux quand elles sont sur un milieu ne contenant pas de sel. Selon le degré de salinité dans le milieu, ils sont exposés à des modifications de leur comportement morpho-physiologique (Bennaceur et *al.*, 2001), biochimique (Grennan, 2006) et minéral (Martinez et *al.*, 2012).

1.2.2. L'impact de la salinité sur le rendement des plantes:

L'accumulation de sel dans les tissus de plantes au-dessus de la normale vont conduire à une certaine baisse du rendement et de la qualité des productions (Lauchli et Eptein, Higazy et *al.*, 1995).

1.2.2.1. Impact de la salinité sur la germination

La présence excessive des sels solubles peut causer une inhibition de la germination des graines, ainsi que le développement de la plante entière. Cependant, cet effet varie en fonction de l'intensité du stress et de la variété des plantes et cela; soit en diminuant la quantité d'eau et la vitesse de son absorption par la graine, entraînant des conséquences sur l'activité métabolique et sur la production des grains (Belkhodja et Bidai,2001; M'Barek et *al.*,2001), soit par l'accroissement de la pression osmotique de l'eau d'imbibition qui est trop élevé pour permettre la germination (Katembe et *al.*,1998), ou en augmentant la pénétration d'ions qui peuvent s'accumuler dans la graine à des doses qui deviennent toxiques (Debez et *al.*,2001).

En Algérie, les causes de la faiblesse de la productivité du pois chiche sont souvent d'ordre agro techniques liées aux conditions de semis (période, modes des émis, semence), Mais les stress abiotiques sont aussi très défavorables pour sa culture, surtout pendant la période de floraison (Girard, 1985). La sensibilité du pois chiche au sel a été démontrée dans plusieurs travaux qui montre que la germination du pois chiche est relativement moins affectée par la salinité que le stade de croissance (Geol and Vashnery, 1987; Yadav et al., 1989).

Selon Bliss et al (1986), le retard de la germination des graines ainsi que la diminution de la moyenne de germination journalière chez plusieurs génotypes de pois chiche à cause de l'augmentation de la concentration saline, est expliqué par le temps nécessaire à la graine de mettre en place des mécanismes lui permettant d'ajuster sa pression osmotique interne. Le sel semble agir sur les graines de pois chiche à la fois par ses effets osmotiques, qui sont réversibles, et aussi par ses effets toxiques irréversibles, l'émergence de la racicule serait contrôlée par l'osmolarité du milieu (Kaya, 2008; Bruggeman et al,2002). La diminution du taux de germination final correspond soit à une augmentation de la pression osmotique externe, ce qui affecte l'absorption de l'eau par les graines et/ou bien à une accumulation des ions Na⁺ et Cl⁻ dans l'embryon, cet effet toxique peut conduire à l'altération des processus métaboliques de la germination et dans le cas extrême à la mort de l'embryon par excès d'ions (Groome et al, 1991).

1.2.2.2. Impact de la salinité sur le développement de la plante

La résistance au sel dépend de la complexité anatomique et physiologique de la plante (Zhu., 2002). Le NaCl peut nuire à leur croissance et leur développement, à cause du changement du potentiel osmotique, du déséquilibre ionique et de la toxicité ionique dans les cellules (Guerrier., 1983). Une diminution dans la croissance de l'appareil végétatif aérien et une stimulation du développement racinaire ont été observées, ce qui cause une réduction de la biomasse aérienne, de la hauteur et de la surface foliaire, ainsi que l'inhibition de la division et de l'expression cellulaire qui compte parmi les effets néfastes de l'excès de sel (M'Barek et al., 2001 ; Zhu,2002 ; Jamian et al.2014).

La sensibilité de tous les génotypes du pois chiche augmente avec les stades de développement des plantes et les concentrations de la salinité (Sheoran and Garg, 1983; Dua, 1992; Gandour, 2002 ; Kotula et al,2015). Kumar (1985) a également indiqué que des stades ultérieurs de la croissance du pois chiche ont été les plus sensibles au sel. La mobilisation des réserves (exprimée par la matière sèche résiduelle) dépend de l'activation des enzymes hydrolytiques. Ces réserves, chez le pois chiche qui sont majoritairement de nature glucidique (Khemiri,2004), sont hydrolysées par l'amylase en sucres solubles et sont soumises à la plantule pour les besoins de sa croissance (Groome et al,1991).

L'effet de NaCl peut s'exercer sur l'activité enzymatique elle-même, comme sur le transport des produits de l'hydrolyse des réserves vers l'embryon (Gomes et al, 1983). Le rendement en graines est en corrélation positive avec la hauteur des plantes (Arshad *et al.*, 2004). La biomasse aérienne élevée est un important indicateur d'un rendement en graines élevé (BenMbarek, 2012). La croissance ultérieure de la plantule serait limitée par la mobilisation et le transport des réserves vers l'axe embryonnaire, il réduit son rendement de 26 à 38% selon la variété (Sadiki et Rabih,2001; Sohrabi,2008), en affectant plusieurs paramètres, tels que la morphologies de la plante, la réduction du nombres des fleurs, le nombre des ovules fertiles qui influent ultérieurement sur le nombres et la qualité des graines (Bishnoi *et al.*, 1990; Sohrabi,2008).

En parallèle, le sel affecte la photosynthèse et la fertilité de la plante (Seeman et Sharkey, 1986; Soussi et *al.*, 1999), une progressive dégénération de la chlorophylle, de l'activité du Rubisco et du développement de la plante

par une altération des nombres et de la longueurs des tiges et racines et le taux des graines, sous l'effet du sel a été signalé (Garg Neera et Ranju Singla, 2005).

Le métabolisme et par conséquent la qualité des protéines et du nitrogène est aussi affectés par la salinité (Cordovilla *et al.*, 1995; Mansour, 2000), en réduisant certains acides aminés et augmentant d'autres comme l'aspartate et la proline (Chandrashekhar *et al.*, 1986, Kukreja *et al.*, 2005), les carbohydrates (Soussi *et al.*, 1999; Balibrea *et al.*, 2000). Plusieurs recherches ont prouvés l'augmentation des teneurs en sucre chez le pois chiche, sous l'effet du stress salin (Kukreja *et al.*, 2005; Muhammad, 2009).

Le sel provoque un désordre dans la nutrition minérale des plantes et cause un déficit de plusieurs nutriments et une augmentation du Na⁺ (Cordovilla *et al.*, 1995; Grattan et Grieve, 1992; Mengel et Kirkby, 2001), la diminution du K et Ca (Chandrashekhar *et al.*, 1986, Kukreja *et al.*, 2005), ce qui peut affecter la croissance des plantules (Price *et al.*, 2003).

Dans les conditions salines, la plante de pois chiche en croissance secrète par des poils glandulaires des feuilles, tiges et gousses le Cl, dont les teneurs sont plus élevés que le Na (Flowers *et al.*, 2004).

Certains composés cellulaires jouent un rôle d'osmoprotecteurs, dont le taux est très élevés au niveau des nodules pour favoriser la multiplication du rhizobium (Flowers *et al.*, 2004), leurs rôle dans l'augmentation du rendement du pois chiche a été démontré (Turner *et al.*, 2007), et dans la protection de la production (Serraj et Sinclair 2002, Pooja *et al.*, 2009).

2. Stratégies de résistance des plantes aux différents stress:

Afin de contrer le stress la plante aura plusieurs mécanismes biochimiques et moléculaires possibles qui agissent en synergie, et par lesquels la plante perçoit et répond aux différents stress, ces réponses sont presque identiques en présence du stress salin ou vis-à-vis des agents pathogènes:

- La première étape est celle de la perception et reconnaissance du stress. Dans le cas d'une interaction incompatible en présence des champignons, elle conduit le plus souvent à la mort programmée des cellules attaquées caractéristique d'une réaction hypersensible (HR), (Nünberger et Lipka, 2005).

Mais en cas de salinité cela conduit à la synthèse de l'acide abscissique qui module l'ouverture des stomates (Urao et al, 2000).

- La deuxième étape appelée transduction du signal consiste en l'activation de cascades de signaux visant l'induction des réactions de défense, qui passe par la synthèse de protéines.

- La troisième étape est caractérisée par l'activation des gènes de défense codant pour des protéines qui vont agir directement ou indirectement pour la protection de la plante, Tels que les protéines de stress, activations enzymatiques, activation de transporteurs et canaux et modification de la balance ionique et autres molécules de défense créant un environnement défavorable à l'invasion du parasite (Nürnberger et Lipka, 2005) ou au stress salin (Urao et al, 2000).

2.1. Stratégies de résistance des plantes à la salinité :

En cas du stress salin il existe deux principales stratégies de tolérances que les glycophytes utilisent; la compartimentation des ions toxiques au sein de la vacuole de manière à utiliser la paroi, le cytosol et les organites le mieux possible pour stocker ou ajuster l'osmolarité. Elle consiste à évacuer du cytoplasme les ions $[Na^+]$ en excès vers la vacuole afin d'éviter leur effet toxique (Flowers et al. 1995, Hanana et al, 2011).

Ce mécanisme de compartimentation vacuolaire est assuré par l'action d'un antiport vacuolaire ($[Na^+]/[H^+]$) et grâce à ce processus la cellule parvient à maintenir une faible concentration de sodium dans le cytoplasme en minimisant ainsi son effet toxique; et d'autre part, l'augmentation concomitante de la concentration de sodium dans la vacuole va engendrer une forte pression osmotique qui va favoriser l'absorption d'eau et donc améliorer la turgescence des cellules (Apse et Blumwald 2007, Horie et Schroeder 2004; Yamaguchi et Blumwald 2005).

Aussi, pour limiter les conséquences d'un stress osmotique, les cellules doivent mettre en place un dispositif permettant le maintien de l'absorption d'eau et la protection des structures les plus sensibles comme les membranes et les systèmes enzymatiques surtout dans les organes jeunes, c'est la stratégie de l'ajustement osmotique (Zhang et al., 1999; Sairam et Tyagi, 2004; Amtmann et Leigh 2010, Radhouane, 2013).

Ces osmolytes, généralement de nature hydrophilique, sont des molécules peu chargées, mais polaires et très solubles, ils peuvent adhérer à la surface des protéines et des membranes pour les protéger de la déshydratation (Yancey et al. 1982 ; Sairam et Tyagi 2004). Ces composés dérivent du métabolisme des acides aminés ou des sucres, comme la proline, la citrulline, les bêtaïnes, le saccharose, le mannitol (Yokoi *et al.*, 2002, Hanana *et al.*, 2011). Une autre fonction attribuée à ces osmolytes constitue la protection contre l'action des radicaux oxygènes suite au stress salin (Alia et al. 1995; Yamaguchi et Blumwald 2005).

Le phénomène d'exclusion consiste à exclure le sodium du cytoplasme vers l'extérieur de la cellule, de manière à limiter la concentration en sodium dans la cellule et la plante entière en maintenant le potassium élevé et le sodium bas dans le cytosol.

Dans ce cas, les plantes limitent l'entrée des éléments salins et les rejettent dans le compartiment apoplasmique (Yamaguchi et Blumwald 2005; Munns 2005). Ces phénomènes d'exclusions passent par la sélectivité de la membrane racinaire, ce qui peut résulter d'une réduction de la perméabilité passive, de la présence de transporteurs sélectifs et d'un transport vers le milieu extérieur des ions déjà absorbés (Apse et Blumwald 2007 ; Hasegawa et al. 2000; Munns 2005; Yamaguchi et Blumwald 2005). Des modifications de la paroi ont été signalées par le changement de sa composition chimique et de ces propriétés physiques, qui se lignifient en situation de stress prolongé avec pour conséquence un ralentissement voire un arrêt de l'élongation cellulaire (Ingram et Barte, 1996). Ils se traduisent par la synthèse de nouvelles molécules incluant les glycoprotéines riches en hydroxyprolines, la callose et les composés phénoliques tels que la lignine (Boudart et al. 2003; Menden et al. 2007), cutine et cires en cas de stress abiotique (Lugan., 2008).

2.2. Stratégies de défense chez la plante contre les agents pathogènes:

Lors de l'agression d'une plante par un pathogène, plusieurs cas peuvent se présenter, l'interaction entre la plante et le microorganisme peut être compatible si la plante ne réagit pas assez rapidement, et par conséquent il va y avoir une prolifération du pathogène (Abramovitch et Martin, 2004). Cependant, il peut y avoir une interaction incompatible correspondant à une incapacité du

pathogène à infecter la plante (Nurnberger et Lipka, 2005). Certaines plantes réagissent très tôt à la tentative d'invasion, en disposant de certains mécanismes de défense qui se caractérisent par l'existence d'un système de défenses préformées basées sur des polymères hydrophobes de surfaces (Tsuba et al., 2002). Ce premier niveau de résistance non hôte est associé à des défenses passives (Bouarab, 2000, Pépin, 2004, Kauffmann *et al.*, 2009).

Les autres niveaux de résistance sont caractérisés par la mise en jeu de mécanismes de défenses induites (ou activées). Ceux-ci résultent de la reconnaissance initiale entre la plante et l'agent pathogène qui peut être générale ou spécifique.

Il s'ensuit une activation de cascades de signaux conduisant à l'induction des gènes de défense et à la synthèse de plusieurs protéines et autres molécules qui créent un environnement défavorable à l'invasion du parasite (Dietrich, 1996, Bouarab, 2000).

Soit par une fragmentation de l'ADN nucléaire et l'induction d'endonucléases spécifiques, ou par clivage de l'ADN nucléaire en nucléosome, soit par l'altération de la membrane plasmique et la lyse des cellules (Bestwich et al, 1995, Milter et Lamb, 1995, Levine et al, 1996, Ryerson et Heath, 1996). C'est une réaction d'hypersensibilité (HR) souvent considérée comme la réaction de défense la plus efficace vis-à-vis des parasites, cette réaction est exprimée dans la plante par le développement de lésions pigmentées (brun sombre ou noire) qui se produisent rapidement au site de l'infection et l'accumulation d'une multitude de molécules antimicrobiennes autour de la zone d'infection, touchant peu de cellules et restreint le développement du microorganisme en le privant de l'eau et des nutriments nécessaires à sa croissance (Bailey, 1983 ; Keen, 1990 ; Bouarab, 2000).

Ces signaux peuvent s'étendre par la suite aux cellules adjacentes conduisant à une résistance locale acquise ; Local Acquired Resistance (LAR) puis gagner l'ensemble de la plante empêchant ainsi d'éventuelles infections secondaires, on parle alors de résistance systémique acquise ; Systemic Acquired Resistance (SAR) (Durrant and Dong, 2004). Une fois activée, la SAR procure une protection de longue durée, assez longue allant de plusieurs jours à plusieurs semaines, contre toute attaque ultérieure par des micro-organismes pathogènes

(Pieterse et al., 1998, Göhre et Robatzek, 2008, Ramirez, 2009). Il existe divers signaux systémiques qui vont donc déclencher la SAR, ces messagers sont l'acide salicylique, les protéines PR, l'acide jasmonique, les phytoalexines et enfin l'éthylène (Cameron *et al.*, 1994; Uknes *et al.*, 1992; Ward *et al.*, 1991).

Parmi les mécanismes de résistance de la plante, pour contrer un stress c'est la mise en place des mécanismes visant à synthétiser des composés pariétaux participant à la mise en place d'une barrière mécanique à la pénétration des agents pathogènes par la synthèse des glycoprotéines, lignine et cutine et cires en cas de stress biotique (kolattukudy, 1996), des tannins, les inhibiteurs de protéase, les cyanure et histamine (Benhamou et al. 1999, Bouarab, 2000).

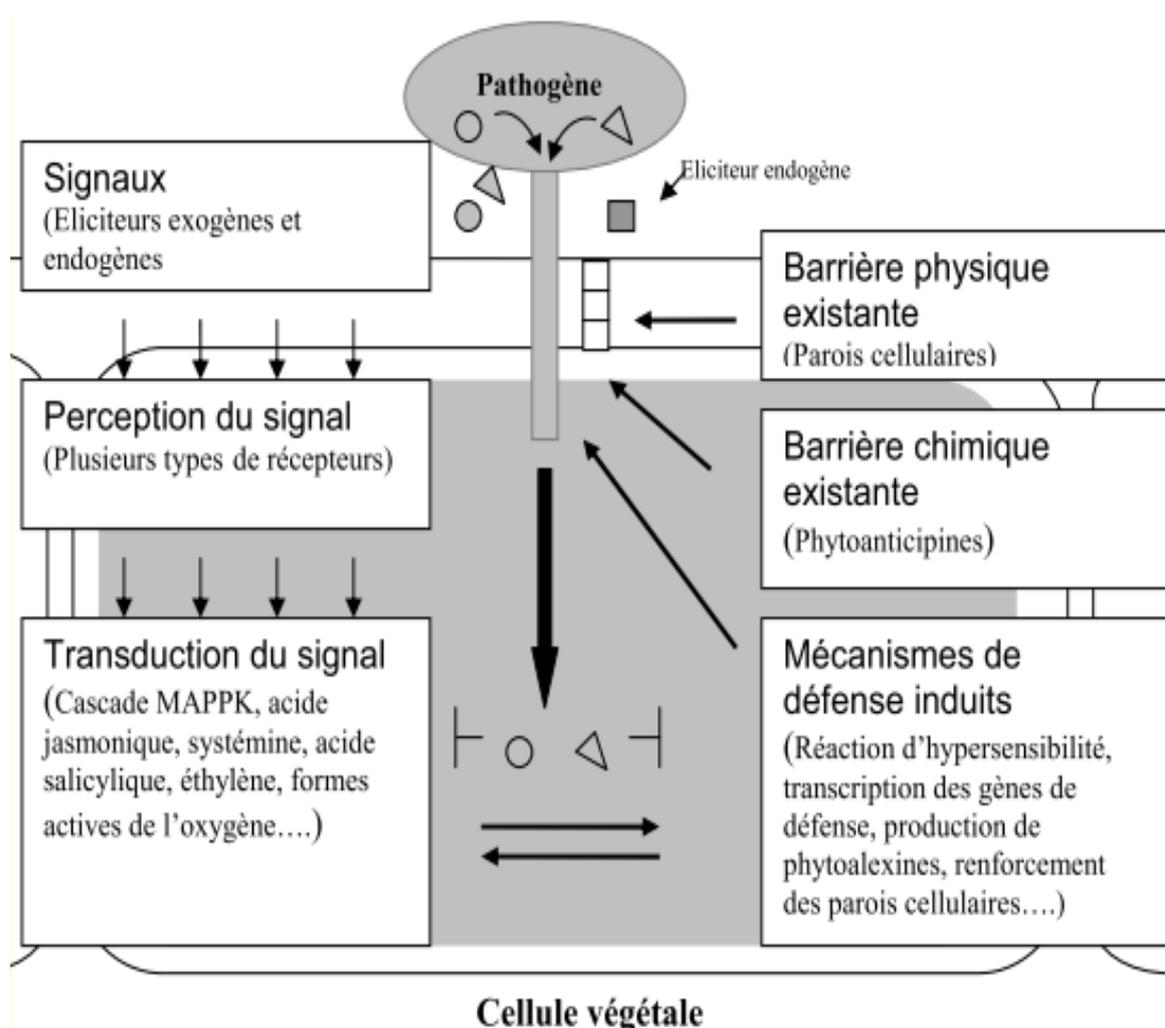


Figure 03: Schéma simplifié des principales étapes des réactions de défense élaborées par la plante suite à l'infection par un pathogène (Nürnberger et Lipka, 2005)

3. Métabolisme biochimiques des plantes sous stress:

Les stress biotiques et abiotiques peuvent induire un dysfonctionnement cellulaire allant jusqu'à la mort des cellules. Face à ces stress les plantes ont développé des mécanismes cellulaires de réponse aux stress particulièrement flexibles qui leur permettent de s'adapter efficacement. La résistance des plantes aux stress biotiques et abiotiques est un caractère multigénique qui dépend de la combinaison d'un grand ensemble de gènes, de protéines et de voies métaboliques qui agissent de concert (Chaves et al, 2002).

3.1. La photosynthèse

En raison de leur capacité de photosynthèse, les plantes peuvent produire de grandes quantités d'hydrates de carbone en utilisant l'énergie du soleil, de l'eau et du CO₂. Cependant, comme tous les organismes, les plantes doivent aussi produire des acides nucléiques, des protéines et diverses autres molécules potentiels de l'agriculture, de l'alimentation et de l'environnement. Néanmoins, l'excès de sel réduit la capacité photosynthétique causé par la fermeture des stomates, ce qui limite l'entrée du CO₂ et en conséquence accélère la sénescence naturelle des feuilles (Zhu, 2002; Munns, 2002). La salinité affecte l'ultra structure des chloroplastes (Ackerson, 1981 ; Salama,1994), et plus particulièrement celle des granas (Baker,2002; Rahman , 2002). Le stress salin induit une perturbation de la composition lipidique et protéique au niveau de la membrane cellulaire, notamment des membranes chloroplastiques et vacuolaires, affectant ainsi sa stabilité (Alem *et* Amri., 2005) en augmentant la perméabilité membranaire (Lutts *et al.*, 2004) et provoque la perte de l'enveloppe chloroplastique, l'apparition de gouttelettes lipidiques et la dégradation des membranes thylakoïdiennes chez le petit pois (Olmos, 1996), et l'accumulation des graines d'amidon a été également souvent rapportée (Salama, 1994; Keiper,1998).

Une faible production d'énergie par la photophosphorylation et la photorespiration (Hanana,2011). Il y a des pathogènes foliaires qui réduisent la surface photosynthétique du feuillage, les pathogènes des tiges et des pousses qui entraînent une diminution de la croissance en interférant avec les mouvements de l'eau et des nutriments. (Cherubini *et al.* 2002).

3.2. Les composés protéiques :

Les protéines jouent différents rôles dans l'organisme; structure (maintien de la membrane plasmique) ou métabolisme (enzymes ; protéines porteuse). Les changements tant qualitatifs que quantitatifs au niveau des protéines en réponse aux stress permettent une modulation des voies métaboliques et donc une meilleure protection de l'organisme. Le stress active des protéases et des lipases qui détruisent et recyclent les protéines et membranes endommagées par la contrainte (Ingram et Barte, 1996, Munnik et al., 2000).

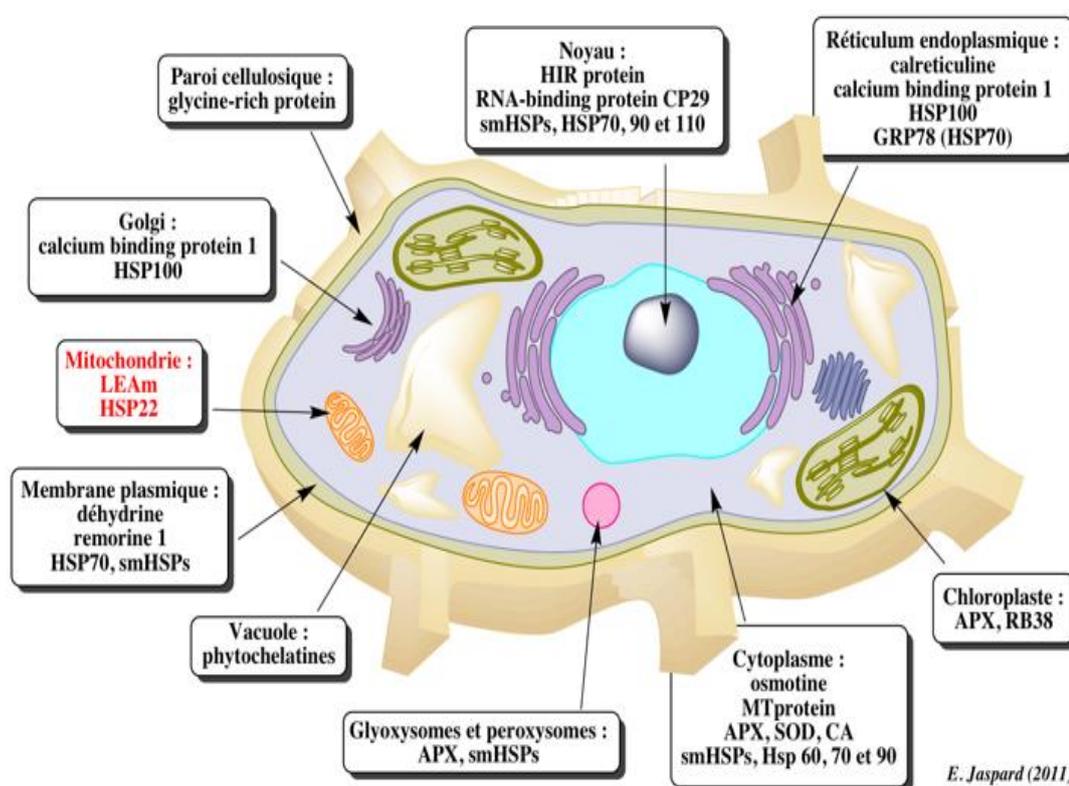


Figure 04: Aperçu de quelques protéines de stress (Timperio et al. (2008))

Il en résulte une augmentation de la synthèse de protéines particulières protectrices qui interviennent dans la régulation des différentes formes de réponses aux stress biotiques et abiotiques parmi lesquelles les protéines qui participent directement à la tolérance aux stress et celles qui participent à la régulation de la signalisation intracellulaire et à la régulation de l'expression des gènes inductibles par les stress (Kosovà *et al.* 2011).

3.2.1. Protéines induites par le stress biotique:

➤ **Les protéines de défenses (Pr):** les plus importantes sont les protéines PR, n'existent pas naturellement dans la cellule, ils sont des protéines de stress végétal. Plusieurs ont été identifiées chez les espèces végétales monocot et dicotylédones, (Bouarab 2000). Elles possèdent les particularités physico-chimiques d'être très stables en milieu acide et de résister à l'action des protéases, qui sont des enzymes produites par la plante elle-même ou par le pathogène pour dégrader les parois. Grâce à ces propriétés, les protéines PR peuvent subsister dans des milieux défavorables comme la vacuole ou les espaces inter-cellulaires qui sont occupés par les agents pathogènes (Heitz, 1995, Benhamou, 1999, 2009). Certains comme les PR2 et PR3 auraient une action enzymatique, ils sont capables de dégrader les parois des champignons et des bactéries, libérant ainsi des fragments de chitine et de glucane (Heitz, 1995; Bouarab, 2000). Les résidus de cette dégradation sont en effet souvent des signaux permettant à la plante d'identifier le pathogène (Abad et al, 1996; Bouarab,2000). D'autres ont des activités antifongiques tels que les PR1 et PR4, en interagissant avec les membranes plasmiques du pathogènes (Nidermann et al, 1995; Abad et al, 1996). Certaines sont des peroxydases qui interviennent dans l'insolubilisation des protéines et des composés phénoliques permettant ainsi, le renforcement de la paroi (Fritig et al, 1998). Tout un panel de protéines ont été identifiés en relation avec l'établissement de la SAR (Aimé et al, 2008).

➤ **Les protéines riches en hydroxyproline (HRGP) :**

On observe dans la structure primaire de ces protéines une succession d'hydroxyproline, ces protéines facilitent la fixation des lignines avec la paroi. Ce sont des protéines qui forment un réseau serrés, empêchant ainsi la pénétration du pathogène, et possédant aussi des propriétés d'agglutiner les bactéries réduisant ainsi leur mobilité (Benhamou, 1996; Bouarab,2000).

➤ **Protéines G**

Ces protéines G (GTP »binding proteins », Jouent un rôle important dans le processus de la germination ou de la croissance (Ullah et al, 2001, 2002), ces protéines sont associées à des récepteurs membranaires et constitue l'un des événements les plus précoces après l'étape de reconnaissance du pathogène (Assman,2002).

Ces protéines sont aussi impliquées dans la transduction du signal et l'induction des réactions de défenses de la plante. Elles permettent également l'expression d'autres événements de la transduction intracellulaire (Suharsono et al, 2006 ; Booker et al, 2004) par la transmission du signal aux canaux ioniques (Roos et al, 1999). Ils sont impliquées dans la biosynthèse des métabolites secondaires (Kurosaki et al, 2001 ; Ortega et al, 2002).

➤ **Les peptides antimicrobiens :**

Ces peptides sont fortement synthétisés par les plantes en réponse à une agression à un pathogène, tels que les thionines et les défensives (Terras et al, 1995 ; Broekaert et al, 2004). Les thionines sont majoritairement localisées dans la vacuole (Bohlmann et Appel, 1991), ils sont supposés agir sur l'agent pathogène après la mort des cellules végétales et la libération du contenu vacuolaire, ils modifient la perméabilité membranaire chez les champignons par l'influx du calcium (Ca^{++}) et l'efflux du potassium (K^+) et des protons, suivi d'un relargage du contenu cellulaire (Thevissen et al, 2003). Les défensives sont supposés pénétrées par la membrane du champignon et inhibent sa croissance (Thevissen et al, 2003).

3.2.2. Protéines induites par le stress salin:

Une analyse protéomique a permis de révéler 85 protéines foliaires dont les niveaux d'accumulation varient de manière significative lors de l'application du stress salin, ces protéines montrent des changements soit de leur état d'oxydation (carbonylation; 40 protéines) et/ou de S-nitrosylation (49 protéines), les voies de biosynthèses sont réorientées (Tanou et al., 2009, Lévillé, 2013). Parmi lesquelles:

- Les protéines impliquées dans la transduction du signal et le contrôle de la transcription telles que les protéines kinases, les phospholipases, les phosphatases ou les facteurs de transcription (Timperio et al, 2008).
- Les protéines impliquées dans les mécanismes régulés de signalisation, tels que le métabolisme carboné des parois (Wang et al., 2003), et interviennent dans les mécanismes de régulation mis en place en réponse aux stress (Kosovà et al, 2011)

- Les protéines LEA "late-embryogenesis-abundant" : S'accumulent pendant la déshydratation des graines, à la fin de l'embryogenèse, ils s'accumulent également dans les tissus végétatifs en réponse à une déshydratation. Ces protéines sont largement distribuées dans le royaume végétal ; des fougères aux angiospermes, jouant un rôle approprié en réponse à un état environnemental défavorable, capables de se lier aux protéines instables pour faciliter leur conformation active après traduction, aider à leur transport, ou prévenir les phénomènes de dénaturation et d'agrégation et promouvoir leur renaturation (Iba, 2002 ; Vinocur et Altman, 2005, Battaglia et Covarrubias, 2013).
- Protéines de transport de type ABC stabilisation des membranes.
- Protéines d'élimination des espèces radicalaires activées de l'oxygène (ROS) qui peuvent détruire les cellules durant le stress en réponse à la production des molécules comme le peroxyde déshydrogénase (H_2O_2), tels que l'ascorbate peroxydase et le super oxyde dismutase (Zhu, 2002 ; Jabnoune, 2008 ; Hanana *et al.*, 2011).
- Protéines dites "extensines" (hydroxyproline-rich glycoproteins) ont été très étudiées car leur expression et leur présence dans la paroi sont modulées par les stress abiotiques (Yoshida *et al.*, 2001, Merkouropoulos *et al.*, 2003).

3.3. Les Acides Aminés

La synthèse et la dégradation de certains acides aminés (proline, glutamine, asparagine et glycine-Mtaine) (Belanger *et al.*, 1990 ; Moulineau, 1993) font partie des exemples les mieux connus des mécanismes osmotique des plantes vis-à-vis le stress (Ober *et al.*, 1994).

L'accumulation de la proline résulte de l'induction au niveau transcriptionnel de l'activité Pyrroline-5-carboxylate Synthase (la P5CS, l'enzyme clé de la synthèse de proline). En parallèle, les plantes sur exprimant des transcrits codant pour la P5CS, accumulent en situation de stress, des niveaux très importants de proline (Neffar, 2013).

Ces plantes sont plus tolérantes à des épisodes de stress hydrique (Yamaguchi-Shinozaki et Shinozaki 2006, Vasquez-Robinet *et al.*, 2008) ; salin (Banu *et al.*, 2008; Belkhoja et Bedai, 2001 ; Boukraâ, 2007 ; Bennabi, 2006), ainsi que le stress biotique (Fabro *et al.*, 2003).

La proline a de très nombreuses fonctions chez les plantes, elle joue un rôle d'osmolytes compatible impliqué dans la stabilisation des membranes et la stabilité de la structure des protéines (Mansour, 1998; Okuma et al., 2002; Ashraf and Foolad, 2007 ; Neffar, 2013). Aussi, la synthèse de la proline pourrait participer à renflouer le pool du NADP⁺ consommé pour dissiper l'excès d'énergie généré par les photosystèmes (PS) des chloroplastes (Hare et Cress, 1997, Hanana et al, 2011).

Mais il a aussi été montré que la proline pouvait être impliquée dans la diminution de la quantité de radicaux libres (Foyer et al, 2000; Okuma et al., 2004), dans le scavenging des espèces réactives de l'oxygène (Smirnov and Cumbes 1989, Maggio et al. 2002, Chen and Dickman, 2004). Ainsi que la régulation du développement et active un réseau de signalisation métabolique contrôlant le fonctionnement mitochondrial.

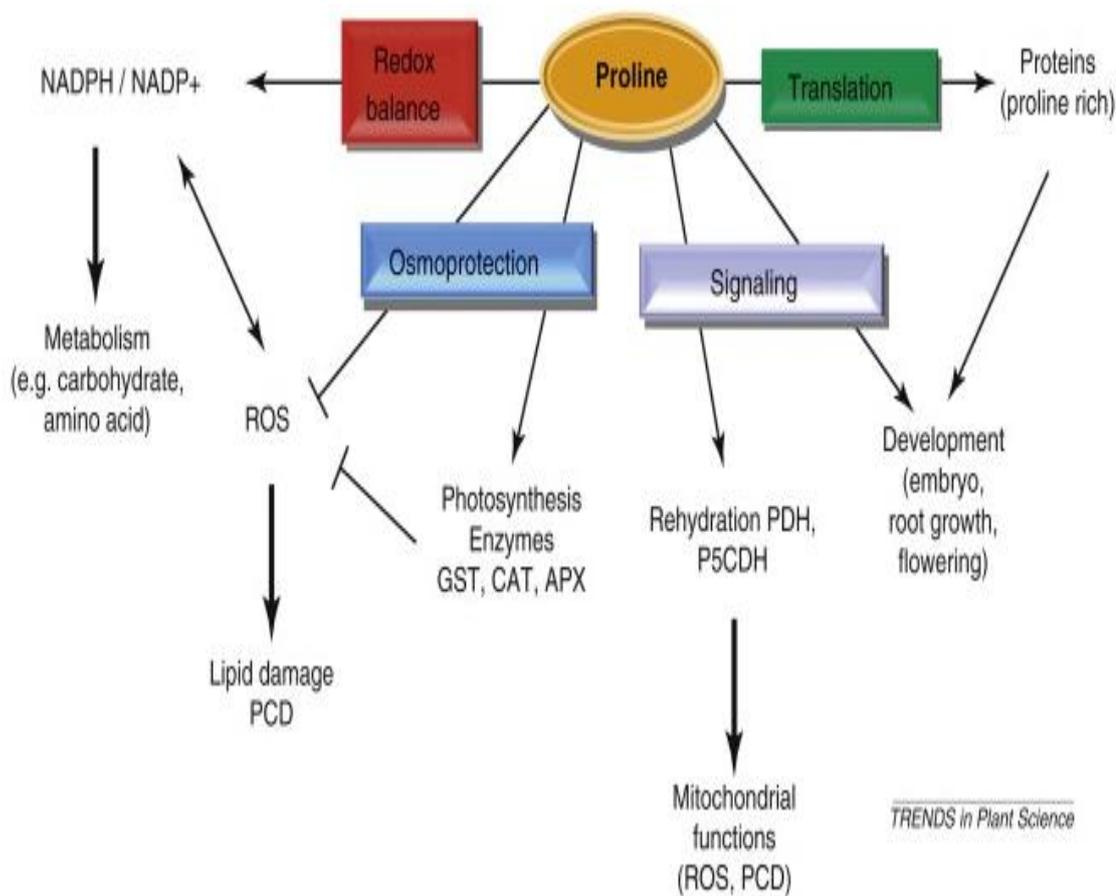


Figure 05: La proline a de très nombreuses fonctions chez les plantes (Szabados et Saviouré, 2010)

3.4. Les Sucres

Les solubles (saccharose, glucose, fructose) pourraient contribuer à plus de 50% à l'ajustement osmotique des glycophytes soumises aux conditions de salinité, l'accumulation des carbohydrates dans les plantes légumineuses en réponse à la salinité a été documentée dans plusieurs espèces *Phaseolus* (Bayuelo-Jimenez et al, 2012) et *Medicago sativa* (Farissi et al, 2011). Leurs fonctions majeures consistent dans l'osmo-protection, le stockage du carbone et le piégeage des radicaux libres (Parida et al, 2005).

Une modification de la répartition du carbone assimilé et réduit entre l'amidon et le saccharose est signalée; l'amidon est généralement dégradé et fournit l'énergie nécessaire aux réponses métaboliques, de plus les sucres solubles générés participent à l'ajustement osmotique (Geigenberger et al, 1997).

Les niveaux les plus importants d'accumulation des sucres solubles semblent être une preuve de la résistance de la plante contre les maladies alors que la réduction en hydrates de carbone peut augmenter sa sensibilité (Sahoo et al, 2010; Essman et al, 2008; Attab et Brinis, 2012). En effet, l'excès de sucre peut aboutir à l'induction des gènes impliqués dans la synthèse de composés utilisés pour la défense permettant aux plantes d'interagir avec les organismes pathogènes (Swarbrick et al, 2006, Ramel, 2009, Attab et Brinis, 2012).

3.5. Le flux et influx des ions

En réponse à la détection d'éliciteurs et donc à la reconnaissance du pathogène dans la plante, on observe un influx d'ions calcium Ca^{2+} et de protons H^+ , ainsi qu'un efflux d'ions potassium K^+ et d'ions chlorure Cl^- , sorties d'ions de la cellule vers le milieu extracellulaire. Ces flux d'ions entraînent une modification de la perméabilité de la membrane plasmique de la cellule infectée, elle devient plus perméable. Ces ions Ca^{2+} en particulier ont un rôle essentiel dans la cascade de signalisation puisqu'ils permettent en partie l'activation des gènes de défense de la plante (Sanders et al., 1999 ; Magnan et al., 2008).

Cette inversion des charges provoque un "choc" au sein de la cellule, qui interprète alors cet événement comme un signal pour activer ses mécanismes de défense (Benhamou et al, 2000).

Par ailleurs, la présence de sel cause la perte d'eau par plasmolyse et la déshydratation des cellules cause la baisse d'activité de l'eau cellulaire qui déstabilise les membranes et les macromolécules et entraîne la perte de turgescence des tissus (Flowers et Yeo.,1995; Munns,2002). Une compétition entre le Na^+ et le K^+ pour la fixation sur des enzymes, plus de 50 enzymes nécessitent le K^+ pour être actives et des protéines importantes (Bhandal and Malik, 1988, Farissi et al,2014).

En parallèle une perturbation des voies d'assimilation de l'azote est observée par la réduction de l'activité de la nitrate réductase des feuilles, une compétition se produisant entre les ions Cl^- et NO_3^- ou d'une action délétère des ions Cl^- sur le métabolisme (Farissi et al,2014). Il est également possible d'envisager une chute de l'activité isocitrate déshydrogénase NADP-dépendante cytosolique, qui fournit l' α - cétooglutarate nécessaire à l'assimilation du NH_4^+ issu de la réduction du nitrate (Parida et Das, 2005).

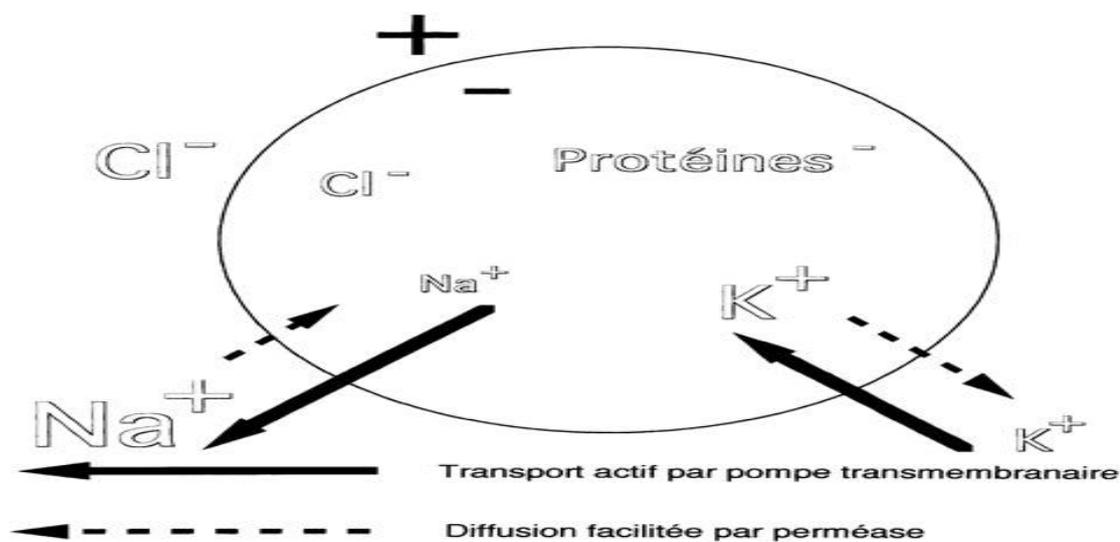


Figure 06 : Flux et influx des ions chez les plantes

3.6. Les métabolites secondaires

Les métabolites secondaires sont souvent synthétisés dans une partie de la plante et stockés dans une autre (Raven et al., 2003). Avec une structure chimique parfois complexe, ils sont très différents selon les espèces et s'accumulent le plus souvent en faible quantité. Ces molécules bioactives sont produites à différents endroits de la cellule dans des parties spécifiques de la plante et en fonction du stade de développement (Zobel et Brown, 1990).

Ces composés participent de manière très efficace à la tolérance des végétaux à des stress variés (Macheix *et al.*, 2005). Selon Zobel et Brown (1990), chez les plantes productrices, on les retrouve accumulées en grande quantité à la surface des feuilles où elles peuvent constituer une sorte de première barrière chimique. Ces aspects ont été illustrés par Demeyer et Dejaegere (1997) ; Sallas et al (2001) qui ont travaillé sur *Salix myrsinifolia*, *Pinus sylvestris* ou encore *Datura stramonium*, ils sont synthétisés par la plante pour inhiber ou bloquer la propagation des pathogènes. Les enzymes impliquées dans la voie de la biosynthèse de l'acide shikimique sont induites lors de l'interaction avec l'agent pathogène ou suite à l'application d'éliciteurs (McCue et Conn, 1989, Vu Thi Dao, 2008). L'augmentation de la concentration des polyphénols dans les tissus sous l'effet de l'augmentation de la salinité indique l'induction du métabolisme secondaire, mais réduit la production de la biomasse (Kutchan, 2001, De Abreu et Mazzafera, 2005).

Les phytoalexines qui sont des composés de stress pouvant être synthétisés et s'accumuler en réponse à des contaminations (virus, bactéries, champignons), des attaques par des insectes ou des nématodes, mais aussi à de nombreux stimuli abiotiques (éthylène, froid, UV, fongicides, sels métalliques, détergents, stress dus à l'environnement ou à des élicitations (Müller et Borger, 1982). En général, ils sont absentes dans les plantes saines (Keen, 1971; Darvill et Albersheim, 1984).

La réaction hypersensible est généralement associée à une accumulation intense des phytoalexines (Bailey et Ingham, 1971; Harper et al, 1987). Actuellement, plus de 200 phytoalexines ont été isolées des plantes appartenant à de nombreuses familles, principalement de l'ordre des dicotylédones (Brooks et Watson, 1985), spécialement les isoflavonoïdes caractéristiques des légumineuses (Ingham, 1982, Smith et Banks, 1986) et des solanacées (Kuc, 1982).

Les flavonoïdes sont parmi les métabolites secondaires les plus actifs chez les plantes, ils sont secrétés par les légumineuses et interviennent dans la fixation de l'azote nodulaire (Sreevidya *et al.*, 2006, Samba et al., 2006). La synthèse et l'accumulation des niveaux des flavonoïdes et les tannins est considérablement stimulées sous stress (Naczki et Shahidi, 2004; Navarro et al., 2008) ,Elfeel et Bakhshwain,2012, Sailaja K and Sujatha, 2013). Ils sont bioactifs et influencent le transport des hormones de la plante surtout l'auxine ainsi que leur activité antioxydante (Posmyk et al., 2009).

La capacité antioxydant est le principal rôle physiologique attribué aux polyphénols (Sreenivasulu *et al.*, 2000, Diallo, 2005, Navarro *et al.*, 2008). L'action antioxydant d'un composé phénolique peut être issue d'une combinaison d'évènements chimiques, dont l'inhibition enzymatique, la chélation de métaux, adsorption et la neutralisation des radicaux libre, attraction d'un $O^{\cdot-}$ ou encore la donation d'hydrogène et l'oxydation en un radical stable par sa décomposition du peroxyde d'hydrogène (Parr et Bolwell, 2000, Edreva *et al.*, 1995; 2007). Ils peuvent être utilisés comme additifs antioxydants dans les aliments gras (Sikwese *et al.*, 2007). (Edreva *et al.*, 2007) ont reporté une formation des phenylamides ainsi qu'une forte accumulation des polyamines dans la fève et le tabac suite à un stress abiotique.

3.7. Espèces activées d'oxygène et stress Oxydatif:

Après l'infection par un pathogène, des signaux sont envoyés vers la machinerie de production des radicaux oxydants qui sont des formes réactives de l'oxygène et qui ont une action directe sur les pathogènes en ralentissant leur progression au sein de la cellule. Aussi, l'augmentation de la salinité entraîne la toxicité métabolique et inhibe l'activité de beaucoup d'enzymes et protéines et induit la production de formes actives d'oxygène suite à l'altération du métabolisme au niveau des mitochondries et chloroplastes (Blumwald *et al.*, 2004).

En effet, l'activité photosynthétique peut être compromise à long terme par la photo-inhibition, qui survient lorsque la capacité d'assimilation du CO_2 est insuffisante pour absorber l'énergie lumineuse captée par les PS. L'excès d'électrons au niveau du PSII peut alors réduire l'oxygène moléculaire en espèces chimiques très réactives (ROS). Ce sont des molécules telles que l'anion superoxyde $O_2^{\cdot-}$ ou le peroxyde d'hydrogène H_2O_2 et le monoxyde d'azote NO^{\cdot} dont on connaît l'intervention dans la synthèse des protéines de défense PR. Ces radicaux ont aussi une action indirecte dans le renforcement de la paroi végétale, ils vont à leur tour endommager les macromolécules comme les lipides membranaires, les protéines et les acides nucléiques (Halliwell et Gutteridge 1986, Parida *et al.*, 2005).

Une fonction de régulation de l'état redox au niveau cellulaire a également été proposée concernant la photo-respiration, dont l'activité augmente lorsque les stomates sont fermés et qui implique une consommation nette de cofacteurs réduits (Hare et al., 1998). Il a été reportée que la capacité antioxydant dépend de l'espèces et du stade de développement des plantes (Smirnoff ,2005; Shrayi and al, 2009).

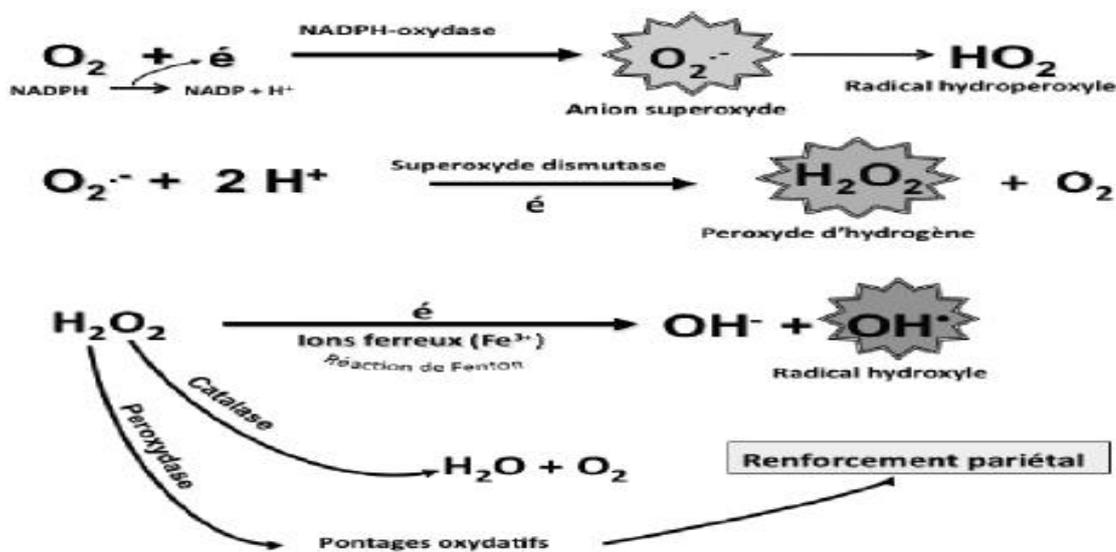


Figure 07 : Les principales formes actives de l'oxygène (FAO)

Le système antioxydants joue un rôle fondamental dans la neutralisation et le contrôle des radicaux libres et le bon fonctionnement des cellules, ils sont d'origine interne (enzymes et métabolites) ou externe (molécules antioxydantes), leur ensemble constitue le système de défense antioxydant (Neill et al., 2002). Parmi les principales molécules qui forme le système antioxydant non enzymatique ; les polyphenol et certaines acides aminés et sucres (Fan et Thayer 2001; Nagata et al. 2005; Dixit et al. 2010).

Par contre, le système antioxydant enzymatique est formé par l'augmentation des activités des superoxydes dismutases (SOD) sont des métalloprotéines responsable de la dismutation spontanée du radical superoxyde en peroxyde d'hydrogène. La catalase est une enzyme hémique composée de quatre chaînes polypeptidiques. Son site catalytique permet l'élimination du peroxyde d'hydrogène, présent à haute concentration. L'activité de l'ascorbate peroxydase (APX) (Kwon et al. 2001, Hayat and al, 2005).

Les plantes répondent aux agressions biotiques et abiotiques par la synthèse d'une variété de molécules organiques ayant la capacité d'agir de façon directe (biochimique) ou indirecte (structurale) (Benhamou 2009; Klarzynski et Fritig 2001). Selon Benhamou et al (1996) ; Wei et al (1994), la sensibilisation préalable du système défensif de la plante peut engendrer une résistance accrue, dans ce contexte, le développement de molécules biologiques capables de stimuler ces défenses (SDN) susceptible de déclencher une série d'évènements biochimiques menant à l'expression de la résistance chez la plante est une stratégie qui attire de plus en plus l'attention. L'agriculture mondiale tend vers l'utilisation rationnelle de ces bioproduits sur des plantes cultivées à grand intérêt économique, permettrait de réduire substantiellement la quantité de pesticides. Mais toutes ne sont malheureusement pas disponibles et encore moins homologuées par des instances officielles. Cependant, leur innocuité pré-tendue permet d'envisager une ouverture prochaine des marchés, car elles représentent l'une des meilleures solutions à l'objectif « zéro résidu de pesticide » dans les légumes. Malgré tout, le fait que la production de SDN soit en cours de développement industriel en Europe et en Amérique du Nord. Les S.D.N. présentent plusieurs intérêts agronomiques et socio-économiques, ils sont souvent peu phytotoxiques, du à leur matière active le plus souvent naturelle, les résultats positifs de ces produits doivent contribuer à diminuer l'impact des pratiques agricoles sur l'environnement et à diminuer les intrants potentiellement dangereux pour la santé du consommateur et les applicateurs (Benhamou et Rey, 2012).

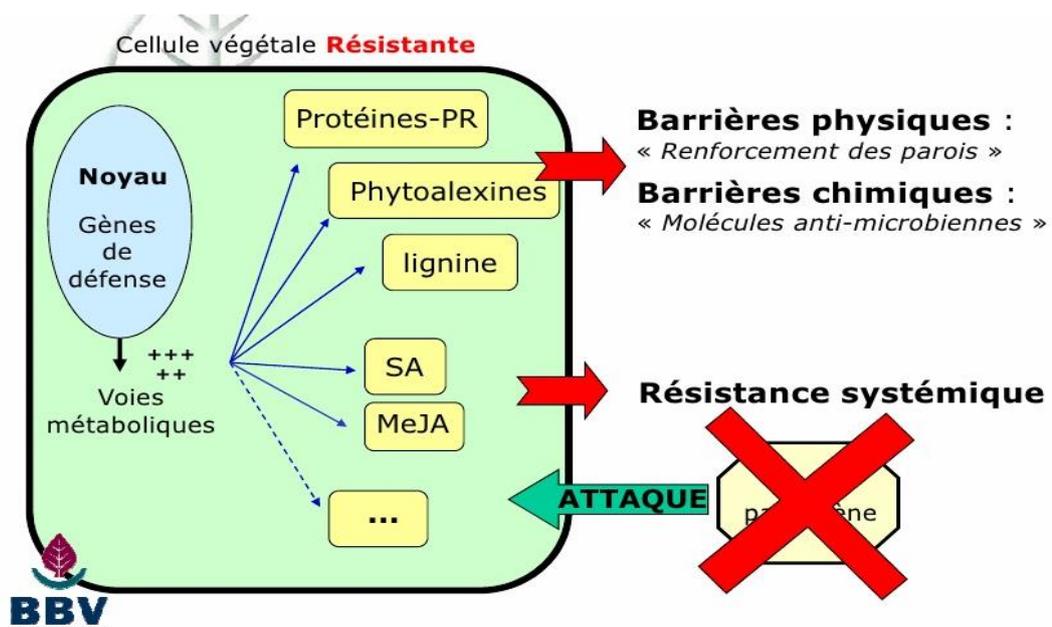


Figure 08: Activation du métabolisme de la plante par application de stimulateurs de défense

1. Les éliciteurs ou stimulateurs de défense

Les événements précoces de la résistance des plantes au stress commencent par les mécanismes de perception puis de signalisation via une transduction de signaux et de messagers afin d'activer les diverses réponses physiologiques et métaboliques, y compris l'expression de gènes de réponses au stress (Benhamou et Bélanger, 1998, Lugan, 2008). Récemment, des éliciteurs ont été identifiés comme des médiateurs essentiels de la résistance et leur rôle comme ménagers secondaire a été déclaré (Shinozaki et Yamaguchi-Shinozaki, 1997). Ces composés peuvent déclencher sous stress abiotique, une cascade d'événements menant à l'expression de résistance via la production d'osmoprotecteurs qui permettent de maintenir l'équilibre en eau entre la cellule et son environnement, la régulation de l'ouverture des stomates (Schroeder et Hagiwara, 1990) ainsi que la synthèse des protéines de stress comme l'osmotine (Zhu, 2002).

Les éliciteurs biotiques sont produits par les microorganismes phytopathogènes. Ils sont souvent des composés structuraux des parois cellulaires du pathogène (éliciteurs exogènes) ou de l'hôte (éliciteurs endogènes) libérés par l'action des enzymes hydrolytiques (Nürnberg, 1999). Les éliciteurs, de nature chimique sont variée (oligomères de chitine, de pectine, des glucanes, des (glyco) protéines et des lipides), sont constitués des PAMPs (Pathogen-Associated Molecular Patterns), non spécifiques, qui sont reconnus par plusieurs plantes et des composés plus spécifiques, les protéines d'avirulence, qui sont reconnues par des cultivars particuliers (Ryan et Farmer, 1991 ; Montesano *et al.*, 2003), leur perception déclenche une cascade de signalisation aboutissant à l'activation d'une réaction d'hypersensibilité (HR) (Racapé *et al.*, 2002).

Les éliciteurs sont aussi considérés comme des stimulateurs de défense naturels (SDN), ces substances constituent des signaux d'activation de la production des substances défensives. Les SDN, dont le concept dérivent directement de ces découvertes font aujourd'hui partie intégrante des stratégies émergentes dans les programmes de lutte, ces stratégies innovatrices pourraient fort bien contribuer à résoudre les grands défis de l'avenir. Dans ce contexte, la protection des plantes par l'utilisation de SDN est une réponse non négligeable aux attentes grandissantes d'un monde qui n'a d'autre choix que d'affronter les changements qui se profilent à l'horizon, et ce, dans le respect de l'environnement et de la santé humaine.

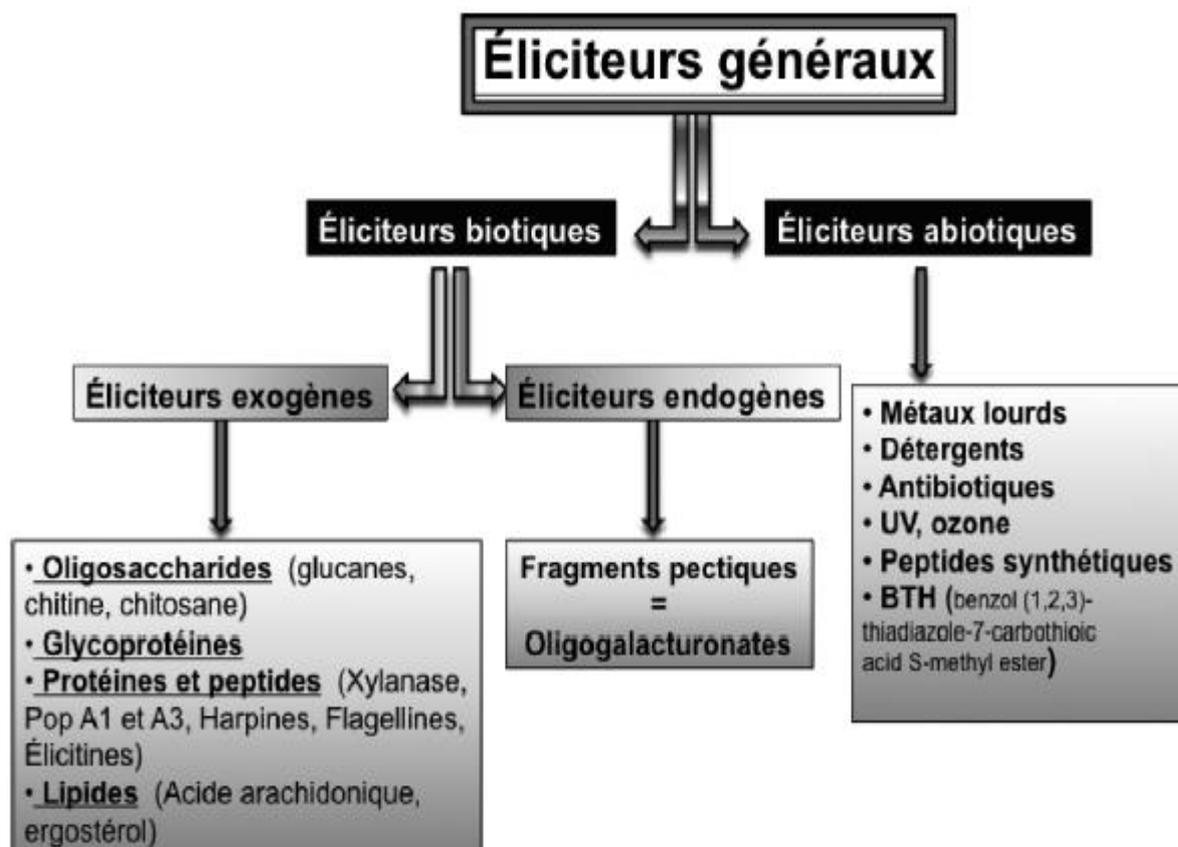


Figure 09: Principales familles d'éliciteurs généraux (Nicole Benhamou et Patrice Rey, 2012)

L'acide salicylique ou ces analogues sont considérés actuellement parmi les molécules bio contrôle ou des Stimulateur de Défense Naturel (SDN) (Association Française de Protection des Plantes (AFPP, 2013), Réseau Mixte Technologique (RMT)16 Elicitra, (RMT Elicitra, 2013).

La progression exponentielle des connaissances sur les voies de signalisation et, en particulier, sur ce petit composé phénolique qu'est l'acide salicylique a conduit les chercheurs à penser que cette molécule avait le potentiel pour devenir l'un des plus prometteurs stimulateurs de défense naturelle chez les plantes (Malamy et Klessig 1992). Cependant, la nécessité d'appliquer des doses très élevées de cette molécule ou ces dérivés parce que les plantes la métabolisent promptement a éliminé tout espoir de commercialisation potentielle à des fins agronomiques. (Lawton et al. 1996) et activent la plupart des gènes de défense induits par cet éliciteur (Heidel et Baldwin, 2004).

Des travaux réalisés par différents laboratoires dans le monde ont clairement montré qu'un traitement avec l'acide salicylique ou ses dérivés comme le benzol (1,2,3)-thiadiazole-7-acide carbo- thioique S-méthyl ester (BTH) stimulait plusieurs réactions de défense (Kessmann et al. 1994, Benhamou et Bélanger 1998, Hadwiger 1999).

Le BTH est le premier stimulateur de la SAR à avoir été commercialisé en Europe sous l'appellation Bion ® et aux États-Unis sous l'appellation Actigard 50 WG.

Tableau 4 : Produits de stimulation à base d'acide salicylique (Centre d'Études et de Prospective du Ministère de l'Agriculture, de l'Agroalimentaire et de la Forêt (MAA France))

Origine / nature	SDP commercialisés et homologués en France (Consultation liste e-phy octobre 2014)	SDP non commercialisés en France (encore au stade laboratoire ou commercialisés à l'étranger)	% d'efficacité
Substances de synthèse d'origine xénobiotique	Analogues fonctionnels de l'acide salicylique	<ul style="list-style-type: none"> - BTH B (Benzothiadiazole) - ASM B (acibenzolar-S-méthyl) - INA (Acide isonicotinique) - DCINA (acide 2,6 dichloroisonicotinique) - Probénazole - Acétyl SA - Heptanoyl de SA 	0 -70%

2. L'acide salicylique

C'est un composé phénolique issu de la voie des phénylpropanoïdes, il est un constituant de l'aspirine (acide acétylsalicylique), en moindres quantités. Il est utilisé comme conservateur alimentaire et comme un antiseptique, s'il est ingéré en grandes quantités, il peut être toxique pour les êtres vivants, cette aspirine biologique interne à la plante déclencherait la production de protéines de défense capable de détruire les agresseurs. (Raskin *et al.*, 1987). Il s'agit d'une sorte de réaction de défense «immunitaire» végétale. Les entreprises de l'agro-alimentaire cherchent à exploiter cette propriété en développant des produits à base d'acide salicylique capables de stimuler les défenses naturelles des plantes utilisées dans les exploitations agricoles (Hopkins, 2003). Selon le même auteur, l'acide salicylique est présent chez tous les végétaux mais ses plus fortes teneurs se rencontrent dans les tissus producteurs de chaleur et ceux qui sont l'objet d'attaques parasitaires. Il paraît impliqué dans plusieurs processus physiologiques.

2.1. Historique

Il a été isolé en 1838, à partir de l'écorce de saule blanc par Pierre Joseph Leroux; il baptisa ce composé Salicine, la première production commerciale du SA synthétique a débutée en 1874 en Allemagne. Son dérivé acétylé (acide acétylsalicylique) a été introduit sous le nom commercial d'aspirine par l'entreprise Bayer en 1898 et est rapidement devenu le médicament le plus vendu dans le monde (Raskin, 1992b). Des récentes découvertes scientifiques suggèrent que l'acide salicylique jouerait un rôle essentiel dans les mécanismes de défense des plantes contre les infections et les agressions extérieures (Hopkins, 2003).

Les fleuristes le savaient déjà, mais sans en connaître les bases (Raskin *et al.*, 1987). En effet, ajouter un comprimé d'aspirine à l'eau d'un vase contenant des fleurs permet de les conserver plus longtemps et en meilleur état, action attribuée à une inhibition de la biosynthèse de l'éthylène (Heller, 1998). L'acide salicylique était utilisé par les indiens d'Amérique, depuis longtemps, pour traiter les migraines. Ils plaçaient pour cela des écorces de saule autour de leur tête (Hopkins, 2003).

2.2. Biosynthèse de l'acide salicylique

L'acide salicylique (acide *o*-hydroxybenzoïque ($C_7H_6O_3$), $M_r = 138,12$ g/mol), point de fusion $195^\circ C$, point d'ébullition $211^\circ C$ à 2666 Pa, produit phénolique naturellement synthétisé par certains végétaux. Cet acide est présent en abondance dans l'écorce et les feuilles de saules *Salix alba*, notamment, dans les fruits, sous forme estérifiée de salicylate de méthyle (Heller, 1998). L'acide salicylique libre est une poudre cristalline qui fond à $157-159^\circ C$. Il est modérément soluble dans l'eau mais hautement soluble dans des solvants polaires organiques

Deux voies de biosynthèse du SA semblent exister chez les plantes (Shah, 2003), lors de plusieurs études, des précurseurs de l'acide salicylique marqués avec un isotope radioactif l'acide benzoïque et de l'acide cinnamique, ont été mis en contact avec des plantes de tabacs saines et infectées (Nicole *et al.*, 1998). La première suivrait la voie des phénylpropanoïdes, avec l'acide cinnamique comme le produit initial.

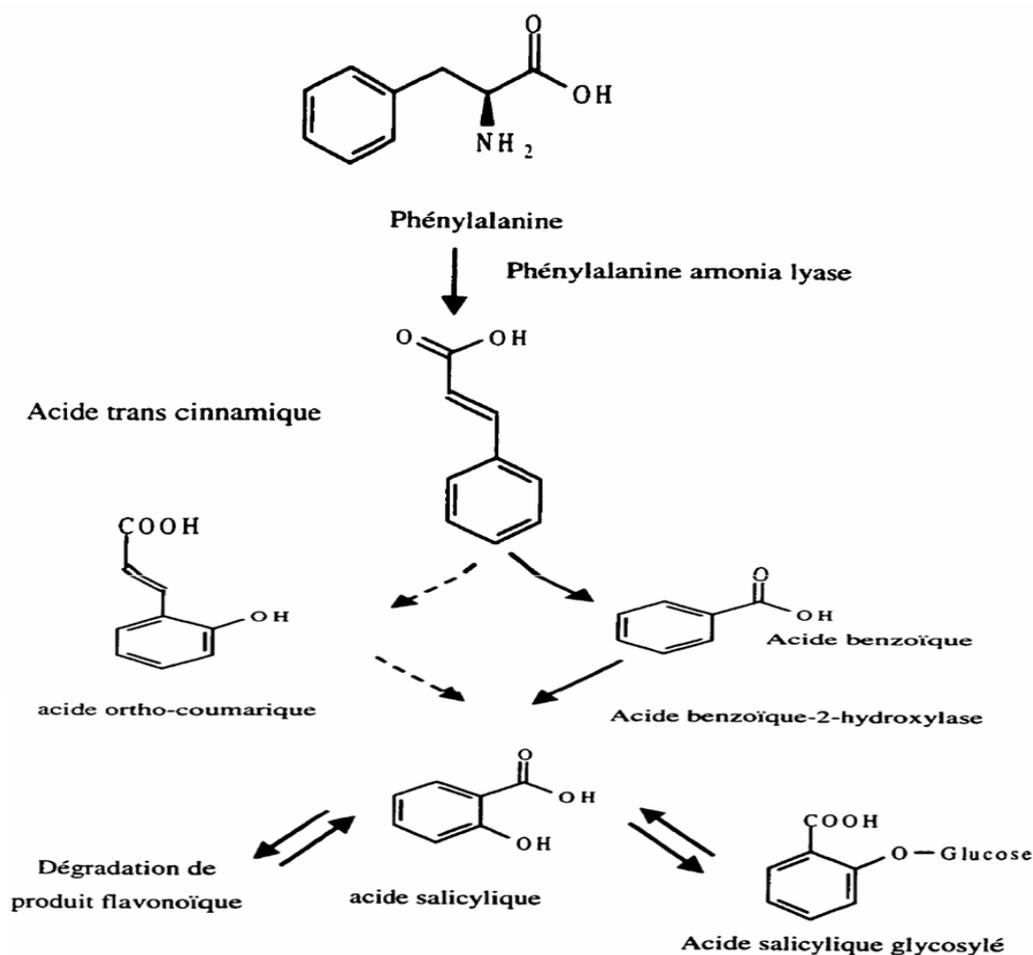


Figure 10 : Voie de biosynthèse de l'acide salicylique chez la plante (Dempsey et *al.*,1999)

L'acide cinnamique est formé à partir de la phénylalanine par l'enzyme phénylalanine ammonia lyase (PAL, EC 4.3.1.5), et est ensuite transformé en acide benzoïque. Cette enzyme est induite lors des phénomènes de défenses HR et SAR (Dorey et *al.* 1997).

L'étape finale de la biosynthèse est l'hydroxylation du benzoate par l'enzyme benzoate 2-hydroxylase (BAH) en acide salicylique (Dempsey et *al.*, 1999, Chong et *al.*, 2001), d'une hydrolyse de la forme glycosylée entreposée dans les parois cellulaires (Enyedi et *al.*, 1992; Hennig et *al.*, 1993) ou d'une dégradation des flavones (Clerivet et *al.*, 1996). Dans la plante, l'acide salicylique se retrouve principalement dans les espaces intercellulaires sous une forme libre ou liée à un sucre hydrolysable (Hennig et *al.*, 1993).

Cependant, un mutant *sid2* (SA induction déficient) a été identifié, il a été montré que la voie de l'isochorismate est une source majeure de SA lors de la SAR chez *A. thaliana*: *SID2* code une isochorismate synthase, indispensable à l'accumulation de SA en réponse à un agent pathogène (Dewdney et *al.* 2000).

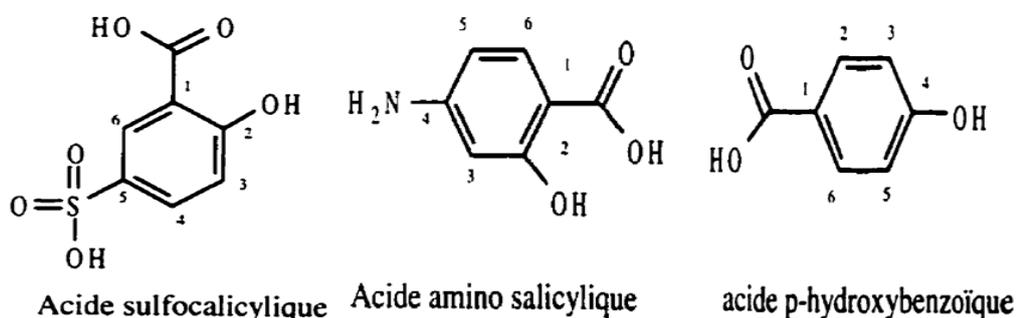


Figure 11 : Structure moléculaire de l'acide salicylique et de ses analogues utilisés pour les études fonctionnelles.

Une voie alternative de synthèse existe chez les bactéries et dans les chloroplastes de plantes. Cette voie implique les enzymes isochorismate synthase (EC 5.4.99.6) et isochorismate pyruvate lyase qui catalysent les deux étapes de synthèse à partir de l'acide chorismique (Vasyukova et Ozeretskovskaya, 2007). La première enzyme catalyse la conversion de chorismate à isochorismate, et la deuxième la conversion de ce dernier en SA.

3. Importance et rôle de l'acide salicylique chez les plantes

Le SA a été identifié dans 36 plantes qui appartiennent à des groupes taxonomiques différents. Chez le riz, le soja et l'orge le niveau d'acide salicylique est d'environ 1 mg/g de matière fraîche. Le SA exerce un rôle dans des phénomènes physiologiques comme la photosynthèse, la floraison, la perméabilité de la membrane, la production de chaleur, la croissance et développement des plantes, et les interactions plantes – pathogènes (Hayat *et al.*, 2007, Raskin, 1992a).

L'accumulation de SA en réponse au stress implique à la fois sa biosynthèse et sa libération à partir de composés conjugués. La diminution de SA libre suite au pic d'augmentation peut être due à la formation de 2-O- β -D-glucoside, la formation d'esters glucosides, la formation de méthyl salicylate volatile et la dégradation de SA (Vasyukova et Ozeretskovskaya 2007). Le SA appliqué de manière exogène semble être transporté depuis les sites de son application initiale vers d'autres tissus de la plante pour y induire une réponse à distance (Raskin, 1992).

3.1. Thermogenèse lors de la floraison

Chez certaines familles de plantes, dont les Aracées, des phénomènes de thermogenèse se manifestent lors de la floraison en raison de l'exaltation d'une respiration résistante au cyanure (voie non phosphorylante), qui libère sous forme de chaleur l'énergie qui n'est pas utilisée pour la synthèse d'ATP (Raskin *et al.* 1987). Pendant longtemps, ces auteurs ont expliqué cette thermogenèse par la migration d'une substance mystérieuse, le calorigène, produit dans des fleurs mâles situées à la base de l'inflorescence. Ce produit migre vers l'extrémité supérieure, très riche en amidon et où se déroule, de façon spectaculaire la production de chaleur. Il a été montré que le calorigène était, en effet, l'acide salicylique. Sa teneur interne augmente lors de la thermogenèse et qui active la synthèse de l'oxydase (Raskin *et al.*, 1992), cette oxydase dite alterne court-circuite la chaîne respiratoire et entraîne une dispersion sous forme de chaleur (Heller, 1998).

3.2. Importance de l'acide salicylique dans la voie de signalisation

La corrélation observée entre la concentration d'acide salicylique et la résistance de la plante laisse supposer aux auteurs que l'acide salicylique joue un rôle de molécule de signalisation pour les réactions défensives de la plante. Puis, l'augmentation de l'acide salicylique dans la sève élaborée du phloème 10 à 100 fois sa concentration, appuie l'hypothèse de l'implication de l'acide salicylique dans les mécanismes de défense (Metraux *et al.*, 2002).

Par marquage de la molécule avec des éléments radioactifs, il a été démontré que la grande dose de l'acide salicylique (estimée à 60%) présente dans les feuilles saines provient des cellules infectées. La première étape de la voie de signalisation dépendante de l'AS est sa perception. L'exemple de récepteur le plus affiné à l'AS est la protéine SABP2 (SA Binding Protein 2) de tabac, qui a une activité estérase stimulée par AS (Forouhar *et al.* 2005). La protéine NPR1 (Non Expresser of PR gene 1) d'*A. thaliana* est le chaînon central de la voie de signalisation du AS. Le NPR1 est une oligomère cytoplasmique qui devient monomérique par réduction des ponts disulfures en réponse à l'AS (Mou *et al.* 2003). Cela induit sa translocation dans le noyau où elle permet l'activation de la transcription des gènes de défense par le biais de facteurs de transcription TGA (Johnson *et al.* 2003).

En plus, la corrélation entre la concentration d'AS dans les feuilles, l'accumulation de protéines du stress et la taille des lésions associées à une infection par le virus de la mosaïque chez le tabac a été démontrée (Yalpani *et al.*, 1994). L'application de l'AS stimule la translocation des protéines PR dans le noyau, cette dernière interagit avec des facteurs de transcriptions et active les gènes codant pour des protéines de stress (Hayat *et al.*, 2007).

3.3. Interaction de l'Acide Salicylique chez les légumineuses

En 1998, Martinez-Abarca *et al.* ont observé que quand ils inoculaient les racines de luzerne avec une souche incompatible de *Rhizobium* ou avec une souche mutante NOD, il y avait une accumulation d'AS dans les racines. D'autres études ont révélé des effets nocifs du SA sur les Rhizobia. Il a été observé que l'application exogène de SA (≥ 0.1 mM) inhibait la croissance et l'expression des gènes de nodulation chez les Rhizobia (Mabood et Smith, 2007).

3.4. L'acide salicylique et la résistance aux pathogènes:

Dans les interactions plante-pathogène, le SA peut être un activateur de défenses et ces concentrations endogènes peuvent augmenter considérablement (Yalpani *et al.*, 1991; Malamy *et al.*, 1990). Il agirait comme un signal chimique permettant à la plante de résister aux bactéries, virus ou champignons microscopiques qui l'attaquent ; cette fonction a été mise en évidence chez la plante Voodoo (*Arum lilies*) (Raskin *et al.*, 1987). Ces observations ont rapidement été confirmées pour une gamme étendue de pathosystèmes (Kessmann *et al.*, 1994; Schneider *et al.*, 1996). Ce composé peut aussi être toxique pour la cellule à forte dose, son accumulation a des effets phytotoxiques pour l'agent pathogène (Raskin *et al.*, 1992b).

Le SA interviendrait aussi comme molécule de signalisation susceptible de migrer dans les vaisseaux de la plante, et conférer une immunité à distance aux tissus de la plante dans la SAR (Raskin, 1992, Chen *et al.*, 1993), son niveau endogène augmente en réponse à une infection pathogène (50 à 70% près du site d'infection, et 10 à 20% à distance du site d'infection (Métraux *et al.*, 2002). Selon, Mandal *et al.* (2009), le prétraitement racinaire ou foliaire avec l'AS chez la tomate avant l'inoculation avec *F. oxysporum* f.sp. *lycopersici* (FOL) induisait les gènes codant la phénylalanine ammonia lyase et la peroxydase 5.9 et 4.7 fois plus que chez les plantes témoins.

Il existe divers signaux systémiques qui vont donc déclencher la S.A.R, ces messagers sont l'acide salicylique, les protéines PR, l'acide jasmonique, Les phytoalexines et enfin l'éthylène. En effet, ces molécules semblent jouer un rôle très important dans les processus de mise en place de la SAR. L'implication du SA dans l'immunité des plantes contre la pathogénécité est liée à 3 fonctions (Vasyukova et Ozeretskovskaya, 2007):

Le SA est impliqué dans la régulation de l'immunité induite de la plante. C'est une molécule mobile capable d'intervenir dans la chaîne de perception, amplification et transmission de l'information quand une cellule de la plante est attaquée par un agent pathogène; ceci mène à l'expression de gènes de défense responsables de la protection structurale et fonctionnelle

(Vasyukova *et al.*, 1999). Le SA migre dans les vaisseaux de la plante, et confère une immunité à distance aux tissus de la plante dans la SAR (Raskin, 1992, Chen *et al.*, 1993, Vernooij *et al.*, 1994). L'accumulation locale de ce composé est souvent associée à une réaction hypersensible, alors que l'augmentation de sa concentration dans des zones éloignées du site d'attaque, réaction hypersensible qui permet à la plante d'acquérir une résistance et se traduit par l'induction systémique acquise (SAR) (Malamy *et al.*, 1990; Yalpani *et al.*, 1994).

Des tabacs transgéniques exprimant l'enzyme bactérienne salicylate hydroxylase (SAH), qui dégrade l'acide salicylique en catechol, sont incapables de réaliser une SAR (Gaffney *et al.*, 1993). Son application exogène peut protéger les plantes contre certains pathogènes et activer l'expression d'un groupe de gènes associés à la défense comme les gènes des protéines PRs, lesquelles sont aussi induites dans les plantes infectées et restaure la résistance lors de la première infection de la plante (Van Loon, 1997, Benhamou *et al.*, 1998, Ramírez-Suero, 2009).

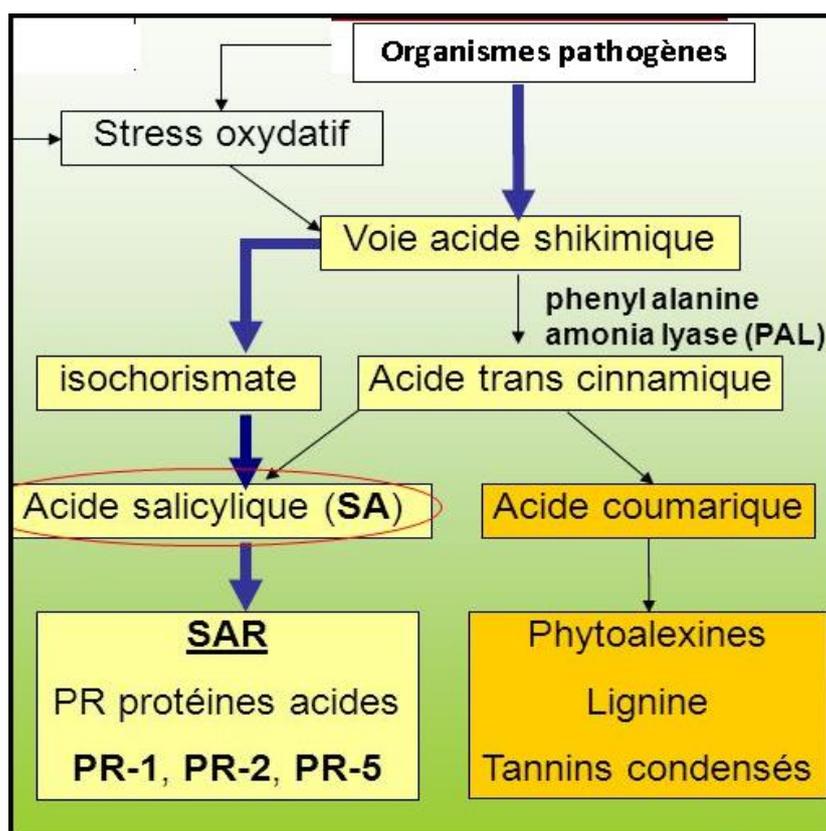


Figure 12 : Schémas présentant le rôle de l'AS dans l'induction systémique acquise (SAR)

Le SA est impliqué avec le peroxyde d'hydrogène, oxyde de nitrogène et d'autres composés dans la fonction de plusieurs systèmes signal, et les unifie vers un réseau d'interactions régulatrices. Les catalases, ascorbate peroxydases, aconitases et certaines MAP kinases (SIPK)

sont considérés comme des récepteurs du SA (Farmer *et al.*, 1998; Cao et Dong, 1998; Mikolajczyk *et al.*, 2000). Il semble que le mécanisme d'action du SA soit déterminé par sa capacité de lier des enzymes, ce qui mène à la formation de radicaux phénol impliqués dans la peroxydation des lipides. Les produits de la peroxydation de lipides pourraient activer l'expression de gènes de défense (Farmer *et al.*, 1998).

La capacité du SA d'inhiber l'activité de la catalase (enzyme qui détoxifie le peroxyde d'hydrogène) mène à une augmentation des taux de peroxyde d'hydrogène *in vivo* et induit un choc oxydatif aux sites de l'attaque par le pathogène ou du traitement avec un éliciteur (Chen et Klessig, 1991; Panina *et al.*, 2004; Ruffer *et al.*, 1995). Des similarités structurales entre SA et H₂O₂ sont à la base de la liaison et inhibition de la catalase par le SA.

3.5. L'acide salicylique et la résistance abiotique

L'acide salicylique est une molécule de signal commune à la plante, et responsable d'inciter sa tolérance au stress abiotique (Benhamou *et al.*, 1998), il a été démontré que le NaCl à grandes concentrations peut avoir un effet indirect sur le taux de l'acide salicylique en augmentant le taux de l'un de ses précurseurs qui est l'acide-ohydroxy- cinnamic (OHCA) chez le maïs (Szalai *et al.*, 2005).

L'application exogène de cette molécule à la plante a un effet sur une large gamme de processus physiologique en condition défavorable externe (Sticher *et al.*, 1997; Morris *et al.*, 1998; Potlakayala *et al.*, 2007). Plusieurs travaux ont montré que l'AS élève la tolérance au froid chez le blé et le maïs (Nemeth, 2002) et le poivron (Korkmaz, 2007), la tolérance au gel chez le maïs (Janda *et al.*, 2005). La tolérance à la salinité chez *Arabidopsis thaliana* (Borsani, 2005), l'orge (El-Tayeb, 2005) et le blé (Arfan, 2006), l'Atriplex et le pois chiche (Boukraa *et al.*, 2007), et la tolérance à la sécheresse chez la tomate et la fève (Senaratna *et al.*, 2000) et le melon (Korkmaz *et al.*, 2007).

En l'additionnant aux milieux d'irrigation ou par pulvérisation foliaire, il joue chez certaines plantes, et sous différentes conditions climatiques, un rôle de molécule signal pour induire la résistance ou la tolérance chez ces plantes aux différents stress abiotique (Korkmaz *et al.*, 2007).

Il a été prouvé dans plusieurs recherches que l'acide salicylique ou bien certains de ces dérivés tels que l'acide sulfosalicylique (ASS) ou l'acétyle acide salicylique (AAS) participent à la régulation de plusieurs voies métaboliques et physiologiques, sous conditions abiotiques (Shakirova *et al.*, 2003).

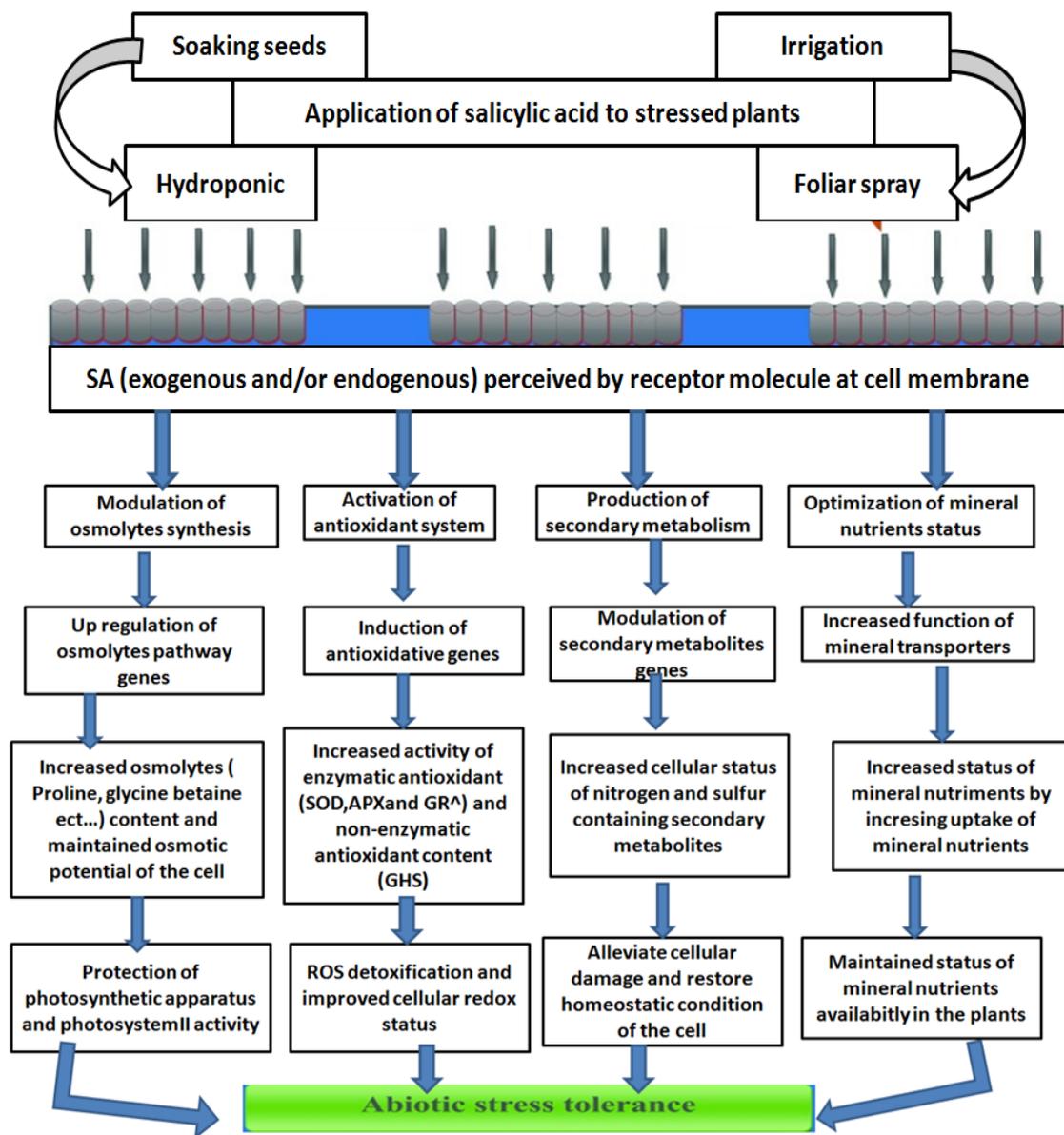


Figure 13: Schémas simplifié représentant les mécanismes de l'AS sur la signalisation de tolérance au stress abiotique

1. Matériel végétal

L'étude a porté sur l'espèce *Cicer arietinum* puisqu'elle constitue une denrée alimentaire très nutritive et largement consommé en Algérie. Elle est cultivée pour ses graines riches en protéines et facilement conservable à l'état sec et occupe une superficie de plus en plus importance en agro-economie, mais sa place dans le système de production est encore faibles par rapport à d'autres légumineuses et céréales.

Le choix de cette espèce se justifie également par son cycle assez courts et son accroissement rapide permettant de réaliser des expérimentations avec des résultats sur un temps relativement court. Une espèce dont l'itinéraire technique est maîtrisée mais qui reste fragilisée par des attaques parasitaires.

Tableau 5 - Principales caractéristiques de la variété de pois-chiche

Caractéristiques		<i>ILC 3279</i>
Pays d'origine		Russie
morphologie	Port	Très érigé
	Ramification	faible
	Hauteur (cm)	50-60
	Couleur de fleur	blanche
résistance	Anthracnose	Résistante
	Flétrissement	Faible
	Froid	Résistante
productivité	Graine/gousse	1-2
	Rendement	élevé
	Valeur culinaire	Assez bonne
Cycle végétatif		tardif
Faculté germinative(%)		96
Poids de 100 graines (gramme)		24 à 26

Source : (ITGC, 2010)

2. Matériel fongique

Pour réaliser notre expérience nous avons utilisé deux isolats de champignons *Fusarium redolens* (F3R5r) (Lazreg and al,2013) et *Pythium ultimum* (R5R1 PA5) (Lazreg and al, 2013) qui ont été isolés au laboratoire de phytopathologie de l'université de Mascara par «Dr Lazreg Fatiha». Les deux isolats sont inoculés sur le PDA et CMA respectivement. Colonies de *F.redolens* âgées de 6 jours et les colonies de *P.ultimum* âgées d'un mois. Ils ont été broyés pendant 30 secondes dans 50 ml d'eau distillée stérilisé à l'aide d'un agitateur pendant 5 minutes et ont été filtrés à travers une du papier filtre. La concentration de la suspension en conidies (macro et microconidies) a été ajustée par dilution avec de l'eau distillée stérile afin d'obtenir une concentration de 10^6 conidies/ml pour le *F.redolens* et de 1.6×10^4 pour le *P.ultimum*. Ces concentration était révélée suffisante pour provoquer la manifestation des symptômes (Westerlund et al, 1974).

3. Solution saline au NaCl:

La concentration de salinité (100 mM) a été préparée par l'utilisation de 5,84 g de NaCl dans 100 ml H₂O.

4. Préparation de l'acide salicylique et traitement des graines

L'acide salicylique (SA; 2-hydroxybenzoic acid) est dissous dans 100 μ l d'alcool, puis des concentrations de 0.05 et 0.50 mM (pH 6.5) ont été préparées avec de l'eau distillé contenant 0,02% Tween 20 (Khan et al., 2003). Les graines de pois chiche ont subi une sélection pour ne garder que les graines saines, ayant le même poids et le même calibre. Les graines sélectionnées ont été lavées avec une solution d'hypochlorite de Na (2%), puis rincées abondamment à l'eau distillée et desséchées avec du papier filtre stérilisé pour éviter la pourriture dans une étuve pendant au moins trente minutes à 30 °C (Hajlaoui et al, 2007).

Une étude préliminaire a été entamée afin de choisir les doses d'acide salicylique a utilisé pour cette étude.

Les graines de pois chiche traitées et préparées ont été réparties en trois lots au nombre de 50 graines par lot, pour chaque lot une imbibition pendant 6 heures a été effectuée; ainsi quatre lots ont été préparés:

- Les graines du lot₁ ont été imbibées avec l'eau distillée (Témoin)
- Celles du lot₂ sont aspergées avec une solution d'acide salicylique (0,05 mM),
- Celles du lot₃ sont aspergées avec une solution d'acide salicylique (0,5 mM).
- Celles du lot₄ sont aspergées avec une solution d'acide salicylique (1 mM).

Ensuite ces graines ont été mises à germer dans des boîtes de Pétri tapissées par des doubles rondelles de papier filtre stérilisé auparavant et soumises à différents stress. Ces boîtes sont ensuite mises à l'obscurité dans un incubateur à 26°C. La germination est repérée par la sortie de la radicule, tel que l'a décrit Gilles (2009) et Jaouadi et al., (2010). Les graines germées sont comptées toutes les 24 heures et l'élongation de la radicule est mesurée. Le test se termine à 96 h, lorsqu'après deux comptages successifs, aucune germination n'est enregistrée. Les graines germées de chaque boîte sont analysées biochimiques, après 48h.

5- Traitement des plantes:

Les graines traitées avec des solutions différentes d'AS (0mM, 0,05mM, 0,5mM), ont été réparties en six lots dans des pots (diamètre 30 cm) remplis de substrat (sable, terre, tourbe « V/ V/ V ») et arrosées avec l'eau distillé. Après un mois, les plantes ont été soumises à deux types de stress, selon le dispositif suivant:

- 1) Un lot sans traitement et sans stress, arrosé par la solution nutritive est considéré comme témoin.
- 2) Trois lots des graines traitées avec les différentes doses de l'AS sont semés dans des pots inoculé par le *F.redolens*, et arrosé par la solution nutritive combinée deux doses de l'AS.
- 3) Trois lots des graines traitées avec les différentes doses de l'AS sont semés dans les pots et arrosés par la solution nutritive combiné au NaCl (100 mM) et les doses de l'AS pour le stress salin.

Chaque lot contient 10 pots et chaque pot contient 2 plantes, dans le cadre de chaque traitement. L'arrosage des plantes s'est effectué une fois par semaine. Après trois mois, les plantes développées ont été comptés, l'élongation des tiges été mesurés, le nombre des feuilles et le nombre des plantes nécrosées ont été comptées. Puis les parties végétatives (fraîches) de cinq plantes ont été prises pour l'analyse biochimique.

Un lot des plantes a été laissées pour compléter leurs croissance, afin d'estimer le rendement en graines pour chaque traitement.

6- Les analyses biochimiques :

6.1. Dosage de la chlorophylle :

La matière végétale fraîche issue des graines et des plantes (0,5 g) a été macérée avec 10 ml acétone 80%, à 2°C dans des conditions d'obscurité. L'extrait est centrifugé pendant 10 mn, le culot est homogénéisé avec 5 ml acétone 80% et filtré, les surnageant sont homogénéisés, puis ajustés à 100 ml avec l'acétone. Les taux en chlorophylle ont été déterminés selon Chappelle et al (1992). L'absorbance a été enregistrée à 648 et 664 nm par un spectrophotomètre (SHIMADZU). Selon l'équation suivante:

$CHa=12,7DO(633)-2,69D0(645)$
$CHb=22,9DO(645)-4,68DO(633)$
Total chlorophyll Z=8.02xDO663+ 20.20 x DO645

6.2. Extraction et dosage des protéines (Bertrand, 2007)

Environ 1 g de matière fraîche (grains ou plante) a été homogénéisé dans 1 ml de la solution de K-phosphate buffer (pH 7.8) contenant 0.4mM EDTA, 2% (w/v) PVPP. Le dosage des protéines a été effectué sur l'extrait selon la méthode de Bradford (1976), par le réactif de bleu de coomassie. Etablissement de la gamme d'étalonnage avec sérum-albumine bovin. Dans un tube à hémolyse verser 0,1 ml d'eau distillé, de solutions standard ou d'extraits végétales. Ajouter 5 ml de réactif de Bradford. Mélanger en retournant plusieurs fois les tubes et attendre 5 minutes. Mesurer l'absorbance à 595 nm puis exprimer les résultats en mg protéine. g MF⁻¹ (Annexe 2).

6.3. Détermination du pouvoir piègeur (scavenger) des extraits:

L'extraction des échantillons est assistée d'un bain ultrasonique, environ 5,0 g de matériel végétal frais (graines ou plantes) est broyée avec 10 ml de méthanol - eau (8 : 2) pendant 20 min. Après centrifugation, le résidu est ensuite rincé avec 5 ml de méthanol et extraite de nouveau avec 10 ml de méthanol – eau. L'extrait obtenu a été concentré au rotavapeur à 30 ° C, le résidu est dissous dans 5 ml de méthanol et le volume est ensuite complété à 10 ml avec de l'eau bi-distillée. Le mélange obtenu est centrifugé puis complété à 10 ml avec du méthanol à 50 % et est gardé à 0°C avant les analyses (Kim *et al.*, 2006).

Selon Awika (2003), le radical DPPH est dissous dans du méthanol /H₂O (8 : 2) à une concentration de 4.10⁻⁵ mol.l⁻¹ (P/V), puis gardé à (-20 °C), avant utilisation. À chaque extrait méthanolique (0,1 ml) sont ajoutés 2,9 ml de solution de DPPH, après agitation les tubes sont placés à l'obscurité à température ambiante pendant 30 minutes, l'absorbance est mesurée après à 517 nm. La solution contrôle est ajusté à 0,1 ml de méthanol et 2.90 ml de la solution DPPH (2.2 diphenyl 1 picrylhydrazyl) de couleur violette se réduit en 2.2 Diphenyl 1 picryl hydrazine de couleur jaune. Les résultats peuvent être exprimés en tant qu'activité anti-radicalaire où l'inhibition des radicaux libres en pourcentages (I %) en utilisant la formule suivante :

$$\% \text{ d'activité antiradicalaire} = \frac{[\text{Abs517 contrôle} - \text{Abs517 chantillon}]}{\text{Abs517 contrôle}} \times 100$$

% : pourcentage de l'activité anti-radicalaire

Abs517 chantillon: L'absorbance de l'échantillon

Abs517 contrôle: L'absorbance du contrôle négatif

6.4. Dosage des polyphénols

Le dosage des polyphénols totaux a été effectué avec le réactif colorimétrique Folin-Ciocalteu selon la méthode de Makkar et al (1993). A 50 µL d'extraits méthanoliques ont été mis dans des tubes et le volume a été complété jusqu'à 500 µL avec de l'eau distillée. Ensuite, 250 µL de réactif de Folin-Ciocalteu a été ajouté, plus 1,25 ml de solution de carbonate de sodium. Les tubes ont été mixés avant incubation dans l'obscurité pendant 40 min. L'absorbance a été lue à 725 nm à l'aide du spectrophotomètre (SHIMADZU). La teneur en composés phénoliques totaux des plantes a été exprimée en mg d'équivalents acide gallique (Annexe 2).

6.5. Dosage des flavonoïdes (Makkar et al, 1993)

Les taux en flavonoïdes ont été mesurés selon l'analyse colorimétrique. Dans des tubes gradués, 250 µL d'extraits méthanoliques a été ajouté à 1 ml d'eaux bi-distillé et 75 µl de NaNO₂ (5 %). Après 5 min, 75 µl d'AlCl₃ (10 %) ont été ajoutés. Après 6 Min, 500 µl de NaOH (1N) d'ajout à la solution, cette solution est diluée avec 2,5 ml d'H₂O et bien mélangée. L'absorbance a été déterminé à 510 nm par rapport; le taux des flavonoïdes ont été exprimées en µg équivalents de catéchine/g poids frais (Annexe 2).

6.6. Dosage des tanins :

6.6.1. Tanins hydrolysables (Bate Smith, 1972)

A 1ml d'extrait méthanolique additionné à 3.5 ml d'une solution préparée à base de trichlorure ferrique à 0.01 M. L'absorbance ou la densité optique du mélange est lue 15 secondes après l'addition du réactif, à une longueur d'onde de 660 nm par spectrophotomètre (Shumatzu).

Les tanins hydrolysables sont exprimés par la formule suivante :

$$T(\mu\text{g/g}) = (\text{DO} * M * v / p^*)$$

DO : densité optique - M : Masse=300 - V : volume d'extrait utilisé - P : poids frais de l'échantillon

6.6.2. Dosage des tanins condensés (Bate Smith, 1972)

A 1 ml de l'extrait methanolique additionné 2ml d'une solution préparée à base vanilline à 1% dans l'acide sulfurique à 70% (1g de vanilline dans 77.77 ml de H₂SO₄ à compléter avec de l'eau distillée pour avoir 100 ml). L'ensemble du mélange est placé dans un bain -marie pendant 15 mn à 20 C à l'abri de la lumière : l'absorbance ou la densité optique (DO) du mélange est lue a une longueur d'onde de 500 nm sur spectrophotomètre. Les tanins condensés sont exprimés par la formule suivante :

$$T (\mu\text{g/g}) = 5.2 * 10 * (\text{DO} * V) / P$$

5.2 * 10 : constante exprimée en équivalent de cyanidines- DO : densité optique

V : volume d'extrait utilisé - P : poids frais de l'échantillon

6.7. Séparation des polyphénol par HPLC (High Performance Liquid Chromatography):

L'analyse des polyphénols par HPLC accordé à Kajdžanoska et al., 2010), consiste à utiliser une colonne C₁₈ (Phenomenex, 2 × 150 mm, 3 μm). Pour séparer les polyphénol, l'extrait aqueux a été dilué avec 5 ml d'acetonitrile (50%), puis a été filtré par un filtre de 0,45 μm (Econofilter, 25/0.45 μm NL, Agilent 1100, series (UWD), Germany). La phase mobile est composée de l'acide formique (1%, V/V) dans l'eau (45%) (A) et l'acetonitrile (55%) (B). un gradient lineaire avec 5% B, 5% B à 5 min, jusqu'à ce qu'il atteint 80% B à 45 min, 100% B de 50 à 60 min. le débit est 0.4 ml min⁻¹, on a injecté 20 μl à une température de la colonne 40°C. à une longueur d'onde 230 nm.

6.8. Extraction et dosage de la proline

L'extraction a été faite selon Moussavou (2010); Peser 0,5 mg de matière fraîche (graines ou plante), broyer les échantillons dans un mortier à 4°C en présence de 6 ml d'acide Sulfo Salicylique à 3% (p/v). Transvaser le broyat dans des tubes, puis centrifuger à 10000 rpm pendant 20 min (surnageant 1). Le culot a été repris dans 4 ml d'acide sulfo salicylique et centrifugés à nouveau (surnageant 2). Les deux surnageant ont été mélangés dans des tubes à essai. Conserver cet extrait pour le dosage de la proline dans un réfrigérateur. Selon Troll et Lindstly (1955), le dosage a été réalisé avec 1 ml de l'extrait dans un tube à essai auquel on ajoute 2 ml d'acide acétique et 25 mg de ninhydrine ($C_6H_6O_4$) puis 1 ml de mélange contenant (100 ml d'eau distillée + 300 ml d'acide acétique (CH_3COOH) + 80 ml d'acide orthophosphorique H_3PO_4). La solution est portée à ébullition pendant 30mn jusqu'à l'apparition de la couleur rouge, on laisse à refroidir et on ajoute 5 ml de toluène (C_7H_8), après agitation deux phases se séparent ; La phase supérieure qui contient est récupérée et déshydratée par l'addition de Na_2SO_4 anhydre. Enfin, la densité optique des échantillons est lue au moyen d'un spectrophotomètre (UV-VIS SHIMATZU) à une longueur d'onde 528 nm.

Remarque : Le calibrage de spectrophotomètre se fait par le mélange: acide acétique + eau distillée + acide orthophosphorique (H_3PO_4). Les résultats sont exprimés en μg de proline. g^{-1} MF en référence à une courbe d'étalonnage à partir de concentration croissante de proline de 12,5 à 125 $\mu g.ml^{-1}$ à partir d'une solution mère à 0,125% (HCl 0,3N) (Annexe 2).

6.9. Extraction et dosage des sucres soluble:

Peser 0,5 g matière fraîche (graines ou plantes), broyer les échantillons dans un mortier en présence de 4 ml d'eau distillée. Transvaser le broyat dans un Erlenmeyer et rincer le mortier avec quelques ml d'eau distillée. Compléter le volume de l'extrait à 20 ml environ. Placer les Erlenmeyers recouvert avec du papier d'aluminium sur une plaque chauffante et maintenir une faible ébullition pendant 15 min. Laisser refroidir et transvaser les extraits dans des tubes et centrifuger à 5000 rpm pendant 5 min. Transvaser le surnageant dans une éprouvette et ajuster le volume à 20 ml avec de l'eau. Conserver précieusement cet extrait soluble pour le dosage du glucose dans un réfrigérateur et à l'obscurité (Miller (1959)). Le principe repose sur le dosage des sucres réducteurs, les sucres réduisent l'acide 3-5 dinitrosalicylique (DNS) en acide 3-amino-5-nitrosalicylique, à chaud le produit de la réaction présente une coloration rouge brun présentant un maximum d'absorption à 500nm.

La technique du DNS est un moyen de détermination de la teneur en sucres réducteurs libres présents dans les échantillons à doser. Dans des tubes à essais stériles, on introduit 1 ml de l'extrait, on ajoute 1 ml du réactif au DNS, bien agiter les tubes, ajouter 2 ml d'eau distillée. Le mélange est porté à ébullition pendant 5 min, la solution vire au rouge-brun, après refroidissement et 5 ml d'eau distillée sont ajoutés à la solution, le contenu des tubes est homogénéisé au vortex. La densité optique est lue au spectrophotomètre (UV-VIS SHIMATZU) à la longueur d'onde 500 nm. L'expression des résultats se traduit par une courbe d'étalonnage tracée par différentes concentrations de glucose (Annexe 2).

6.10. Détermination de l'activité des enzymes antioxydants:

6.10.1. Catalase (CAT)

La mesure de l'activité catalase est réalisée suivant la méthode de Aebi (1984). Elle consiste à suivre la réduction du substrat (H_2O_2) de la catalase par spectrophotométrie à 240 nm. La réaction est directement mesurée pendant 1 min dès l'ajout de 100 μ L de H_2O_2 10 mM à 50 μ l de l'extrait. Le zéro d'absorbance est réalisé avec du tampon phosphate contenant H_2O_2 10 mM. (Geoffroy et al, 2004)

6.10.2. Ascorbate peroxidase (APX)

La mesure de l'activité de cette enzyme est basée sur la consommation d'ascorbate en présence de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2). La réaction enzymatique est mesurée par spectrophotométrie à 290 nm après 3 min. La diminution de l'absorbance de l'ascorbate représente l'activité de l'ascorbate peroxydase. Pour cela, le milieu réactionnel contenant du tampon phosphate de potassium (50 mM à pH 7,5), H_2O_2 (0,5 mM) et 100 μ L de l'extrait. L'ajout de 50 μ l d'ascorbate (250 mM) déclenche la réaction (Geoffroy et al., 2004).

6.10.2. Superoxyde dismutase (SOD)

L'activité de la superoxyde dismutase a été mesurée dans l'extrait des plantes par la mesure de la capacité de l'enzyme à inhiber la réduction du nitrobleu-tétrazolium (NBT) par l'anion superoxyde produit suite à la photo-réaction de l'oxygène et de la riboflavine en présence d'un donneur d'électron comme la méthionine (BEAUCHAMP et FRIDOVICH, 1971). Cinq μ l de la source enzymatique ont été ajoutés à 2 ml du mélange réactionnel (cyanide de sodium $2 \cdot 10^{-5}$ M; solution du NBT 1, $76 \cdot 10^{-4}$ M, EDTA 6, $6 \cdot 10^{-3}$ M; riboflavine $2 \cdot 10^{-6}$ M; méthionine 10^{-2} M), puis le mélange a été irradié avec une lampe UV pendant 10 minutes. L'absorbance a été mesurée à 560 nm.

7. Analyse statistique des résultats:

Les résultats sont présentés sous forme de moyennes associées aux écarts-types, plus une analyse de variance.

1. Influence de l'AS sur la germination et la croissance du pois chiche

1.1. Influence de l'AS sur la germination du pois chiche:

1.1.1. Influence de l'AS sur le pourcentage de germination en fonction du temps :

Les résultats de la Figure 13 indiquent l'effet du traitement de l'acide salicylique sur l'amélioration de la germination dès les premières 24 h. On a remarqué que le pourcentage de germination des graines non traitées du pois chiche a été affecté par les deux stress biotique et abiotique.

Le taux final des graines germées a atteint 30,8% avec la salinité, et 23,4% suite à l'inoculation par le *P. ultimum*, en comparaison avec le témoin qui a été de 89,4 %. Tandis que, le traitement des graines par les concentrations 0,05 et 0,5 mM AS ont conduit à une augmentation remarquable du pourcentage de germination soit sous l'effet de la salinité respectivement (70,8% et 80,4%), soit sous l'effet du champignon (57,7% et 40,5%).

Néanmoins, on a remarqué que le taux des graines traitées avec 0,5 mM et inoculées par le champignon a chuté à 23,4, et à 0% pour les graines non traitées par l'AS, à 96 h. L'application des concentrations de l'AS semble avoir un effet significatif sur la salinité Annex 3), par rapport aux *P. ultimum*. (Annex 4 (p < 0.05).

Il y a lieu de noter également que les graines traitées avec 1 mM AS ont montré une absence complète de la germination, sous les différentes conditions de stress. Cette concentration d'AS semble défavorable pour la germination du pois chiche.

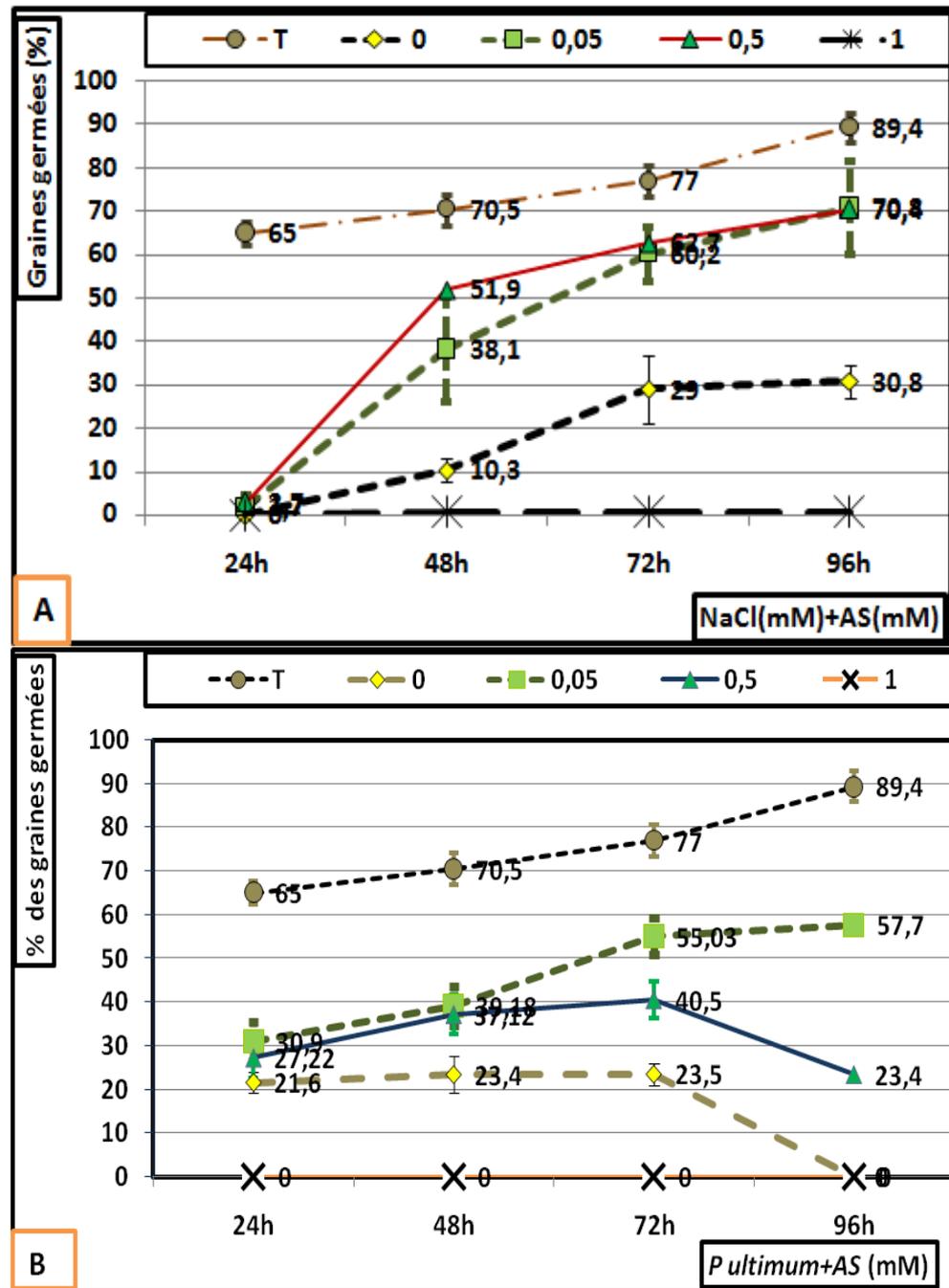


Figure 14: Effet du stress salin(A) et le *P. ultimum* (B) sur le pourcentage de la germination des graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique

1.1.2. Influence de l'AS sur l'élongation de la racicule des graines germées en fonction du temps :

L'analyse de l'effet du stress sur la germination des graines par la mesure de la longueur de la racicule des graines germées du pois chiche montre un degré d'élongation linéaire chez tous les lots. Par ailleurs, les prolongements des racicules étaient plus grandes, sous l'effet des traitements 0,05 et 0,5 mM AS, sous le stress salin et sous l'effet du *P. ultimum*. Il faut noter que l'élongation de la racicule était plus importante sous l'effet du champignon par rapport au NaCl (Fig 17) (Photo 03).

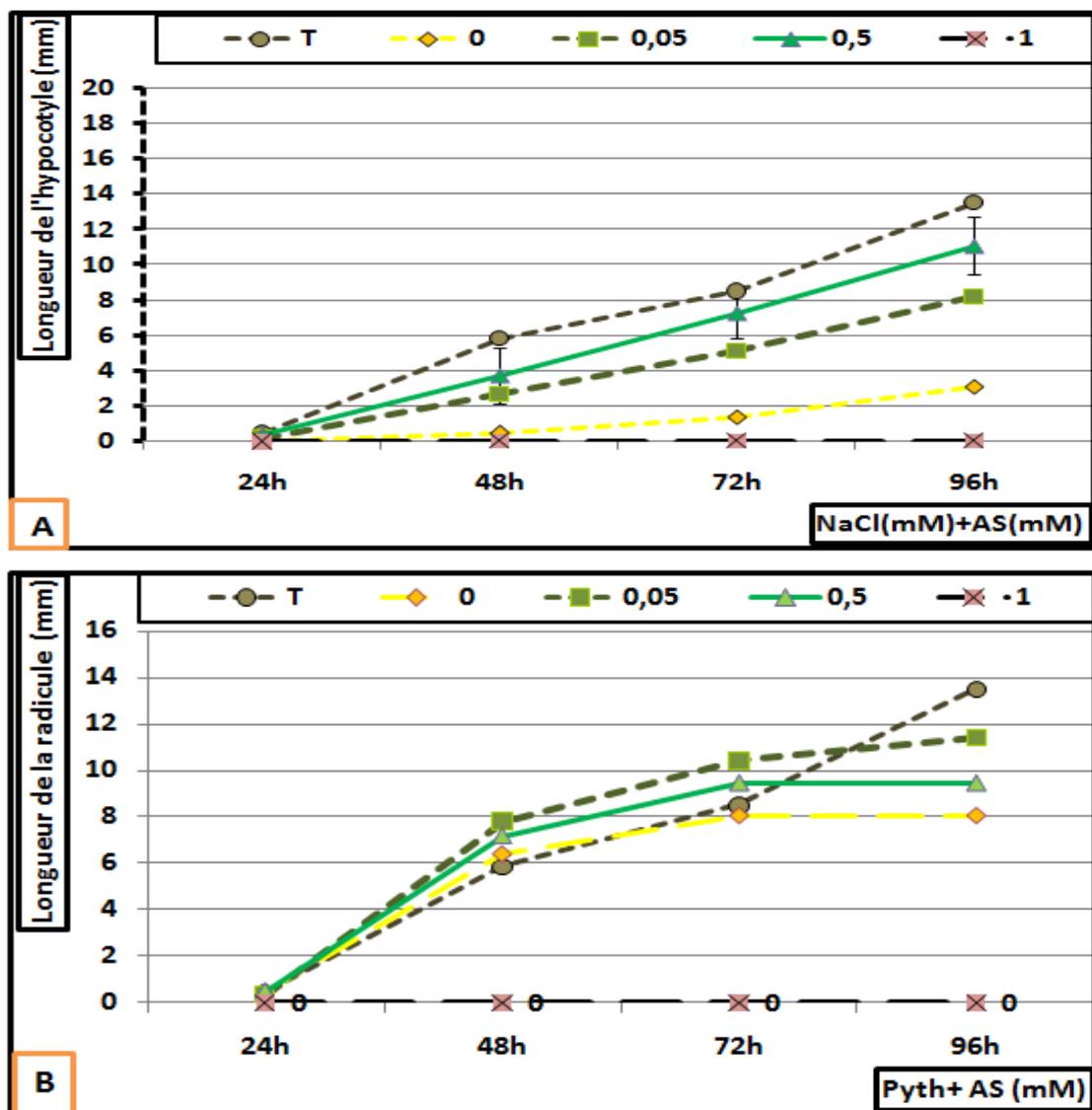


Figure 15 : Effet du stress salin(A) et le *P. ultimum* (B) sur l'élongation de l'hypocotyle des graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique

Nous avons noté que le taux de germination et l'élongation de la radicule varie en fonction du traitement appliquée et la nature du stress utilisé.



Photo 03 : Germination Des graines de pois chiche (Témoin)

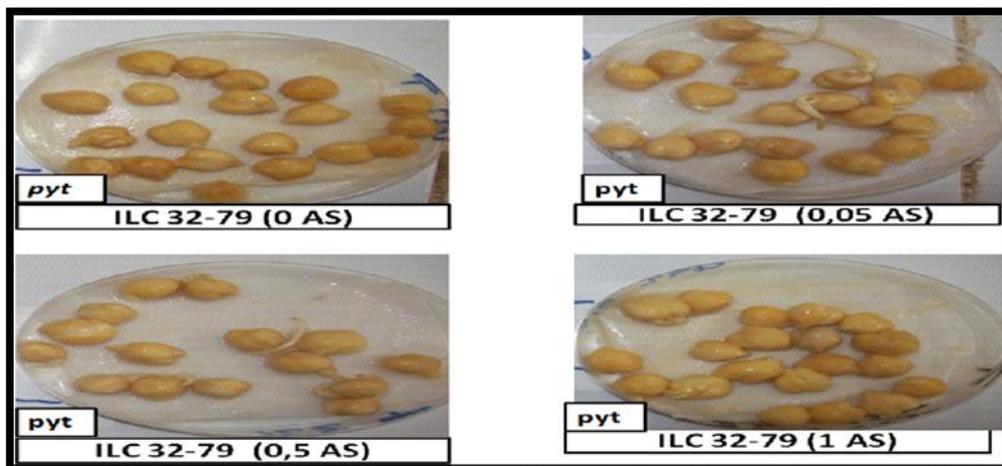


Photo 04 : Effet du *P. ultimum* sur la germination des graines de pois chiche traitées avec l'acide salicylique

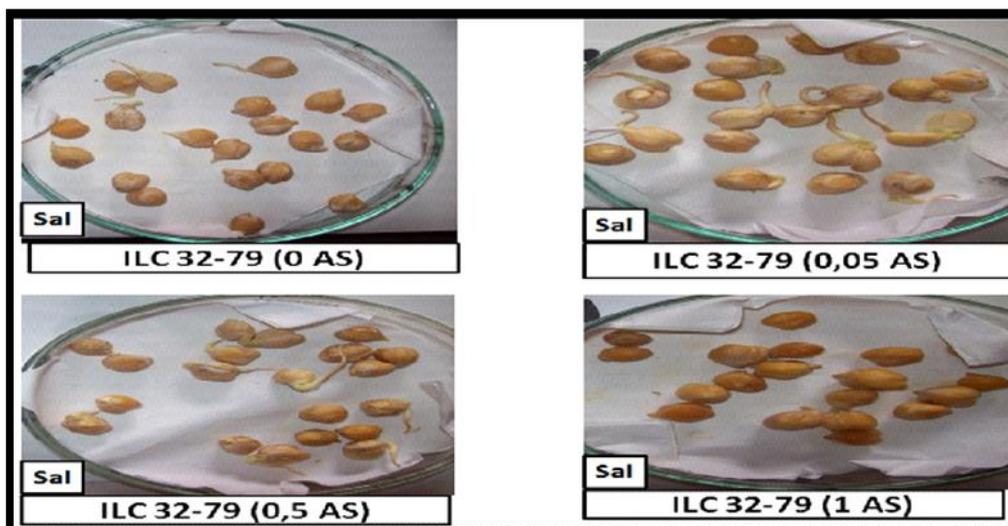


Photo 05 : Effet du stress salin sur la germination des graines de pois chiche traitées avec l'acide salicylique

La germination est un processus complexe, il implique de nombreux changements métaboliques, ainsi que la modification de l'expression des gènes conduisant à l'élongation des cellules. Une forte diminution des graines germées a été enregistrée sous stress salin, dès les premières 24 h (Chandrashekar et al, 1986). Selon Rozema (1975) et West et Brun (1983), les dommages causés aux graines sont en liaison directe avec la concentration en sel.

La diminution du taux de germination final correspond soit à une augmentation de la pression osmotique externe ce qui affecte l'absorption de l'eau par les graines. Soit à une accumulation des ions Na^+ et Cl^- dans l'embryon (Groome, et al, 1991). Cet effet toxique peut conduire à l'altération des processus métaboliques de la germination et dans le cas extrême à la mort de l'embryon par excès d'ions, l'émergence de la radicule serait contrôlée par l'osmolarité du milieu (Kaya, 2008; Bruggeman et al, 2002).

L'étude de l'effet du *P. ultimum* sur les graines non-traitées révèle une accélération de germination. Mais, son pouvoir était très puissant après les 72h en provoquant leur pourriture, et l'ensemble des graines a été infecté (Dhawan et al, 1991, El oirdi et al. 1996, Raynal, 1980, Davis et Bockus, 2001, Kucharek et Mitchell, 2000).

Par contre, nous avons pu enregistrer une accélération de la germination et une prolongation de la radicule remarquable en présence de l'AS, notamment avec la dose 0,05 mM.

La germination a été remarquablement freinée, ainsi que l'élongation de la radicule par le traitement à l'AS, par rapport aux graines non traitées (Annex 3 et 4). Ces résultats concordent ceux de Benabdelli (2010) sur le pois chiche (77%), Metraux et al. (1990); Mccue et al, (2000); Shakirova (2003); Deef (2007) sous stress salin, et Raskin (1992); Lucas and Lee (2004); Kachroo et al. (2005) en présence des phytopathogènes.

Sakhabutdinova et al. (2003); Hamada et El-Hakimi (2001); Szepesi et al. (2005), expliquent que les traitements par l'AS ont réduit les dommages de la salinité sur la croissance des semis. Szepesi et al. (2005) ont démontré que le prétraitement par l'AS substantiellement a amélioré la vigueur de la germination sous les conditions de stress salin en augmentant la teneur en eau dans les graines.

Par ailleurs, les graines traitées avec 1mM n'ont données aucune réponse germinative, des résultats similaires ont été démontrés par Baghizadeh et HajMohammad (2011).

Finalemment, sous les deux stress, on peut constater que la dose la plus faible (0,05mM) était significativement la plus fiable, soit sur la vitesse soit sur le pourcentage des graines germées. Contrairement, la dose 0,5 mM était moins efficace sur la précocité à la germination et la préservation des graines. Aussi, les graines de pois chiche traitées avec 0,5mM étaient tolérantes au *pythium*, mais pas résistante, car un flétrissement a été observé à 96 h.

1.2. Influence de l'AS sur les paramètres de développement des plantes

La mise en évidence des paramètres de la croissance du pois chiche montre des variations remarquables selon la nature du stress et la dose de l'AS appliquée. D'après le tableau (06), les valeurs ont indiqué dans tous les cas de stress un déficit significatif dans le nombre des plantes développées sous l'effet des différents stress, soit celui de la salinité (36,7%) ou celui du *F. rodolens* (25%) par rapport aux témoins (77%). On a aussi noté que le nombre des plantes témoins nécrosées est très faible (6,5%), par contre le taux des plantes nécrosées est très élevées sous l'influence du stress abiotique (62,67%) et remarquablement élevé sous stress biotique (77,4%). Les mesures effectuées sur les longueurs et le nombre des feuilles étaient significativement diminué respectivement de (17,9cm et 6,75) et (20,7cm et 8,2), en comparaison avec les témoins (30 cm et 9,5).

Tableau 06: Effet du stress salin et du *F. rodolens* sur la croissance du pois chiche (Plt :Plante)

SA (mM)	Témoin	Salinité	<i>F. rodolens</i>
% Plt Développées	77	36,7	25
%Plt Nécrosées	6,5	62,67	77,4
Nbre Feuilles	9,5 ± 0,7	6,75 ± 0,5	8,2 ± 2,6
Long Tiges (cm)	30 ± 3,5	17,9 ± 1,5	20,7 ± 5,3

Par contre, le pourcentage de plantes obtenues sous l'influence des deux concentrations de l'AS est considérablement élevé, respectivement de (50% et 60%) avec 0,05mM et 0,5 Mm AS sous stress salin.

Tableau 07: Effet du stress salin sur la croissance du pois chiche arrosés avec l'acide salicylique

SA (mM)	Salinité	Sal+ 0,05 SA	Sal+ 0,5 SA
% PL Développées	36,7	50	60
%PL Nécrosées	62,67	30	35
Nbre Feuilles	6,75 ± 0,5	24,3 ± 12,5	23,9±10,9
Long Tiges (cm)	17,9 ± 1,5	24,3 ± 12,5	23,9±10,9

Le pourcentage des plantes développées enregistré en présence du *F. redolens* est de (55 et 44) avec 0,5 mM AS. Le traitement des plantes avec les deux doses de l'AS entraîne une régression des nécroses des plantes sous les différentes conditions de stress, respectivement de (35% et 33,4%) avec 0,5 mM AS et à (30% et 31,3%) avec 0,05 mM AS.

En revanche, l'arrosage des plantes avec les doses de l'AS ont montré une amélioration de ces paramètres morphologiques, en présence du stress salin ou du *F. redolens* respectivement (24,3cm - 26cm et 8,75 - 13,7 avec 0,05mM AS) et (23,9 -24,2cm et 9,5 - 10,9).

Tableau 08: Effet du *Fusarium rodolens.sp* sur la croissance du pois chiche arrosés avec l'acide salicylique

SA (mM)	<i>F. rodolens</i>	<i>F. rodolens</i> + 0,05 SA	<i>F. rodolens</i> + 0,5 SA
% PL Développées	25	55	44
%PL Nécrosées	77,4	31,3	33,41
Nbre Feuilles	8,2 ± 2,6	13,7 ± 3,6	10,9 ± 3,9
Long Tiges (cm)	20,7 ± 5,3	26 ± 5,7	24,2 ± 5,4

Chez les légumineuses, l'effet dépressif du sel se manifeste à partir d'un seuil critique de concentration, caractéristique de l'espèce ou de la variété (Faghire et al, 2011, Farissi et al, 2013, 2014). Nous avons pu remarquer que chez le pois chiche les deux stades de germination et de croissance ont été affectés par la salinité (Samineni et al, 2011). Ainsi, la croissance végétative du pois chiche est réduite, suite à la réduction des feuilles et la longueur des tiges (Christianson and Duffy, 2002). D'après Machado et al (1993); Ramoliya et al (2004), Parida and Das (2005), c'est dû à la réduction de la photosynthèse.

La contamination des plantes avec le *F. rodolens* a engendré des pertes sur le nombre des plantes non traitées, les feuilles ont développé des chloroses à leurs surfaces et à la fin de l'expérience une grande majorité des plantes étaient mortes (Pande et al, 2007, Muhammad et al., 2010). Le flétrissement causé par les *F. rodolens* est caractérisé par un envahissement massif des tissus dans lesquels le champignon sporule.

Senaranta et al (2002) ont mentionné que l'acide salicylique est un important médiateur chez la défense des plantes contre les stress de l'environnement.

En effet, nous avons pu constater que le traitement avec l'AS a montré une augmentation des taux des plantes développées et en parallèle, une amélioration dans les paramètres des tiges et des feuilles, soit sous stress abiotique ou biotique. Aussi nous avons pu constater que le nombre des plantes nécrosés a été réduit (Benhamou et *al.*, 1998, Raajou,2006). Plusieurs auteurs ont reportés que l'AS est impliqué dans la régulation des paramètres de croissance, la stimulation de l'élongation des tiges et l'augmentation du nombre des feuilles chez le pois chiche (Shakirova et *al.*, 2003 ; Stiven and Sanaratna, 2006 ; Singh et *al.*, 2010, Hayat et *al.* 2010), notamment avec la dose la plus faible (0,05mM).

Des résultats similaires contre la salinité ont été prouvés par Benabdelli (2010) en utilisant l'extrait de Saule contenant (0.59 % AS) pour le pois-chiche, Enyedi et *al.* (1992), Khodary (2004), Gunes et *al.* (2007) pour le maïs, Preston et *al.* (2009), Gharib and Hegazi (2010), Rivas-San Vicente and Plasencia (2011, 2012) pour le riz. Tandis que, Shakirova et *al.* (2003, 2007) ont observé que l'AS active la division cellulaire du système racinaire des plantes.

Ward et *al.* (1991); Metraux (2002) ont montré le pouvoir de l'AS sur l'induction de résistance systémique acquise (SAR) chez les plantes aux pathogènes. Cet effet positif est surement du à l'élévation de l'assimilation du C02, ainsi que le niveau de la photosynthèse d'après Khan et *al.* (2003), Fariduddin et *al.* (2003), Szepesi et *al.* (2005).

2. Influence de l'AS sur les paramètres biochimiques :

La résistance chez les plantes est le résultat d'une coordination en synergie entre les mécanismes de défense en fonction du temps, selon l'espèce et le stade de croissance.

2.1. Influence de l'acide salicylique sur le taux de la chlorophylle:

Une augmentation des niveaux de chlorophylle totale a été observée dans les plantes témoins estimé à 102,5 mg contre un déficit dans les plantes stressées au sel de 63,1 mg et en présence du *F. redolens* estimé à 32,5 mg (Fig 18).

Néanmoins le traitement des plantes avec les doses de l'AS a provoqué une augmentation de la chlorophylle avec 0,05mM sous les différents facteurs respectivement de 80,7 et 129,51 mg. Mais 0,5 mM AS a causé une augmentation significative en présence de la salinité évaluée à 192,85 mg et une augmentation faible chez les plantes inoculées avec le fusarium avec 60,5 mg (Fig 19).

L'analyse de la CHLa et la CHLb a indiquée aussi des variations dans l'accumulation de l'une par rapport à l'autre; chez les plantes témoins les teneurs en CHLa étaient plus élevées que la CHLb, mais les teneurs en CHLb sont plus élevées que la CHLa sous la salinité, alors que la CHLa et la CHLb étaient presque identique (Fig 18). En revanche, sous le stress salin les deux doses de l'AS ont entraîné une augmentation de la CHLa contre celles de la CHLb. Mais en présence du champignon, la CHLb était plus élevé que la CHLa (Fig 19).

La synthèse de la chlorophylle diminue ou sa dégradation accélère, en causant la dégénérescence des chloroplastes en présence des agents pathogènes (Huang, 2005) et la salinité (Omami, 2005). Les mesures des taux de chlorophylle montrent une augmentation avec la dose faible 0,05mM de l'AS contre une diminution avec la dose 0,5 mM, ces résultats confirment ceux de El Tayb (2005), Yildirim et al (2008), Huang (2005), ils ont signalé que l'application de forte doses de l'AS contribuent à l'augmentation de la photosynthèse et du taux de chlorophylle. On peut constater que l'effet de l'AS sur la chlorophylle, chez le pois chiche dépendra des doses appliquées. Nous pouvons constater que ces résultats sont en corrélation avec les paramètres de croissance et le nombre des plantes développées.

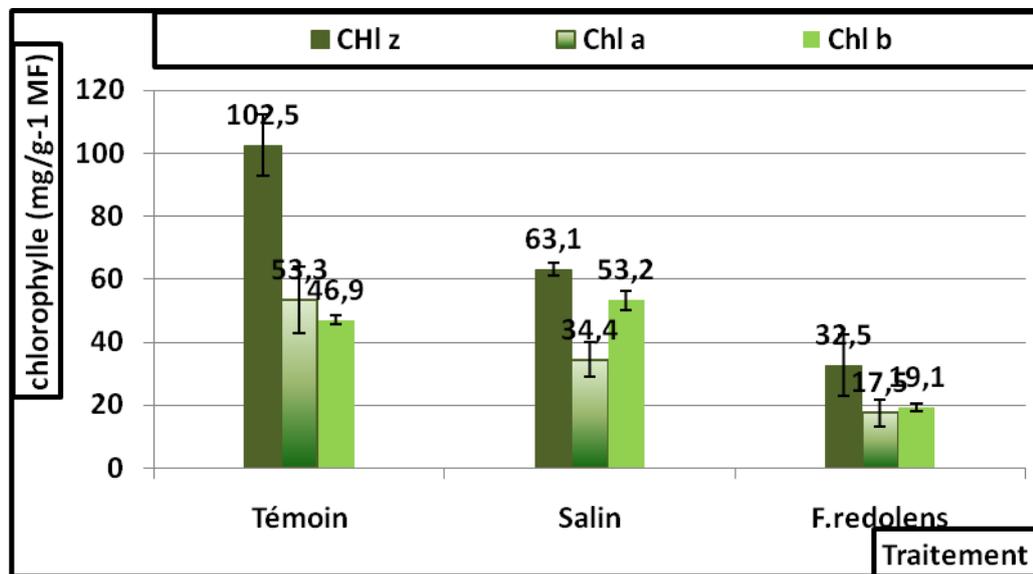


Figure 16: Effet du stress salin et du *Fusarium rodolens.sp* sur le taux de la chlorophylle chez le pois chiche

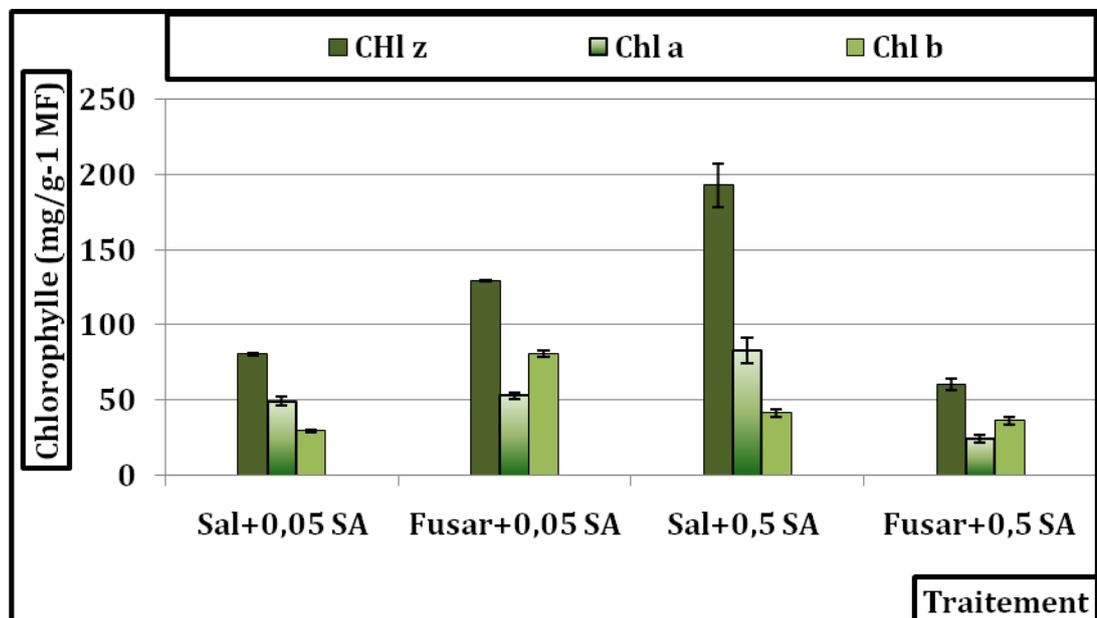


Figure 17 : Effet du stress salin et du *Fusarium rodolens.sp* sur le taux de la chlorophylle chez le pois chiche arrosés avec l'acide salicylique

2.2. Influence de l'acide salicylique sur les métabolites primaires:

2.2.1. Influence de l'acide salicylique sur les métabolites primaire dans les graines:

L'exploitation des tableaux qui suit permet de souligner que les concentrations de l'acide salicylique ont un effet sur les protéines soit par leur augmentation ou leur réduction.

Les graines témoins sont concentrées en protéines avec 9,39 mg alors que leurs taux est faible dans les graines inoculées par le *P.ultimum* où il atteint 6,2 mg par rapport à celles stressées par le sel avec seulement 4,85 mg.

Mais l'application de l'AS à 0,05 et 0,5 mM implique une augmentation significative chez les graines stressées par la salinité atteignant respectivement 9,6 et 9,9 mg en comparaison avec celles inoculées par le champignon qui ont présenté une faible augmentation soit 6,6 et 6,5 mg.

Quant à la proline, ses teneurs étaient presque identiques dans tous les lots avec 2,26 µg ou celles inoculées avec le *P. ultimum* avec 2,2 µg. Par contre le traitement avec l'AS a montré une faible croissance des taux de la proline sous l'effet de la salinité respectivement de 2,69 µg avec 0,05 mM AS et 2,96 µg avec 0,5 mM AS. Alors que chez les graines inoculées une augmentation remarquable a été noté en présence des deux concentrations surtout 0,05 mM AS atteignant 6,45µg et 3,1 µg avec 0,5 mM AS. Les teneurs en sucre étaient presque identiques dans les graines sous les différents stress salin (4,02) ou du champignon (4,11) par rapport aux graines témoins.

Par contre, l'influence des doses de l'AS (0,05 et 0,5 mM) était différente, une réduction du sucre est observée dans les graines sous l'effet du sel respectivement de (3,5 et 3,67 µg). Néanmoins, le traitement des graines avec l'AS a causé une très faible augmentation avec 0,05mM en présence du *P.ultimum*.

Tableau 09 : Effet du stress salin et du *P. ultimum* sur les teneurs en protéines, en proline et en sucre dans les graines du pois chiche traitées par l'acide salicylique

	Proteines (mg/100 ⁻¹ g PFG)	Proline (µg/100 ⁻¹ g PFG)	Sucre (µg/100 ⁻¹ g PFG)
Témoin	9,39 ± 0,08	2,26 ± 0,33	3,6 ± 0,4
Salinite	4,85 ± 0,28	2,26 ± 0,54	4,02 ± 0,58
Sal+ 0,05 SA	9,62 ± 0,28	2,69 ± 0,65	3,5 ± 0,58
Sal+ 0,5 SA	9,96 ± 0,09	2,96 ± 0,48	3,67 ± 0,52
<i>P. ultimum</i>	4,2 ± 0,8	2,22 ± 0,58	4,11 ± 0,64
<i>P. ultimum</i>+ 0,05	6,68 ± 0,24	6,45 ± 0,47	4,21 ± 0,40
<i>P. ultimum</i> + 0,5	6,54 ± 1,34	3,1 ± 0,41	4,08 ± 0,78

2.2.2. Influence de l'acide salicylique sur les métabolites primaire dans les plantes:

L'étude de l'influence des facteurs de l'environnement sur les teneurs en protéines au cours de la croissance de la plante comme le soulignent les résultats consignés dans les tableaux qui suivent, démontre une forte réduction sous stress biotique (1,66) en comparaison au stress salin (5,1) ou celle du témoin (5,42).

L'arrosage des plantes par la solution saline combiné à l'AS a provoqué une concentration des protéines de 5,56 avec les deux doses. En parallèle, les traitements avec les différentes doses de l'AS ont aussi provoqué une accumulation remarquable de ce composé, soit avec 0,05 mM AS (3,36 mg) ou 0,5 mM AS (3,04 mg), en présence du *F. redolens* par rapport aux plantes non traitées.

En comparant les concentrations de la proline dosées, nous avons observé une forte accumulation de ce composé sous stress salin (3,11 µg) et seulement (1,9 µg) sous l'influence du *F. redolens* en comparaison avec les plantes témoins (1,6 µg). Néanmoins ces teneurs ont été affectées variablement par la combinaison du stress et l'AS, une accumulation a été observée sous l'effet du champignon (2,34 µg et 2,08 µg avec), contre une diminution sous l'effet du sel (1,74 avec 0,05 mM et 2,46 avec 0,5 mM).

Chez les cultivars de pois chiche, la salinité inhibe l'activité de la nitrogénase (Aydi *et al.*, 2008 ; Faghire *et al.*, 2011) et provoque la diminution des teneur en azote total dans la plante (Salehi *et al.*, 2008 ; Faghire *et al.*, 2011), en diminuant ainsi la production de protéines cytosoliques (Delgado *et al.*, 1994 ; López *et al.*, 2008 ; Serraj *et al.* (1994). D'après (Zhang *et al.* 1997) et (Fodor *et al.*, 1997), face aux stress, les plantes accumulent la proline sous stress salin et sous stress biotique.

L'AS affecte les processus associés à la qualité des graines comme la biosynthèse des protéines et d'autres métabolites stockés dans les graines (Rajjou *et al.*, 2006). Une production massive de ces composés est remarquablement notée dans les graines. Mais ces teneurs sont plus élevées dans les échantillons traitées et infectées en comparaison aux témoins. Les protéines sont impliquées dans les réponses au stress, dans les réactions de défense de la plante ou dans les modifications de la paroi cellulaire.

Tableau 10 : Effet du stress salin et du *F.redolens* sur les teneurs en protéines, en proline et en sucre des plantes du pois chiche

	Proteines (mg/100 ⁻¹ g PFP)	Proline (µg/100 ⁻¹ g PFP)	Sucre (µg/100 ⁻¹ g PFP)
Témoin	5,42 ± 0,9	1,6 ± 0 ,1	3,1 ± 0,2
Salinite	4,01 ±	3,11 ± 0,4	2,42 ± 0,09
Sal+0,05 AS	5,6 ± 0,8	1,74 ± 0,45	2,18 ± 0,12
Sal+ 0,5 AS	5,56 ± 0,8	2,46 ± 0,43	2,13 ± 0,11
<i>F. redolens</i>	1,66 ± 0 ,2	1,91 ± 0,47	2,43 ± 0,06
<i>F.redolens</i> + 0,05	3,36 ± 0,18	2,34 ± 0,36	2,7 ± 0,1
<i>F.redolens</i> +0,5 AS	3,04 ± 0,5	2,08 ± 0,22	2,5 ± 0,05

Plusieurs auteurs ont signalé que l'AS joue le rôle de molécule signal dans l'induction des protéines de défense (Pr) en contact avec les parasites (Ward et al, 1991, Metraux, 2002, Klessig et Mamaly, 1994, Hoyos and Zhang, 2000, Hayat et al. 2010). Hayat et al (2010); Salwa et al (2015) ont révélé que l'AS cause l'activation de certains enzymes.

Quant aux teneurs en sucre soluble dans les plantes, on a noté une réduction (2,4 µg) sous l'effet des deux stress par rapport aux plantes témoins (3,1 µg). Ces teneurs ont été variablement affectées par le traitement avec l'AS, Une faible réduction est notée sous stress salin d'une moyenne de (2,18 à 2,13 µg). Par contre une faible croissance des sucres a été notée avec le champignon de l'ordre (2,7 à 2,5 µg).

Une augmentation des sucres est enregistrée dans les plantes soit sous stress salin ou biotique. Les fonctions majeures des sucres consistent dans l'osmo-protection, l'ajustement osmotique, le stockage du carbone et le piégeage des radicaux libres (Parida et Das,2005), l'amidon est généralement dégradé et fournit l'énergie nécessaire aux réponses métaboliques (Geigenberger et al, 1997). L'énergie nécessaire est fournie par la plante sous forme de saccharose à travers le phloème, l'hydrolyse du saccharose est convertie en glucose qui est ensuite métabolisé en phosphoénol pyruvate, en oxaloacétate, en malate et en succinate.

La salinité provoque une inhibition des activités des enzymes responsables tels que le phosphoénolpyruvate carboxylase (PEPC, EC 4.1.1.31) et de la malate déshydrogénase (MDH, EC 1.1.1.37) (López et al., 2008a ; Faghire et al., 2011). Le rôle des teneurs en sucres dans la signalisation de la résistance contre certaines maladies biotiques a été démontré par plusieurs auteurs récemment (Doehlemann et al. 2008; Morkunas et al. 2011; Bolouri Moghaddam and Van den Eden 2012).

Plusieurs études ont démontré que l'AS altère la synthèse des sucre, surtout le glucose, saccharose et le fructose (Khodary, 2004; Khan et al, 2013). C'est fort possible en relation avec l'accélération de la germination et la croissance, en condition de stress et le besoin de celles-ci en énergie.

2.3. Influence de l'acide salicylique sur les métabolites secondaires:

2.3.1. Influence de l'acide salicylique sur le taux des polyphenol dans les graines:

Les résultats sur les teneurs en polyphenol dans les graines traitées ou non traitées ont révélé des variations, selon la nature du stress. Les quantités initiales des flavonoïdes totaux des plantes ont varié en fonction des stress et des doses de l'AS appliquées.

Le taux des polyphenol est très bas dans les graines témoins avec seulement 1,02 mg ; par contre la salinité a augmenté remarquablement avec des concentrations de ce composé dans les graines non traitées de 4,65, tandis qu'une diminution est enregistrée (2,7 avec 0,05 mM et 3,26 avec 0,5 mM AS), suite à l'application de l'AS. L'étude analytique de certains polyphenols a montré des variations remarquables, les flavonoïdes dosés sont significativement diminué dans les graines en présence du sel (7,81) ou par inoculation au champignon (8,81), contrairement aux graines témoins (16,21).

Concernant les concentrations des tannins condensés ou hydrolysables, les résultats ont montré des taux plus élevés dans les graines inoculées avec le *P. ultimum* (TC et TH 3,1 µg) contrairement à celles stressées avec le sel, une réduction est constaté (TC 0,87 et TH 1,45 µg), en comparaison avec les témoins (TC 2,1 et TH 1,9).

La présence du champignon a aussi augmenté les teneurs en polyphenol estimées à 3,56 mg dans les graines. Mais l'AS a considérablement réduit ce composé sous l'effet des deux doses induisant une teneur de 1,78 avec 0,05 mM et 1,7 avec 0,5mM).

Tableau 11 : Effet de stress salin et le *P. ultimum* sur le taux des polyphénol dans les graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique

	Polyphénol (mg/100 ⁻¹ PFG)	Flavonoides (µg/100 ⁻¹ g PFG)	T Condensé (µg/100 ⁻¹ g PFG)	T Hydrolysable (µg/ 100 ⁻¹ g)
Témoin	1,02 ± 0,18	16,21 ± 3,3	2,1±0,25	1,9 ± 0,3
Salinite	4,65 ± 1,06	7, 81± 0,6	0,87±0,018	1,45 ± 0,05
Sal+0,05 AS	2,7± 0,1	5, 7 ± 0,14	2,45 ± 0,07	1,7 ± 0,2
Sal+ 0,5 AS	3,26±0,6	6,21 ± 0,24	1,95 ±0,07	2,2 ± 0,1
<i>P. ultimum</i>	3,56 ± 0,45	8,81 ± 1,4	3,1 ± 0,15	3,1 ± 0,05
<i>P.ultimum</i> + 0,05	1,78± 0,23	4,6 ± 0,4	2,5 ± 0,5	2,6 ± 0,2
<i>P.ultimum</i> + 0,5 AS	1,7 ± 0,4	6,95 ± 1,5	2,4 ± 0,14	1,8 ± 0,05

2.3.2. Influence de l'acide salicylique sur le taux des polyphénol dans les plantes:

Les résultats obtenus récapitulés dans le tableau ci-dessus montrent une augmentation considérable des polyphénols dans les plantes, sous l'effet de la salinité avec 65,1 mg et sous l'influence du *F. redolens* qui atteint 127,6 mg, comparé au témoin qui n'est que de 21,9 mg.

En revanche, suite aux traitements avec l'AS, des valeurs hautes de l'ordre de 87,2 et 104,6 mg sous stress salin ont été respectivement enregistrées.

Mais sous l'inoculation par le champignon on a noté une décroissance respectivement de 79,8 et de 109,4 mg. Quant à l'effet de l'AS, une diminution des flavonoïdes a été enregistrée soit sous stress salin (5,7 avec 0,05 mM et 6,21 avec 0,5mM) ou en présence du *P. ultimum* (4,6 avec 0,05mM et 6,95 avec 0,5 mM).

En revanche, suite aux traitements avec l'AS, des valeurs hautes de l'ordre de 87,2 et 104,6 mg sous stress salin ont été respectivement enregistrées.

Les flavonoides ont également connu une accumulation en réponse au stress salin soit 65,1 µg et au champignon, 502,5 µg en comparaison avec les plantes témoins où la valeur n'est que de 47,8 µg. Cependant une hausse remarquable a été enregistré sous l'effet du traitement par l'AS (0,05 et 0,5 mM) respectivement estimée à 87,2 et 104,6 µg, en présence des stress abiotique et 824 et 989 µg sous stress biotique.

Le dosage des tannins condensées et hydrolysables a montré une accumulation de ces composés respectivement de TC 8,7 et TH 1,8 µg sous l'effet du sel et TC 2,2 et TH 2,8 µg avec le *FOC*, par rapport aux plantes témoins TC 1,4 et TH 0,84 µg. En revanche, une forte diminution des TC a été signalé, seulement 3,1 µg, sous stress salin contre une faible augmentation en présence du champignon avec 2,9. Tandis que les TH ont diminué avec 0,05 à 1,7 et 1,8 et ont augmenté avec 0,5M AS à 2,2 et 2,8.

Tableau 12: Effet du stress salin et du *F. redolens* sur le taux des polyphénol dans les plantes du pois chiche

	Polyphénol (mg/100 ⁻¹ PFG)	Flavonoïdes (µg/100 ⁻¹ g PFG)	T Condensé (µg/100 ⁻¹ g PFG)	T Hydrolysable (µg/ 100 ⁻¹ g)
Témoin	21,9 ± 5	47,8 ± 15	1,4±0,19	0,84±0,1
Salinite	65,1 ± 14,7	678,1 ± 95,5	8,7 ±0,18	1,8 ± 0,6
Sal+0,05 AS	87,2 ± 16,9	784,3 ± 175	3,1 ± 0,17	1,7 ± 0,2
Sal+0,5 AS	104,6 ± 7,8	876,6 ± 7,8	2,4 ± 0,15	2,2 ± 0,1
<i>F. redolens</i>	127,6 ± 8,8	502,5 ± 93	2,2 ±0,3	2,8 ±0,3
<i>F. redolens</i> + 0,05	79,8 ± 18,1	824 ± 123	2,9 ±0,26	2,9 ±0,31
<i>F. redolens</i> + 0,5 AS	109,4 ± 6,63	989,1 ± 109,2	1,8 ±0,2	2,8 ±0,3

Une forte accumulation des tannins a été enregistrée sous stress salin et le champignon, spécialement les tannins condensés, contre une diminution en présence de l'AS (Es-Sbihi, 2015), au cours du stress salin. Le taux de tanins dans une plante dépend de deux facteurs principaux ; le stade de développement végétatif et les conditions environnementales. Leur concentration varie considérablement entre les différentes espèces végétales et au sein de la même espèce où elle dépend du degré de maturité, de l'âge des feuilles, des fleurs et de la saison.

L'AS peut réguler le métabolisme des plants en modulant la production de plusieurs métabolites secondaires (Khan et al, 2013). Dixon et Paiva, 1995, Sreenivasulu *et al.*, 2000, Naczk et Shahidi,2004, Lemzeri, 2007) ont rapporté que la capacité d'une espèce végétale à résister est souvent corrélée avec la teneur en composés phénoliques.

L'analyse des polyphénol et en parallèle les flavonoïdes et les tannins, a montré une forte accumulation au niveau de la plante par rapport aux graines, ces résultats sont en accords avec ceux de (Hayat et *al*, 2009), Dihazi, 2012). Cela est en relation avec le taux de la biomasse aérienne chez les plantes (Tab 12).

L'accumulation des composés phénoliques, notamment les flavonoïdes a été démontrée chez de nombreuses espèces et dans différentes situations de stress biotique (Sreenivasulu et *al*, 2000, Lemzeri, 2007, War et al, 2011), spécialement, dans les sites infectés et jouant un rôle toxique pour les pathogènes (Suprakash et al; 2012). Aussi sous conditions abiotiques (Shakirova et *al.*, 2003, Borsani, 2005, El-Tayeb, Arfan, 2006), Korkmaz et *al.*, 2007). Leur rôle dans la stimulation de la résistance chez les légumineuses a été démontré (Dixon et *al*, 1983; Dakora and Philips, 1996).

Les composés phénolique peuvent inhiber l'infection des pathogènes en augmentant les mécanismes de défenses des parois cellulaires (Benhamou et al, 2000). Sous l'effet de l'AS, une augmentation est remarquée durant les deux stades. Marfek, (2003), Amalesh et al, (2011) ont indiqué que certains flavonoïdes jouent le rôle de phytoalexine, qui sont fortement synthétisé par les feuilles des plantes suite à une infection par les pathogènes ou les bactéries. Arbia et al, (2006) ont signalé l'effet signifiant des isoflavones dans la réduction de la croissance des pathogènes en causant des changements dans les mycéliums et la désorganisation des cellules. (Harborne, 1999) suggère que la capacité d'une plante à résister dépend de son taux de polyphénol. (Suprakash et *al*, 2012) a signalé que l'activité du polyphénol oxydase atteint son maximum, suite au traitement d'une plante par le *F. oxysporum* et l'AS.

Tandis que les taux des tannins ont diminué en présence de l'AS ; ces composés font parties des composée phénoliques pariétales; Au cours de la résistance, les cellules ont leurs parois renforcées par des dépôts de callose, de lignines et d'autres composés phénoliques pariétales (Housti et al., 2002 ; Majourhat & Bendiab, 2002, Dihazi,2012). Ces derniers constitue une barrière de défense qui protégé les parois, en inhibant les enzymes nécessaires à la pénétration du pathogène à travers la cuticule des plantes (Bostock et al., 1999 ; Matern and Grimmig, 1993).

2.3.3. Influence de l'acide salicylique sur la variation des poly phénol dans les plantes:

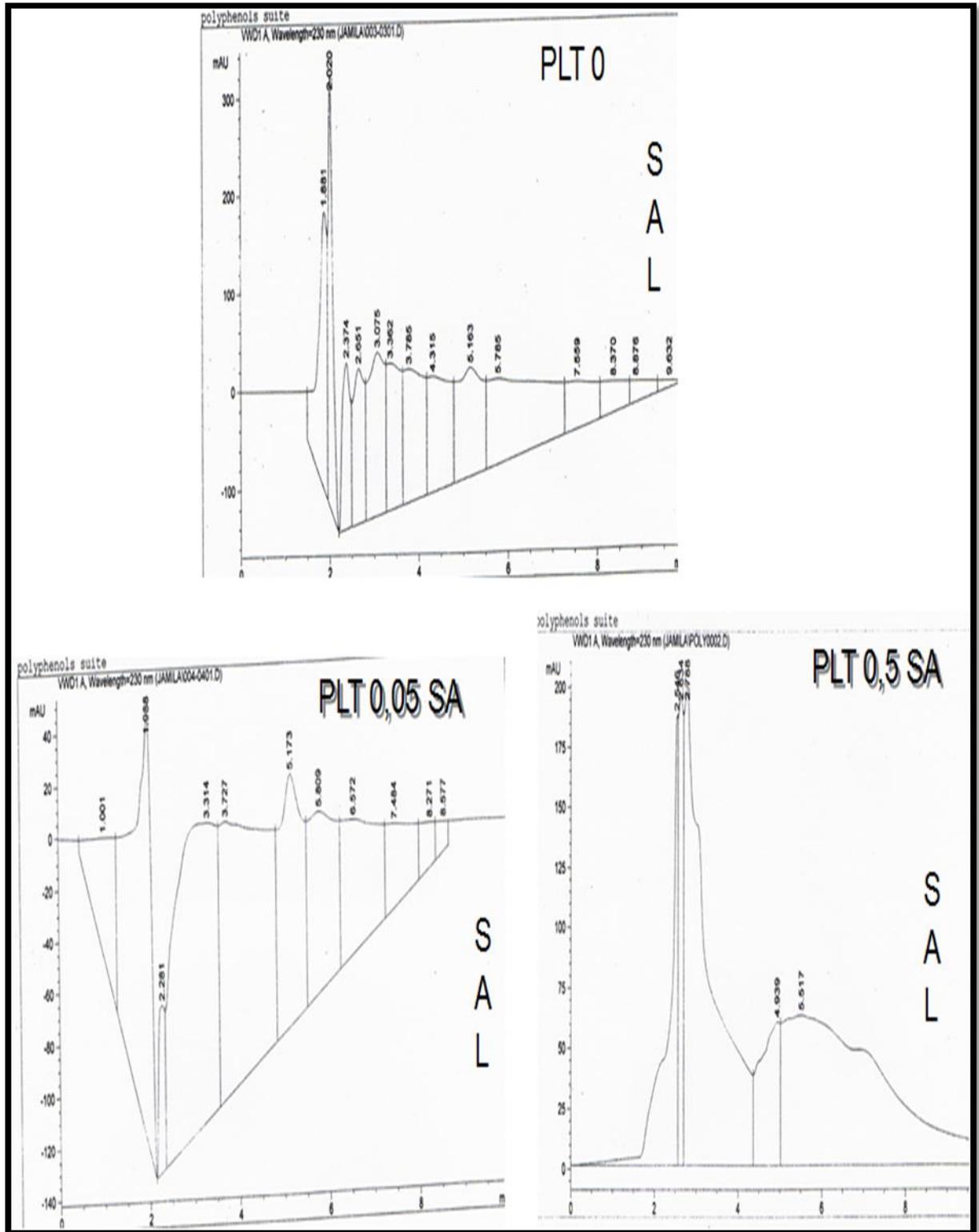


Fig 18: Effet du stress salin sur la variation des poly phénol dans les plantes du pois chiche arrosés avec l'acide salicylique par HPLC

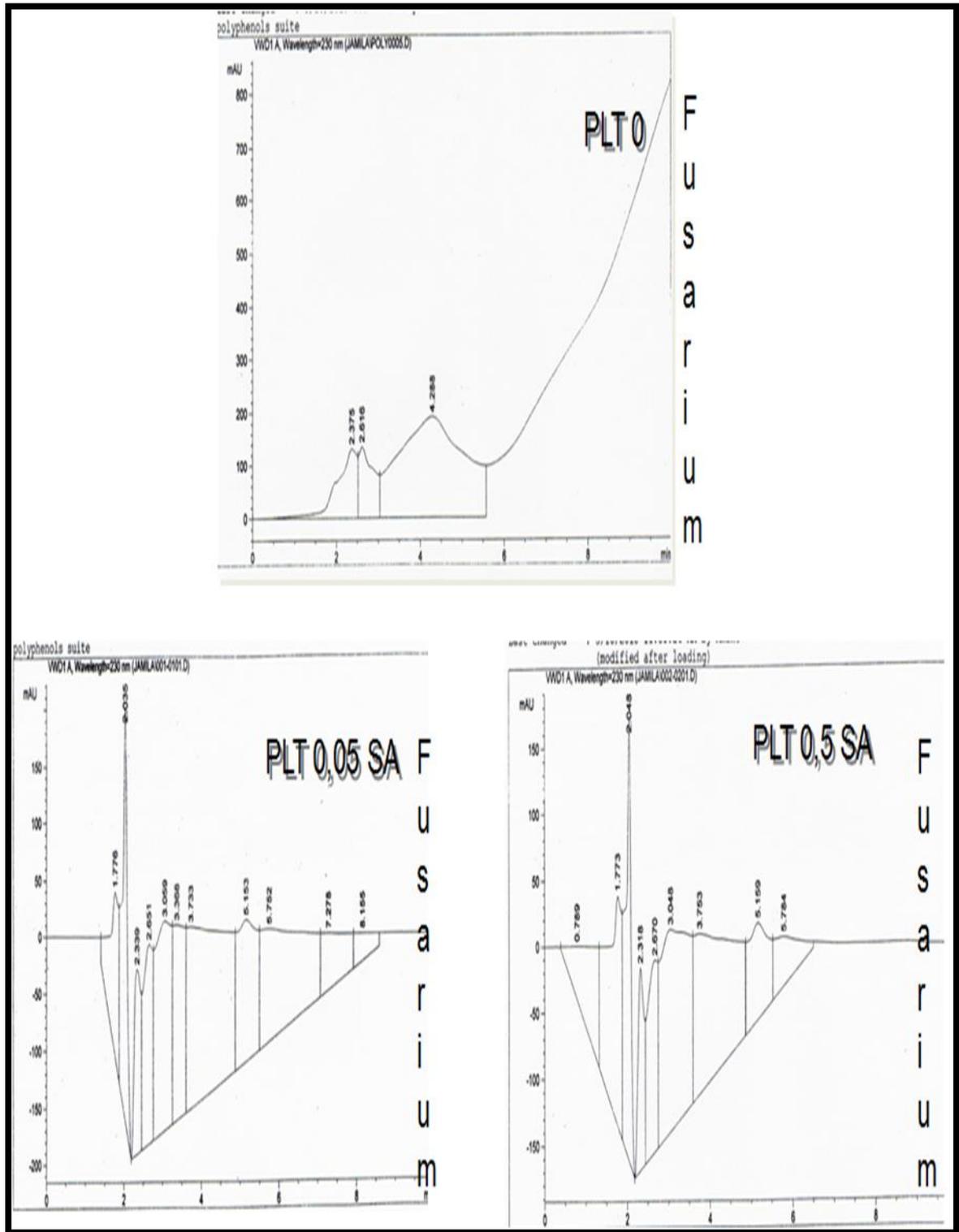


Figure 19: Effet du *F.rodolens* sur la variation des polyphenol dans les plantes du pois-chiche arrosés avec l'acide salicylique par HPLC

2.4. Influence de l'acide salicylique sur l'activité antioxydant:

2.4.1. Influence de l'acide salicylique sur l'activité antioxydant dans les graines:

En comparant les courbes de l'activité antioxydant des différents graphes, on note une forte augmentation sous l'effet de l'acide salicylique quel que soit la nature du stress.

Néanmoins l'influence de l'AS a varié selon la dose appliqué, une accélération de l'activité antioxydant a été marqué avec 0,05 mM AS et 0,5 mM AS respectivement de (12,8% et 12,1%) sous stress salin et (11,56% et 11,98%) sous l'effet du *P.ultimum*.

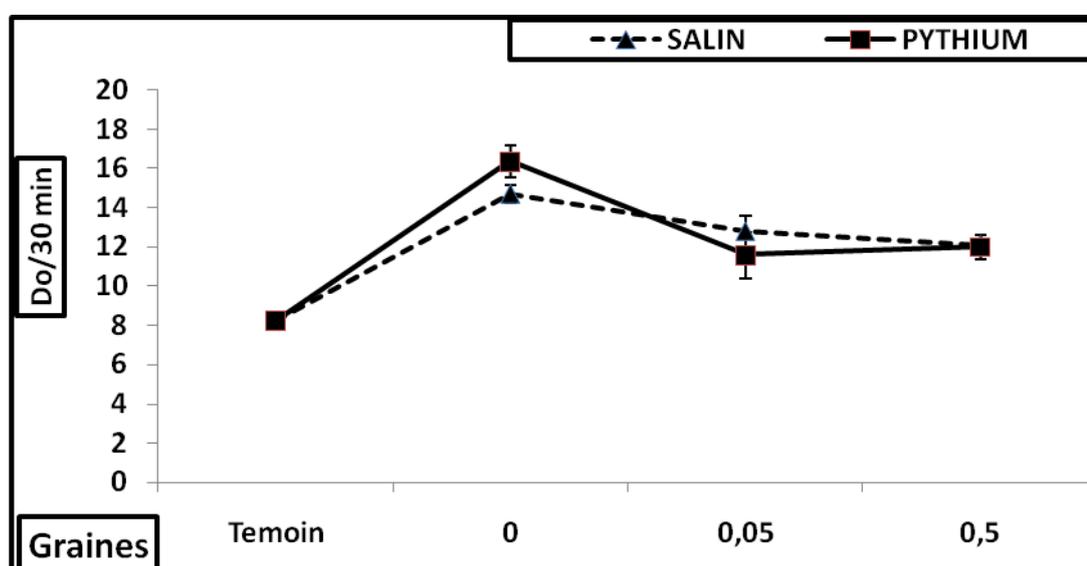


Figure 20 : Effet du stress salin et du *P.ultimum* sur l'activité antioxydant des graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique

2.4.2. Influence de l'acide salicylique sur l'activité antioxydant dans les plantes:

Les graphes suivants illustrent l'activité antioxydant chez les plantes de pois chiche en croissance, Nous avons enregistré une diminution de ce paramètre sous les deux stress abiotique (26,7%) et biotique (55,75%), en comparaison avec les témoins (10,96%).

En outre, l'activité antioxydant, dans les plantes traitées, a été plus élevée avec les doses de l'AS sous l'influence du champignon (29,11% et 36,8%) et celle du stress salin (21,2% et 23,3%).

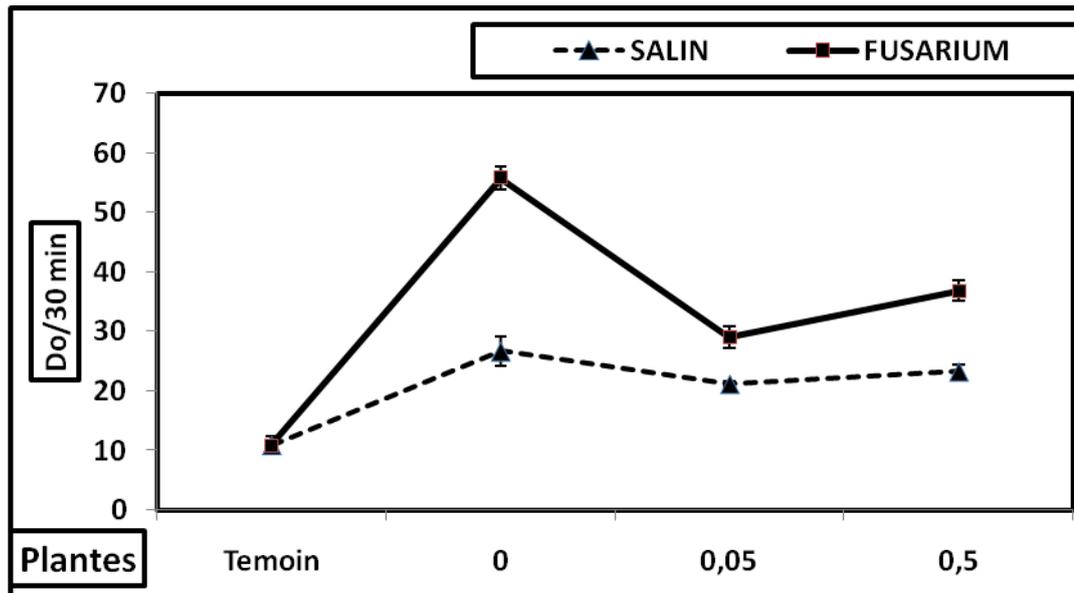


Figure 21 : Effet du stress salin et du *F.rodolens* sur l'activité antioxydant des plantes du pois chiche arrosées avec l'acide salicylique

Nous avons pu enregistrer que l'activité antioxydante est plus élevée en cas de stress par les champignons que le stress salin, au cours de la germination ou la croissance des plantes (Hernández *et al.*, 2000, Agarwal et Pandey 2004). Smirnoff (2005) a rapporté que la capacité antioxydante dépend de l'espèce et du stade de développement de la plante. Sukand et Kulkarni (2006) ont reporté que l'oxydation des composés biochimiques et leurs dérivés sont impliqués dans l'affaiblissement de la résistance des plantes aux pathogènes.

Des études biochimiques et moléculaires ont prouvé que les espèces réactives d'oxygène (ROS) tels que les H_2O_2 , O_2 , OH dont la formation est accélérée dans les conditions de stress salin, doivent être rapidement neutralisés pour éviter des dommages oxydatifs (Tanou *et al.* 2009, Ahmad *et al.* 2010, 2012, Ahmad and Umar 2011).

Leur durée de vie dans les cellules est déterminée par le système antioxydatif, qui fournit la protection cruciale contre le dommage oxydatif. Li *et al.*, (1998); (He *et al.*, 2002); Rajjou *et al.* (2006); Yusuf *et al.* (2012); Sedghi *et al.* (2013) ont reporté que l'AS élève le système antioxydant sous les différents stress abiotique et biotique.

2.5. Influence de l'acide salicylique sur l'activité de certains enzymes antioxydant:

2.5.1. Influence de l'acide salicylique sur l'activité de certains enzymes antioxydant des graines:

La figure 22 reflète les résultats de l'activité de certains enzymes antioxydants dans les graines en germination. Nous avons remarqué que l'activité enzymatique des trois enzymes est variable sous l'effet des deux stress. Tandis que, l'acide salicylique avait un effet variable sous la vitesse de ces enzymes, selon la dose appliquée. La dose 0,05 mM a augmenté l'activité de la CAT et l'APX, mais a diminué celle de la SOD sous stress salin, alors que la dose 0,5 a aussi augmenté la l'APX et la SOD mais a affaibli celle de la CAT. Par contre sous l'effet du champignon ; la concentration 0,05 a élevé l'activité de la CAT et la SOD mais a diminué celle de l'APX, alors que la dose 0,5 mM a faiblement augmenté l'activité des trois enzymes.

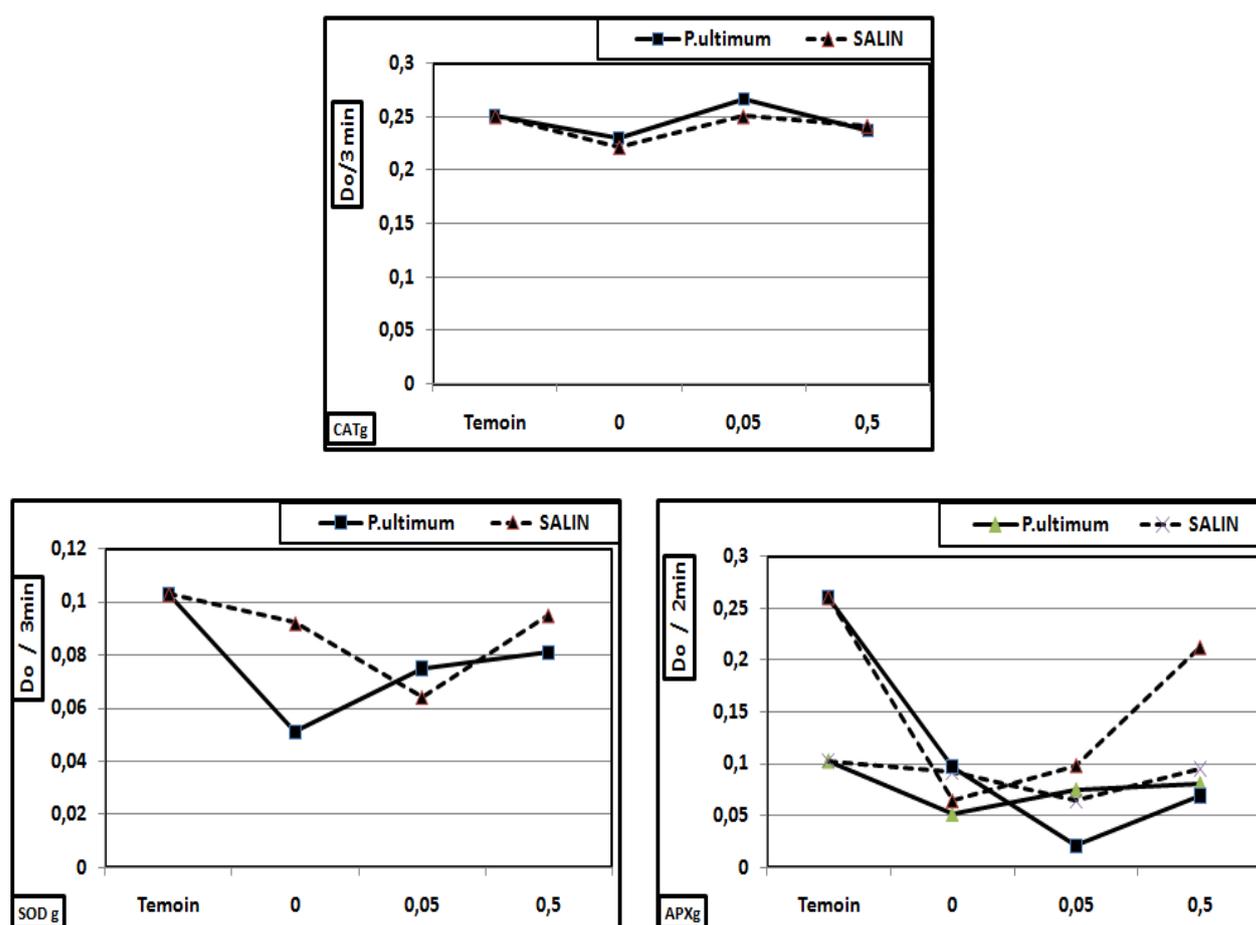


Figure 22 : Effet du stress salin et du *P.ultimum* sur l'activité de certains enzymes antioxydant (CAT, APX, SOD) des graines du pois chiche traitées avec l'acide salicylique

2.5.2. Influence de l'acide salicylique sur l'activité de certains enzymes antioxydant chez les plantes:

Pour les plantes selon les résultats illustré dans les graphes de la figure 23, nous avons pu démontrer que l'activité des enzymes a augmenté soit en présence du stress abiotique ou le FOC. Sous l'effet du sel, les deux doses ont élevé la CAT et la SOD mais ont diminué l'APX. Tandis qu'avec le *F. redolens*, la dose 0,05 mM a engendré un accroissement de l'activité de la CAT et l'APX contre une diminution de la SOD. Néanmoins 0,5 mM a causé une diminution dans l'activité des trois enzymes étudiés.

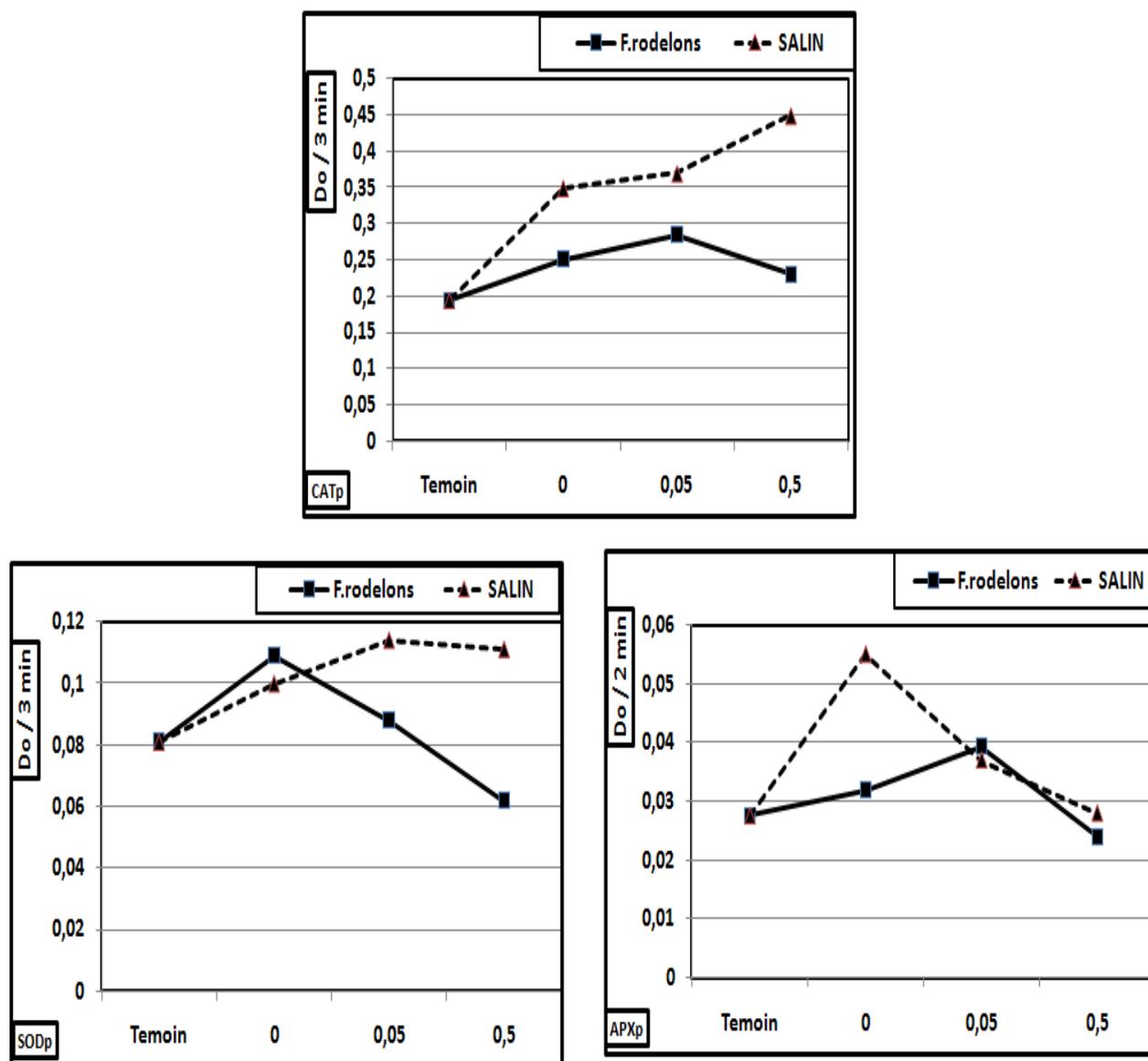


Figure 23: Effet du stress salin et du *F. redolens* sur l'activité de certains enzymes antioxydant (CAT, APX, SOD) des plantes du pois chiche arrosées avec l'acide salicylique

Plusieurs études récentes ont démontré le rôle direct ou indirect que joue l'acide salicylique dans l'activation des enzymes antioxydants dans les cellules sous différents stress (Horvath et al. 2002; Kang et al. 2003). Yusuf et al (2012) ont reporté que l'AS accroît le système enzymatique antioxydant (SOD, CAT and POX), sous les différents stress, et en parallèle augmente la tolérance des plantes vis-à-vis les conditions de stress salin.

Aussi ces mêmes auteurs ont mentionné que la dose 0,5 mM peut causer la formation des ROS au cours de la photosynthèse et élève le stress oxydatif. Dihazi (2012) a mentionné que l'AS semble activer la catalase. Ceci est susceptible de limiter les endommagements associés aux réactions d'oxydation que les fortes teneurs en H₂O₂ pourraient engendrer au niveau des tissus au début du stress par le *Fusarium* chez le palmier dattier. Alors que Noreen et al (2009) ont reporté que l'AS sous stress salin, cause l'augmentation de l'activité de la SOD, mais il n'a aucun effet sur la CAT.

3. Influence de l'AS sur le rendement en graines

3.1. Analyse du rendement

Le rendement en graines est très déficitaire en présence des deux stress par rapport aux témoins, selon la figure 24.

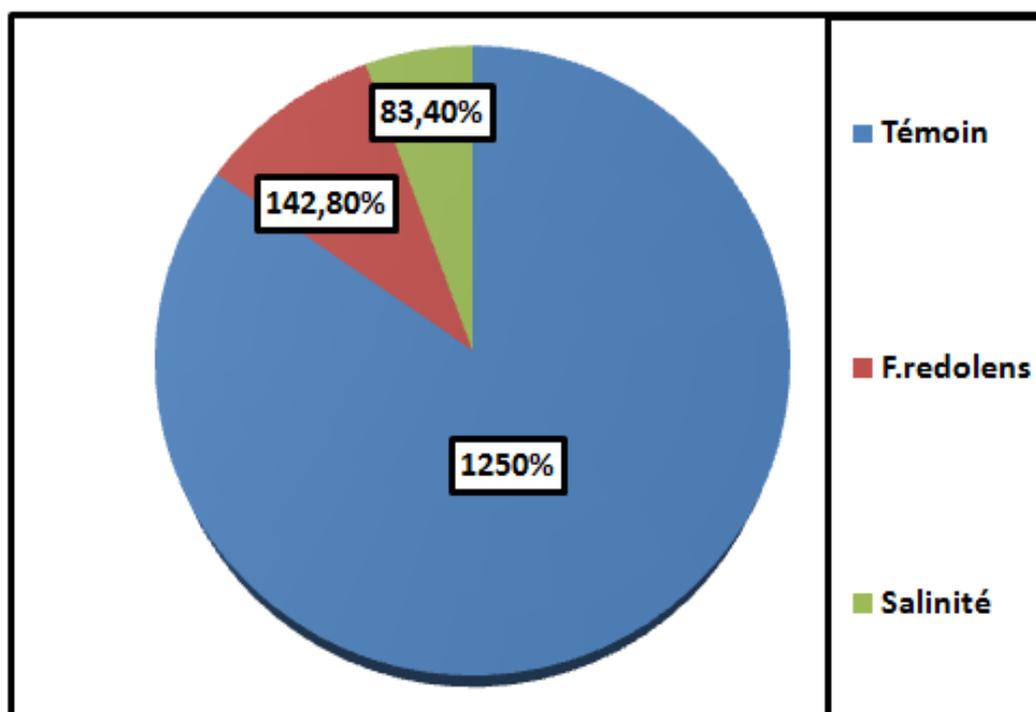


Figure 24 : Effet du stress salin et du *F.redolens* sur le rendement (%) en graines des plantes de pois chiche pour

Le rendement des plantes non traitées en graines est caractérisé par la réduction des taux des graines qui sont de petites tailles et d'un poids très bas (Fig 26 et 27). Ces résultats sont en corrélation avec ceux de (Vadez et al. 2007, 2012), Sohrabi et al. (2008) pour le NaCl et Chaithra, (2009) pour le *Fusarium.sp.*

Ils ont déclarés que le rendement du pois-chiche est affecté, soit par la réduction du taux des graines germées, soit par l'augmentation du taux des graines infectées qui sont caractérisés par de petites tailles et qui sont incapables de germer.

Par contre, les rendements obtenus sous l'influence des deux concentrations de l'AS sont considérablement variés, selon la figure 25, mais sont faible comparativement au témoin.

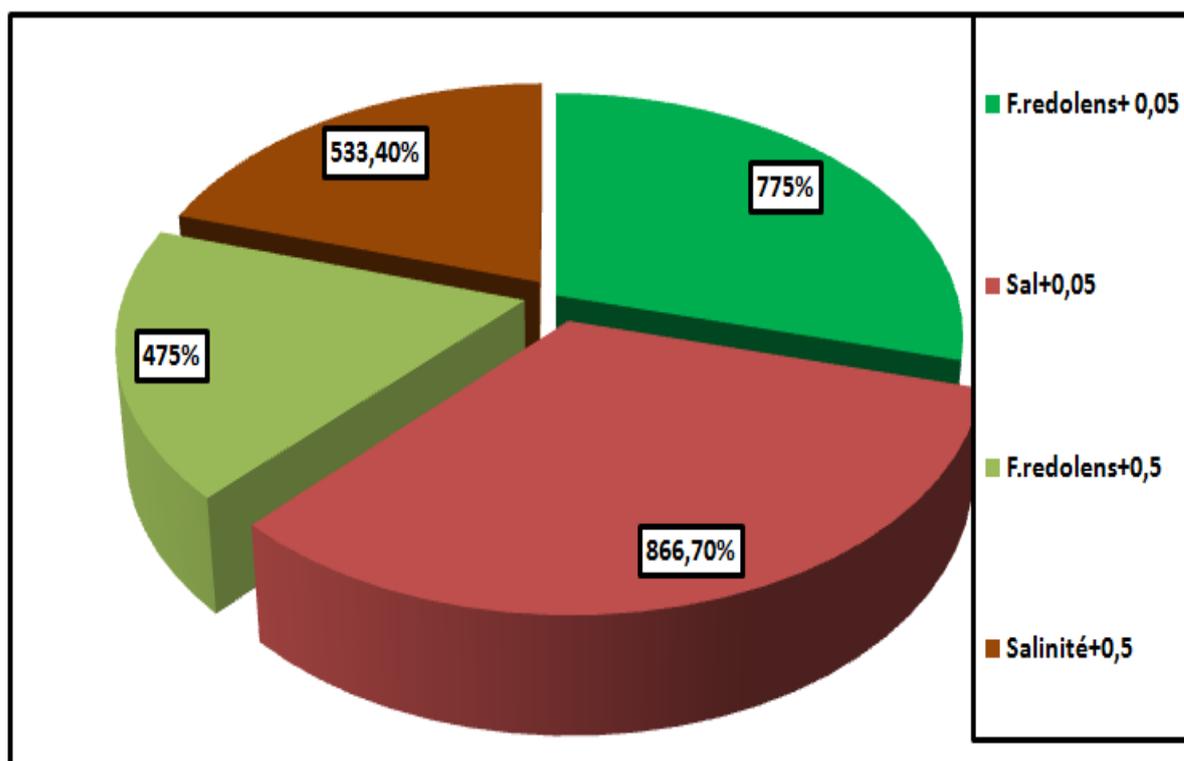


Figure 25: Effet du stress salin et du *F.redolens* sur le rendement (%) en graines des plantes de pois-chiche arrosé avec l'acide salicylique

Néanmoins, l'étude des graines issues des plantes traitées par l'AS ont montré une amélioration variable et bien distingué, soit par rapport aux calibre (Photos 07et 08), ou du poids des graines. Nous avons pu constater que la dose 0,5 mM AS était plus efficace sur le poids des graines que sur le rendement en graines par rapport à 0,05 mM AS que le rendement était plus élevés que le poids. Contrairement, 0,05 mM était plus tolérante aux rendements en graines et en poids par rapport à 0,5 mM AS sous l'effet du *F.redolens* que 0,5 mM AS. (Fig 28 et Fig 30).

3.2. Poids des graines :

Il est important de signaler que la production végétale et le rendement sont deux critères liés au potentiel du cycle de développement de la plante, qui débute par la germination des graines jusqu'au rendement des plantes.

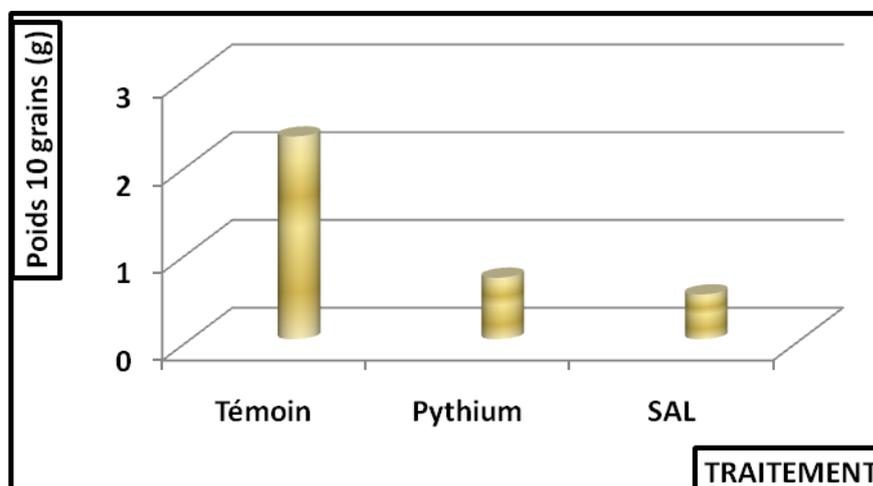


Figure 26 : Effet du stress salin et du *Fusarium redolens.sp* sur le poids des graines des plantes de pois-chiche

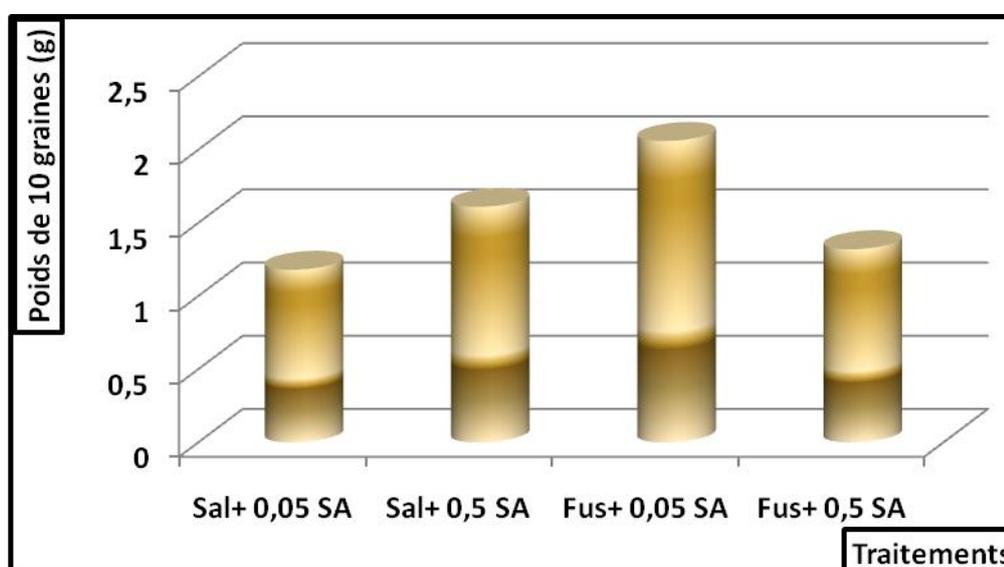


Figure 27: Effet du stress salin et du *Fusarium redolens.sp* sur le poids des graines des plantes de pois chiche arrosé avec l'acide salicylique

La compréhension du rôle de l'AS dans la résistance des plantes aux différents stress est liée à son rôle physiologique. Salehi et al. (2011), Hayat et al (2010), Raskin (1998) ont indiqué que l'effet de l'acide salicylique sur les paramètres physiologiques dépend de la concentration appliquée, l'espèce, le stade de développement et les conditions de l'environnement.

Dans le cadre de ce travail, Nous avons essayé de coupler l'intervention de l'AS dans l'amélioration des paramètres biochimiques de germination et du développement et leurs impacts sur le rendement final des plantes en graines. Ces analyses nous ont permis de mettre en évidence l'impact de cette molécule sur l'activation ou l'inhibition de certains composés biochimiques qui sont à la fois des composés de rendement qualitatif et des molécules intervenant dans les mécanismes de réponses aux différents stress tels que les protéines, la proline, les sucres solubles, les polyphénol ainsi que l'activité antioxydant.

Au cours du premier volet de ce travail, nous avons procédé à une comparaison entre le comportement de cette variété dans les conditions normales et celles stressées par la salinité ou les champignons, au cours de la germination et le développement, nous avons constaté une réduction des taux des graines germées et des plantes développées. Le métabolisme des graines est très difficile à détecter, notamment sous stress biotique.

Soit le stress salin ou le *P. ultimum* ont causé une diminution significative du taux de germination, en parallèle nous avons remarqué un déficit en protéines contre une augmentation en sucre solubles et en polyphenol. Parallèlement, nous avons remarqué que les teneurs en flavonoïdes ont diminuée, au cours des deux stress. Par contre, les tannins ont diminué avec le stress salin, mais, ils ont fortement augmenté, après l'inoculation par le *champignon*. Peut être c'est du à son rôle dans le renforcement des parois.

Tableau 13: Analyse de variance des paramètres de germination des graines traitées par l'acide salicylique et stressées par la salinité (P < 0.05).

Source (Salinité)	Germination	Prot	Prol	Poly	FLV	TC	TH	IP% IP%
0	903,80	1,59	3,78	0,30	1,79	0,77	1,59	3,27
0,05mM	354,37	0,53	5,16	3,70	0,93	0,94	0,53	1,95
0,5 mM	405,14	5,91	6,321	0,87	1,16	1,11	5,91	2,36

Le stress antioxydant a montré une réduction remarquable accompagné par une diminution dans l'activité des enzymes antioxydants (CAT, SOD et APX).

Ces résultats indiquent une relation entre le déficit de la germination et la réduction des composés biochimiques à part les tanins condensés qui ont enregistré une accumulation, ils semblent intervenir dans le renforcement des parois cellulaires.

Tableau14: Analyse de variance des paramètres de germination des graines traitées par l'acide salicylique et inoculée par le *P. ultimum* ($P < 0.05$).

Source (<i>P.ultimum</i>)	<i>Germination</i>	<i>Prot</i>	<i>Prol</i>	<i>Poly</i>	<i>FLV</i>	<i>TC</i>	<i>TH</i>	<i>IP%</i>
0	351,41	7,19	0,18	1,72	2,06	0,41	7,19	2,77
0,05mM	205,55	12,44	0,25	0,95	5,49	0,06	12,43	2,23
0,5 mM	305,61	6,13	0,05	0,89	6,96	0,28	6,13	3,31

Suite à l'étude des plantes on a aussi constaté un abaissement dans le nombre des plantes développées et une augmentation dans la formation des nécroses. En parallèle, une diminution de la chlorophylle et des sucres a été enregistré, sous stress salin contre un accroissement sous stress biotique. Une accumulation des protéines et de la proline dans la partie végétative, ainsi qu'une hausse des teneurs en polyphenol, engendré par une augmentation des FLV, des TC et des TH. L'activité antioxydante s'est abaissée, malgré l'accélération de l'activité des enzymes antioxydant.

Malgré la stimulation des composés biochimiques dans la partie végétative, une réduction des plantes a été observée sous les différents stress. Plusieurs études ont démontré que les molécules de résistance contribue à la résistance des plantes, mais à un certains niveau peuvent aussi altérer leurs croissance.

Tableau 15: Analyse de variance des paramètres de croissance des plantes traitées par l'acide salicylique et stressées par la salinité ($P < 0.05$).

Source (salinité)	<i>Plt</i>	<i>Chl</i>	<i>Proteines</i>	<i>Prol</i>	<i>Poly phenol</i>	<i>FLV</i>	<i>TC</i>	<i>TH</i>	<i>IP%</i>
0	36,7	6926,41	0,37	0,37	585,74	417,79	0,77	1,58	25,24
0,05mM	50	6060,12	2,12	0,9	384,17	562,86	0,94	0,53	13,47
0,5 mM	60	1331,28	1,12	0,47	245,58	380,61	1,12	5,92	5,32

Le deuxième volet de cette thèse a consisté à mettre en évidence le rôle du traitement par l'acide salicylique dans des conditions de stress abiotique ou biotique, par la comparaison de ces résultats et celles obtenues chez les graines et les plantes non traitées, et nous avons essayé d'associer ces constatations aux mesures effectuées sur les paramètres biochimiques.

L'analyse comparative nous a permis d'enregistrer une augmentation du pourcentage de germination (Metraux et al, 1990 ; Mccue et al., 2000 ; Shakirova , 2003 ; Deef , 2007) sous stress salin, et (Raskin1992 ; Lucas and Lee, 2004 ; Kachroo et al, 2005) en présences des phytopathogènes.

Ainsi que l'amélioration de la croissance des plantes, sous le stress abiotique (Szepesi et al, 2005 ; Enyedi et al, 1992 ; Khodary ,2004 ; Gunes et al, 2007 ;Yildirim et al,2008; Preston et al, 2009, Gharib and Hegazi, 2010, Rivas-San Vicente and Plasencia, 2012), et le stress biotique (Ward et al,1991; Metraux, 2002, Khan et al., 2003; Fariduddin et al., 2003).

Tableau 16: Analyse de variance des paramètres de croissance des plantes traitées par l'acide salicylique et inoculé par le *Fusarium rodolens* ($P < 0.05$).

Source (<i>F.redolens</i>)	<i>Plt</i>	<i>Chl</i>	<i>Proteines</i>	<i>Prol</i>	<i>Poly phenol</i>	<i>FLV</i>	<i>TC</i>	<i>TH</i>	<i>IP%</i>
0	25	2365,04	1,11	0,028	508,93	64,05	3,78	3,78	1,73
0,05mM	55	2588,53	1,06	0,17	955,37	117,48	5,168	5,16	4,94
0,5 mM	40	2513,44	0,40	0,05	372,62	124,68	6,328	6,32	11,65

Néanmoins, le traitement était plus efficace contre la salinité que l'impact des champignons, nous avons aussi noté que la dose la plus fiable était 0,05mM SA. Ces résultats concordent à ceux de plusieurs travaux soit sur le pois chiche ou d'autres plantes. Par ailleurs, l'application de l'AS a engendré une augmentation du pourcentage des graines germées, Excepté la dose 0,5 mM qui a causé une forte réduction des graines germées en présence du *P. ultimum*.

Une forte accumulation des protéines spécialement sous stress salin par rapport au stress biotique a été enregistrée. Aussi les teneurs en proline étaient très élevées contre une réduction des sucres et des polyphénols, avec toutes les doses appliquées et en présence des différents stress.

Parmi les poly phénol analysés nous avons pu constater une réduction des flavonoides contre une forte augmentation des TC et des variations dans les TH. De plus, une hausse de l'activité antioxydante a été notée, couplé à une stimulation de l'activité des enzymes CAT et SOD contre la diminution de l'activité de l'APX.

A la suite du traitement par le SA, nous avons noté une augmentation de quelques molécules biochimiques étudiées (protéines, proline, activités antioxydant et des TC).

Nous pouvons suggérer que l'AS à contribué à l'augmentation de la germination et de ces composés. Mais il est difficile de trouver une explication complète, au niveau de la germination car, il y a toujours une compétition entre l'assimilation de la graine en germination et l'utilisation du *P. ultimum* pour ces composés, comme les sucres, les acides aminés et les protéines.

Concernant l'arrosage des plantes par l'AS, une augmentation du pourcentage des plantes développées accompagné par une hausse des longueurs des tiges et du nombre des feuilles, ainsi qu'une réduction des nécroses a été remarquée.

Arshad et al., (2004), Noor et al., (2003) ont remarqué que le rendement en graines est en corrélation positive avec la biomasse aérienne et la hauteur des plantes. Nous avons remarqué une augmentation des teneurs en chlorophylle sous les deux stress et avec les deux doses. Nous avons pu souligner que les composés biochimiques ne sont pas affectés de façon similaire par l'acide salicylique.

L'assimilation des protéines était significativement élevée dans toutes les conditions (Rajjou *et al.* 2006; Zhang et al.2015). Les teneurs en proline et des sucres ont diminué en général avec une faible augmentation avec 0,5mM.

Les quantités des polyphénol sont significativement élevées sous les deux stress et avec les deux doses couplées par une augmentation des FLV, TC et TH (Marfek, 2003; Amalesh *et al*, 2011; Javed *et al*, 2014).

Leur accumulation serait fort possible à l'origine de l'augmentation de la résistance du pois chiche et l'amélioration des paramètres de croissance et du rendement. Hayat *et al* (2009) Dihazi (2012) ont démontré la relation entre l'augmentation de la partie végétative et le taux des polyphénols suite à l'application de l'AS.

L'analyse par HPLC a aussi montré des résultats différentielles dans l'apparition des pics correspondant à la variation des composés phénoliques dans les plantes non traitées et traitées par l'AS, avec les différents stress (Figure 21 et 22).

Parallèlement, l'AS a entraîné une accélération de l'activité antioxydante sous les différents stress, accompagné par une forte activation de la CAT et SOD contre une diminution de l'activité de l'APX soit une activation de la CAT et APX contre une diminution de la SOD, excepté avec la dose 0,5 chez les plantes stressées par le *F. redolens*, nous avons enregistré une diminution de l'activité des trois enzymes, ce qui explique aussi la mort des plantes à la fin de l'expérience.

Ghasemzadeh *et al*. (2012) Alasalvar *et al.*, (2009); Prior and Gu, (2005) Williams and Harbone (1989); Chérif *et al* (2007) ont révélé que l'accumulation des polyphénol active les mécanismes antioxydants de défenses chez les plantes.

La culture du pois chiche en Algérie est caractérisée dans toutes les régions par un rendement très faible entravant son développement. Ces causes sont à rechercher dans les aspects éco-physiologiques donc techniques et scientifiques qui à ce jour n'ont pas tous été élucidés. Le souci majeur étant d'améliorer la culture et le rendement du pois chiche, de nombreuses stratégies ont été mises en œuvre.

Une compréhension des mécanismes physiologiques du stress pourrait ouvrir la voie à une meilleure maîtrise des pratiques agronomiques en milieu défavorable pour identifier et caractériser les sources de résistance, connaître les mécanismes des réactions de défense, comprendre les mécanismes du contournement des résistances, évaluer la durabilité des résistances, proposer des stratégies d'amélioration et d'utilisation des résistances. L'amélioration des plantes, vis à vis de leur tolérance aux conditions environnementales, passe par une meilleure compréhension des réponses adaptatives des plantes résistantes aux stress.

Certaines substances végétales ont été utilisées comme molécules de bio-contrôle ou de défense. L'acide salicylique est un composé phénolique qui provoque sous conditions une ou plusieurs réactions biochimiques modifiant le métabolisme, les constituants et le comportement des plantes ou stimulent leur croissance.

L'objectif primordial de cette thèse a été la compréhension des interactions de ce composé dans les stratégies de défense des plantes mises en jeu lors du stress salin ou du stress biotique, et certains composés biochimiques, particulièrement ceux impliqués dans les processus de résistance. Notre étude repose sur l'utilisation de l'acide salicylique comme traitement des graines en germination et des plantes en croissance du pois chiche par différentes concentrations d'acide salicylique sous conditions soit de stress salin soit par l'inoculation par les champignons ; *P.ultimum* et *F. redolens*. Cette étude a été couronnée par des analyses biochimiques. Enfin une évaluation du rendement a été réalisée, dans les circonstances normales, les conditions

de stress sans traitement et les conditions de stress après l'application de l'AS.

A travers ces résultats obtenus sur la germination et la croissance des plantes, nous avons pu confirmer que l'acide salicylique a un rôle positif dans l'amélioration de la germination, la croissance et également sur le rendement des plantes. Néanmoins cet effet n'a pas atteint le seuil des observations obtenues chez les témoins.

La première étape nous a permis d'évaluer la germination, les caractéristiques morphologiques, et en particulier le comportement biochimique du pois chiche dans les deux phases de croissance. Ces traits nous ont permis de nous renseigner sur le fonctionnement de cette plante dans les conditions favorables.

Suite à la première étude, il s'est avéré nécessaire de déterminer l'influence du stress salin et l'effet du Pultimum en germination et *F. redolens* pendant le développement sans l'utilisation du traitement. Cette étape nous a permis de comparer le comportement morphologiques et physiologiques du pois chiche dans les conditions de stress salin et en cas de stress biotique. En plus, cette étude a permis de montrer des caractéristiques biochimiques communes entre les deux stress abiotique et biotique chez cette plante, intervenant comme molécules de tolérance en ce qui concerne le stress biotique et des molécules de résistance sous stress abiotique.

Suite à l'application du traitement par l'acide salicylique, nous avons pu dans un premier lieu évaluer l'intervention de cette molécule dans l'amélioration du pourcentage de germination, dans le développement des plantes et aussi dans la réduction des nécroses chez la plante. Les analyses réalisés sur certains composés biochimiques (protéines, proline, polyphénol) ont montré des variations bien distinguées, ce qui prouve le rôle que joue cette molécule dans certains processus physiologiques de synthèse qui animent la défense des plantes. Aussi, nous avons pu enregistrer une augmentation dans l'activité antioxydante ainsi que le comportement de certaines enzymes antioxydants, sous les différents stress et en présence de l'AS appliquées.

Cette partie, nous a orienter sur le choix des doses bien déterminé qui doivent être appliqué pour le pois chiche, ou bien pour chaque espèce.

Nous avons remarquées que sous les deux stress, la plus faible concentration de l'AS a eu des impacts significatifs à différents stades du fonctionnement de la plante, sans toutefois affecter le rendement qualitatif de la plante.

Néanmoins, l'application de l'acide salicylique à de fortes doses peut diminuer ou inhiber la germination des graines. On peut suggérer que la dose 0,05 mM est la concentration la plus fiable à utiliser pour traiter les graines de pois-chiche pendant la germination et la croissance. Par ailleurs, la dose 0,5 mM a eu un effet bénéfique dans les deux stress, mais moins efficace que la dose 0,05 mM. Par contre, la dose la plus élevée 1 mM a causé une inhibition complète de la germination de cette espèce.

Enfin, une analyse du rendement a été effectuée en prenant en considération le nombre et les poids des graines issues de toutes ces expériences. Nous pouvons suggérer qu'il y a une relation étroite entre les caractéristiques de la germination et de croissance, ainsi que leur rôle relatif dans l'établissement des paramètres du rendement chez les plantes. En parallèle, nous avons constaté que l'acide salicylique peut améliorer modérément le rendement final de la plante.

Néanmoins, il est difficile de contrôler à quelle stade ce composé peut être appliqué et quelle est la dose adapté à chaque stade. Ainsi, il est donc impératif de poursuivre la recherche afin d'établir une meilleure doses de l'acide salicylique susceptible de conférer une protection maximale aux pois chiche et à d'autres légumineuses.

Références bibliographiques

A

- Abad et al.1996. Mechanisms of resistance to plant diseases, de Alan J Slusarenko. 2002. Dordrecht Kluwer.
- Abdelly, C., Ozturk Ashraf M et Grignon C. 2008. Biosaline agriculture and high salinity tolerance. (EDS) Birkhausen velgag/ KL Swizerland, 367 p 102 illus.
- Abramovitch, R.B. and Martin, G.B. 2004. Strategies used by bacterial pathogens to suppress plant defenses. *Curr. Opin. Plant Biol.* 7, 356–364.
- Ahmad P, Hakeem KR, Kumar A, Ashraf M, Akram NA. 2012. Salt-induced changes in photosynthetic activity and oxidative defense system of three cultivars of mustard (*Brassica juncea* L.). *Afr J Biotech.*11:2694–2703
- Ahmad P, Umar S.2011. Oxidative stress: role of antioxidants in plants. Studium Press, New Delhi.
- Pareek A., Sopory S.K., Bohnert H.J., eds (Dordrecht, The Netherlands: Springer), pp. 245–262.
- Apse, M.P. and Blumwald, E.; 2007. Na⁺ transport in plants. *FEBS Lett.*, 581(12) : 2247-2254.
- Arbia A, Bouaziz S, Abdelatif B, Ismail EH, Mohamed C. 2006. Effect of Rhizobium isolates on isoflavonoid levels in chickpea plants infected with *Fusarium oxysporum* f. sp. *Ciceris*. *Phytopathol. Mediterr*; 45:24–34.
- Arfan M, Athar HR, Ashraf M .,2006. Exogenously application of salicylic acid on the modulation of photosynthetic in heat in salt stress.
- Arvayo-Ortiz Rosa Marina, Martin Esqueda, Evelia Acedo-Felix, Alfonso Sanchez and Aldo Gutierrez. 2011. Morphological Variability and Races of *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris* associated with Chickpea (*Cicer arietinum*) Crops. *American Journal of Agricultural and Biological Sciences* 6 (1): 114-121.
- Ashraf M and Foolad MR ,2007. Roles of glycine betaine and proline in improving plant abiotic stress resistance. Department of Botany, University of Agriculture, Faisalabad 38040, Pakistan
- Awika, J.M., L.W. Rooney, X. Wu, R.L. Prior and L. Cisneros-Zevallos, 2003. Cisneros zevallos L. screening methods to measure antioxidant activity of sorghum *Sorghum bicolor* and sorghum products. *J. Agric. Food Chem.*, 51: 6657-6662.
- Ayadi. A., 1986. Analyse agronomique de différents types de pois chiche - Influence de ladate de semis. Diplôme d'agronomie approfondie. ENSA, France, 73p
- Aydi S, Sassi S, Abdelly C, 2008. Growth, nitrogen fixation and ion distribution in *Medicago truncatula* subjected to salt stress. *Plant and Soil* 312: 59-67.

B

- Baker et Rahman, 2002. A possible role for photosystem II in environmental perturbations of photosynthesis, *Physiol. Plant* 81 (1991) 563–570. 46.
- Balibrea ME, Amico DJ, Bolarín MC, Perez AF ,2000. Carbon partitioning and sucrose metabolism in tomato plants growing under salinity. *Physiol. Plant*, 110: 503-511.
- Banu et al., 2008. Proline and glycinebetaine induce antioxidant defense gene expressionand suppress cell death in cultured tobacco cells under salt stress. *J Plant Physiol*
- Batamouny, 1993. Ecophysiology of halophytes and their traditional use in the Arab world. Advanced course on Halophyte utilization in Agriculture, 12- 23 Sept.1993, Agadir, Morocco.
- Bate Smith, 1972. Flavanoid compounds in Comparative Biochemistry ; H.S. Mason, A.M. Florkin, Academic Press, New York, 1962, 3, 755-809.
- Beauchamp C. et I. Fridovich (1971). Assay of superoxide dismutase. *Anal. Biochem.*, 4, 276-287.
- Bayuelo-Jiménez J. S., Jasso-Plata N, and Ochoa I. 2012. Growth and Physiological Responses of Phaseolus Species to Salinity Stress. *International Journal of Agronomy*. Article ID 527673, 13 pages
- Belabid L., Fortas Z, Dalli D, Khiare M., . Amdjad D, 2000. Flétrissement et pourriture racinaire de la lentille dans le nord-ouest Algérien. , *Phytopathologie, Institut d'agronomie, BP 763, Mascara, 29000 Algérie. Cahiers Agricultures*
- Belanger, R.R. ; Manion, P.D. et Greffin, D.H. 1990. Amino acid content of water-stressed plantlets of *Populus tremuloides* clones in relation to clonal susceptibility to *Hypoxyylon mammatum* in vitro. *Canad. J. Bot.* 68: 26-29.

Références bibliographiques

- Belkhoja M et Bidai Y. 2001. Analyse de la proline pour l'étude de la résistance d'une halophyte *Atriplex halimus* L. à la salinité. Laboratoire de Physiologie Végétale, Faculté des Sciences, Université d'Oran Algérie.
- Benabdeli K, Louissi M. et Belhadi A., 2010. Impact de la gestion négative des ressources naturelles (sol et eau) sur les potentialités alimentaires dans le monde arabe : cas de l'Algérie. Séminaire international sur la sécurité alimentaire et le libre échange. AMAECO Rabat (Maroc) 25-26 juin 2009
- Benhamou N, Gagne S, Quere DL, Dehbi L. 2000. Bacterial mediated induced resistance in cucumber beneficial effect of the endophytic bacterium *Serratia plymuthica* on the protection against infection by *Pythium ultimum*. *Phytopathol.* 90(1):45-46.
- Benhamou N, Rey P, Picard K, Tirilly, 1999. Ultrastructural and cytochemical aspects of the interaction between the mycoparasite, *pythium oligandrum*, and soilborne pathogens, *Phytopathol.* 89:45-56
- Benhamou N et Bélanger RR, 1998. Induction of systemic résistance to *pythium* damping-off in cucumber plants by benzothiadiazole: Ultrastructure and cytochemistry of the host response. *Plant J.* 14:13-21.
- Benhamou N et Lafontaine PJ, 1995. Ultrastructural and cytochemical characterization of elicitor-induced response in tomato root tissues infected by *Fusarium oxysporium* f.sp. *radicis-lycopersici*. *Planta*, 197:89-102.
- BenMbarek K., Boubaker M. et Hannachi C. 2012. Modélisation du rendement grain du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) du type « kabuli » sous les conditions édapho-climatiques du semi aride supérieur Tunisien
- BenMbarek Kamel . 2011. Comportement du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) du type « kabuli » vis-à-vis du stress hydrique et identification de géotypes tolérant la sécheresse
- Bennabi F., Belkhodja M., Boukraâ D., Bouhadda Y. and Salmi Z. 2013. The Attitude of a Saharan Variety *Tadalaghte (Phaseolus vulgaris* L.) put under Stress of Salinity. *Advanced Stud in Biol*, Vol. 5, no. 8, 347 – 362.
- BenNaceur, 2001. Effet du stress salin sur la germination, la croissance et la production en grains de quelques variétés maghrébines de blé ; *Science et changements planétaires / Sécheresse*, Vol.12, (3)167-74.
- Berger, J., S. Abbo, et N.C. Turner, 2003. Ecogeography of annual wild *Cicer* species: The poor state of the world collection. In: *Plant Genetic Resources*. *Crop Sci.* 43, 1076-1090.
- Bertrand A. 2007. Unité Mixte de Recherche INRA-UCBN EVA « Ecophysiologie Végétale, Agronomie et nutrition N, C, S ».
- Blumwald, E., Grover, A., et Good, A.G. 2004. Breeding for abiotic stress resistance: challenges and opportunities. 2004 « New directions for a diverse planet ». Dans *Proceedings of the 4th International Crop Science Congress*, 26 September – 1 October 2004, Brisbane, Australia.
- Bohlmann H & Apel K. 1991. Thionins. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 42, 227-240.
- Booker FL, Burkey KO, Overmyer K, Jones AM. 2004. Differential response of G-Protein Arabidopsis thaliana mutants to ozone. *New Phytol.* 162:633-641.
- Borsani O, Zhu J, Verslues PE, Sunkar R, Zhu JK. 2005. Endogenous siRNAs derived from a pair of natural cisantisense transcripts regulate salt tolerance in Arabidopsis. *Cell* 123:1279–1291
- Bouarab K, Melton R, Peart, Baulcombe D, Osbourn A. 2002. A saponin-detoxifying enzyme mediates suppression of plant defense. *Nature*, 418:889-892.
- Boudart G, Charpentier M, Lafitte C, Martin ez Y, Jauneau A, Gaulin E, Esquerré-Tugayé MT, and Dumas B. 2003. Elicit or Activity of a fungal endopolygalacturonase in tobacco requires a functional catalytic site and cell wall localization. *Plant Physiol* 131: 93-101.
- Boukraâ DJ., 2007. Interaction d'acide salicylique et le métabolisme de la proline et des sels minéraux chez *Atriplex halimus* L. sous stress salin. Magister en physiologie végétale. Univ. Es-Senia. Oran.
- Boukraâ D, Benabdeli K, Belabid L, Bennabi L, 2012. Effect of salinity on chickpea seed germination pre-treated with salicylic acid. *Scientific Journal of Biological Sciences* (2013) 2(4) 86-93.
- Bouzerzour, H., A. Djekoune, A. Benmhammed et L. Hassous, 1998. Contribution de la biomasse aérienne, de l'indice de récolte et de la précocité au rendement en grain de l'orge (*H. vulgare* L.) en zone semi-aride d'altitude. *Cahiers Agricultures*; 7, 307 – 317.

Références bibliographiques

Bouznad, Z., M.E.H. Maatougui and M. Labdi, 1996. Importance et distribution géographique des maladies fongiques des légumineuses alimentaires en Algérie. In : Proceeding du symposium régional sur les maladies des céréales et des légumineuses alimentaires, 11-14 Novembre 1996, Rabat (Maroc). Projet Mghrèbin PNUD/RAB/91/007

Bradford M. M. 1976. A rapid and sensitive technique to determine protein concentrations. *Anal Biochem.* 72: 248-254.

Brueggeman R, Rostoks N, Kudrna D, Kilian A, Han F, Chen J, Druka A, Steffenson B, and Kleinhofs A. 2002. The barley stem rust-resistance gene Rpg1 is a novel disease- resistance gene with homology to receptor kinases. *Proc Natl Acad Sc USA*, 99: 9328-9333.

Brun. A., 1983 BRUN A., 1980. Effets comparés de différentes concentrations de NaCl sur la germination, la croissance et la composition minérale de quelques populations de luzernes annuelles d'Algérie. Thèse 3^{ème} cycle, USTL, Montpellier, 72p.

Braune , 1988. Pois –chiche culture –utilisation (Brochure) .Ed .ITCF 11p

Brink M., Belay G. 2006. Ressource végétales de l'Afrique tropicale 1 céréales et légumes secs. Fondation PROTA, Wageningen, Pays-Bas/Backuys Publishers, Leiden, Pays-Bas/ CTA, Wageningen, Pays-Bas: 328 pp.

Brueggeman R, Rostoks N, Kudrna D, Kilian A, Han F, Chen J, Druka A, Steffenson B, and Kleinhofs A. 2002. The barley stem rust-resistance gene Rpg1 is a novel disease- resistance gene with homology to receptor kinases. *Proc Natl Acad Sc USA*, 99: 9328-9333.

C

Chaithra M. 2009. Studies on seed-borne fungal pathogens of Chickpea and their management with special reference to *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. Master of Science (Agriculture. Department of plant pathology college of agriculture, dharwad university of agricultural sciences, Dharwad - 580 005

Chandrashekhar, V., Murumkar., Prakash, D., Chavan., 1986. Influence of salt stress on biochemical processes in Chickpea, *Cicer arietinum* L. Department of botany, Shivaji University, Kolhapur, 416 004, India.

Chappelle E.W., Kim M.S. et McMurtrey J.E. 1992. "Ratio analysis of reflectance spectra (RARS): An algorithm for the remote estimation of the concentrations of chlorophyll A, chlorophyll B, and carotenoids in soybean leaves", *Remote Sensing of Environment*, 39(3):239-247.

Chaves M.M., J.S. Pereira, J. Maroco, M.L. Rodrigues, C.P.P. Ricardo, M.L. Osorio, I. Carvatho, T. Faria and C. Pinheiro. 2002. How plants cope with water stress in the field photosynthesis and growth? *Ann. Bot.*, 89: 907–916

Chong, J., Pierrel, M.-A., Atanossova, R., Werck-Reichert, D., Fritig, B., and Saindrenan, P. 2001. Free and conjugated benzoic acid in tobacco plants and cell cultures: Induced accumulation upon elicitation of defense responses and role as salicylic acid precursors. *Plant Physiol.* 125, 318–328.

Chouaki, 2006. Deuxième rapport national sur l'état des ressources phytogénétiques INRAA. 92 p. Commission's the 6th framework programme for research. Istanbul technical university. Turkey.

Christianson, M. L., and Duffy, S. H., 2002. Dose-dependent effect of salicylates in a moss, *Funaria hygrometrica*. *J. Plant Growth Regul.*, 21: 200-208.

Clerivet A, Alami 1, Breton F, Garcia D et Sanier C., 1996. Phenolic compounds and plant resistance to pathogenic microorganisms. *Acta Bot. Gd.* 143(6): 53 1-538.

Combe, E. ; Achi, T. ; Pion, R., 1991. Utilisations digestive et métabolique comparées de la fève, de la lentille et du pois chiche chez le rat. *Reprod. Nutr. Dévelop.*, 31: 631-646

Cordovilla MP, Ocana A, Ligerio F, Lluch C, 1995. Salinity effects on growth analysis and nutrient composition in four grain legumes Rhizobium symbiosis. *J Plant Nutr* 18(8):1595-1609

Cortés-Giraldo I, Megías C, Alaiz M, Girón-Calle J, Vioque J. 2016. Purification of free arginine from chickpea (*Cicer arietinum*) seeds. *Food Chem.* 2016 Feb 1;192:114-8.

Crutzen P.J., Mosier A.R., Smith K.A. et Winiwarter W., 2007. N₂O release from agro-biofuel production negates global warming reduction by replacing fossil fuels. *Atmos. Chem. Phys. Discuss.* 7, 11191-11205

D

Dalhoumi, D., M.M. Harrabi, S. Rezgui, et O. Bel Hadj, 1999. Caractérisation biochimique des espèces annuelles, cultivées et sauvages, du pois chiche (*Cicer arietinum* L.) ; 6^{èmes} Journées Nationales

Références bibliographiques

Davis M.A. et Bockus W.W. 2001. Evidence for a *Pythium* sp. as a chronic yield reducer in a continuous grain sorghum field. *Plant Dis.* 85:780-784.

Davis M.A. et Bockus W.W., 2001. Evidence for a *Pythium* sp. as a chronic yield reducer in a continuous grain sorghum field. *Plant Dis.* 85:780-784.

Davis P.H. 1969. Materiel for a flora of Turkey, XIX - Leguminosae -Viciae, *Notes Roy. Bot.Gard.Ed.*29,312-313.

Debez A, Chaibi W, Bouzid S., 2001 - Effet du NaCl et de régulateurs de croissance sur la germination d'*Atriplex halimus* L. *Cah Agric ; 10 : 135-8.*

Delgado M.J., Ligerio F. Lluch C. 1994. Effects of salt stress on growth and nitrogen fixation by pea, faba-bean, common bean and soybean plants," *International Soil Biol. Biochem*, vol. 26, pp. 371-376, 1994

Demeyer K., et Dejaegere R.1997. Nitrogen and alkaloid accumulation and partitioning in *Datura stramonium* L. , " *Journal of Herbs, Spices & Medicinal plants.* 5: 15-23.

Dempsey, D.M.A., Shah,J., Klessig, D.F.1999. Salicylic acid and disease resistance in plantas. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 18: 547-575.

Dewdney J, Reuber TL, Wildermuth MC, Devoto A, Cui J, Stutius LM, Drummond EP, and Ausubel FM. 2000. Three unique mutants of *Arabidopsis* identify eds loci required for limiting growth of a biotrophic fungal pathogen. *Plant J*, 24: 205-218.

Dhawan S., Pathak N., Gary K.L., Mishra (A.), Agrawal (O.P. 1991 . Effect of temperature on some fungal isolates of Ajanta wall paintings. *Biodeterioration of cultural property.* - Proc. Int. Conf., 20-25 Febr. 1991, Lucknow, India, 339-352.

Diallo A. 2005.Etude de la phytochimie et des activités biologique de *Syzygium guineense* ; Thèse de Doctorat en Pharmacie, Université BAMAKO, MALI ; p: 38-47.

Dihazi A. 2012. Interaction Palmier dattier-*Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* : Induction des réactions de défense par l'acide salicylique et rôle de quelques microorganismes antagonistes de l'agent pathogène dans le contrôle de la maladie du Bayoud. Doctorat National en Biotechnologies et physiologies végétales. Maroc.

Dihazi A, Jaiti F, Zouine J, EL Hassni M and EL Hadrami I. 2003. Effect of salicylic acid on phenolic compounds related to date palm resistance to *Fusarium oxysporum* f. sp. *Albedinis*. *Phytopathol. Mediterr.* (2003) 42, 9–16

Dietrich A, Small I, Cosset A, Weil JH, Maréchal-Drouard L. 1996. Editing and import: Strategies for providing plant mitochondria with a complete set of functional transfer RNAs+ *Biochimie* 78:518–529

Dua R.P.. 1992. Differential response of chickpea (*Cicer arietinum* L.) genotypes to salinity. *J. of Agric. Sci., Cambridge*, 119, 367-371.).

Duke J.A.. 1981. legumes of world economic importance Ed .Plenum press,New-York and London, 25p

Duke. 1992. Ageing rhizophora seedlings from leaf scar nodes: a technique for studying recruitment and growth in mangrove forests. *biotropica* 24(29), 173-186.

Duranti M, Gius C. 1997. Legume seeds: Protein content and nutritional value. *Field Crops Resh*, 53, 31-45.

E

ElOirdi M. 1996. Contribution à l'étude de la pyriculariose de riz due à *Pyricularia oryzae*. Application de quelques moyens de lutte chimique. Thèse Doct. 3e cycle Univ. Ibn Tofaïl, Fac. Sci. Kénitra, Maroc, 1996, 139 p

El-Tayeb, M.A., A.E. EL-Enany, N.L. Ahmed, 2006. Salicylic acid- induced adaptive response to copper stress in sunflower (*Helianthus annus* L.).*Plant Growth Regul.*, 50: 191-199.

Enyedi aj, yalpani n et raskin 1., 1992. localization of free and conjugated forms of salicylic acid in leaves of tmv-inoculated tobacco. *Phytopathology* 82(2): 242-243.

F

Fabro G, Kovacs I, Pavet V, Szabados L, Alvarez ME.2004. Proline accumulation and AtP5CS2 gene activation are induced plantpathogen incompatible interactions in *Arabidopsis*. *Mol Plant Micro Interac* 17:343–350

Références bibliographiques

Faghire M, Bargaz A, Farissi M, Palma F, Mandri B, Lluch C. 2011. Effect of salinity on nodulation, nitrogen fixation and growth of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) inoculated with rhizobial strains isolated from the Haouz region of Morocco. *Symbiosis* 2011; 54, DOI: 10.1007/s13199-011-0144-0.

Fariduddin, Q.; Hayat, S.; Ahmad, A.2003. Salicylic acid influences net photosynthetic rate, carboxylation efficiency, nitrate reductase activity, and seed yield in *Brassica juncea*. *Photosynthetica*, v. 41, p.281-284, 2003.

Farissi Mohamed, Aziz Faissal, Bouizgaren Abdelaziz, and Ghoulam Cherki, 2014. La symbiose Légumineuses-rhizobia sous conditions de salinité : Aspect Agro-physiologique et biochimique de la tolérance. *International Journal of Innovation and Scientific Research* ISSN 2351-8014 Vol. 11 No. 1 Oct. 2014, pp. 96-104.

Farissi M., Ghoulam C. and Bouizgaren A. 2013. Changes in water deficit saturation and photosynthetic pigments of Alfalfa populations under salinity and assessment of proline role in salt tolerance. *Agricultural Science Research Journals* 2013; 3: 29-35

Farmer, E.E., Weber, H., Vollenweider, S.1998. Fatty acid signaling in *Arabidopsis*. *Planta*, 206: 167–174.

Ferhad A. et Hireche A. 2002. Conditions de relance du secteur des légumes secs alimentaires en Algérie. *Proceeding* p : 11-31, séminaire national sur les légumineuses alimentaires en Algérie, H.B.Hadjar, 10-13 mai 2002.

Flowers T.J. 2004. Improving crop salt tolerance. *J. Exp. Bot.*, 55, 307-19.

Flowers TJ, Yeo AR.,1995. Breeding for salinity resistance in crop plants: what next. *Australian Journal of Plant Physiology* 22, 875-884.

Fodor J, Gullner G, Ádám AL, Barna B, Komives T, Király Z. 1997. Local and systemic responses of antioxidants to tobacco mosaic virus infection and to salicylic acid in tobacco. Role in systemic acquired resistance *Plant Physiol* 1997; 114:1443– 1451

Fritig, B., T. Heitz, M. Legr. 1998. Antimicrobial proteins in induced plant defense. *Current Opinion in Immunology*, 10: 16–22.

G

Gandour, G. 2002. Effect of salinity on development and production of chickpea genotypes. *PhD Thesis. Aleppo University*, Faculty of Agriculture, Aleppo, Syria.

Geigenberger P., Reimholz R., Geiger M., Merlo L., Canale V. et Stitt M . 1997. Resolution of sucrose and starch metabolism in potato tubers in response to short-term water deficit. *Planta*.201: 502 -518 p.

Geoffroy, L., U. Frankart, and P. Eullaffroy. 2004. Comparison of different physiological parameter responses in *Lemna minor* and *Scenedesmus obliquus* exposed to herbicide flumioxazin. *Environ Pollution* 131: 233-241.

Geol, N. and Varshney, K.A. 1987. Note on seed germination and early seedling growth of two chickpea varieties under saline conditions. *Legume Research* 10: 34-36.;

Gharib, F.A., A.Z. Hegazi, 2010. Salicylic acid ameliorates germination, seedling growth, phytohormone and enzyme activity in Bean (*Phaseolus vulgaris* L.) under cold stress. *Journal of American science*, 6(10): 675-683.

Gilles christine gimeno,2009. Etude cellulaire et moléculaire de la germination chez *medicago truncatula*. Umr 1191, physiologie moléculaire des semences, 16 bd lavoisier, 49045 angers cedex 01

Girard, 1985 . L'installation du pois chiche de printemps. In - Bulletin FNAMS semences : 25-27

Graham, P. H. ; Vance, C. P., 2003. Legumes: Importance and constraints to greater use - Update on legume utilization. *Plant Physiol.*, 131

Gravot .A,2009. Les reponses de stress chez les végétaux. Support de cours. MI UE RFO. Equipe pédagogique Physiologie Végétale Université

Grennan, 2006. High Impact Abiotic Stress in Rice. An “Omic” Approach; *Plant Physiology*, April 2006, Vol. 140, pp. 1139–1141

Groome M.C., Axler S. et Gfford D.J., 1991, Hydrolysis of lipid and protein reserves in lobolly pine seeds in relation to protein electrophoretic patterns following imbibition. *Physiol. Plant*, 83, 99-106.

Guignard JL.,1998. Biochimie végétale, molécules de la croissance .p 234

Références bibliographiques

H

- Hajlaoui H. (2007) ; etude de la variabilité intraspecificque de tolérance au stress salin de pois chiche (cicer arietinum l) au stade germination.
- Halliwell B, Gutteridge JMC. 1989. Free radicals in biology and medicine. Clarendon Press; Oxford
- Hamada A.M., Al-Hakimi A.M.A. (2001) Salicylic acid versus salinity-drought-induced stress on wheat seedling. Rostl. Vър., 47: 444–450.
- Hamadache . 2000. Etude de la périodes de compétition des mauvaises herbes vis-à-vis d'une culture de pois chiche.rev céréaliculture n°22.Ed-ITGC EL-HARRACH Alger :13
- Hamdy A.,1999 - Saline irrigation and management for a sustainable use. In : Advanced Short Course on Saline Irrigation Proceeding,Agadir Marocco.152-227.
- Hanana, Mohsen; Hamrouni, Lamia; Olivier, Cagnac; Blumwald, Eduardo,2011. Mecanismes et strategies cellulaires de tolerance a la salinite (NaCl) chez les plantes. This material is published under license from the publisher through the Gale Group, Farmington Hills, Michigan. Environmental Reviews.
- Harborne JB, 1999. The comparative biochemistry of phytoalexin induction in plants. Biochemical Systematics and Ecology; 27:335-367.
- Hare PD, Cress WA ,1997. Metabolic implications of stress-induced proline accumulation in plants. Plant Growth Regul 21:79–10
- Hare, P.D., W.A. Cress, et J. Van Staden, 1998. Dissecting the roles of osmolyte during stress. Plant Cell Environ.21, 535-553.
- Hasegawa PM, Bressan RA, Zhu JK, Bohnert HJ. 2000. Plant cellular and molecular responses to high salinity. Ann Rev Plant Physiol Plant Mol . Biol 51:463-499.
- Haware, M.P., Nene, Y.L. and Rajeshwari, R. 1978. Eradiation of *Fusarium solani* f. sp. *Ciceri* transmitted in chickpea seed. *Phytopath.*, 68: 1364-1367.
- Hayat Q, Hayat S, Irfan M. Ahmad A. 2010. Effect of exogenous salicylic acid under changing environment: A review. Environmental and Experimental Botany, 68: 14-25.
- Hayat S., Ali, B., Ahmad, A.2007. Salicylic acid: biosynthesis, metabolism physiological role in plants. Hayat A. Ahmad (eds.), *Salicylic Acid – A Plant Hormone*, 1–14.
- Heller R., Esnault.R., Lance.C.1998. Physiologie Végétale. Tome 1 Nutrition. Paris ; 323 p. ISBN : 2-10-048710-8 -105-108
- Heitz JR. 1995. Pesticidal applications of photoactivated molecules. Light activated pest control.ACS Symp Ser 616: 1-16.
- Hennig J, Malamy J, Gryniewicz G, Lndulski J et Kiessig DF 1993. Interconversion of the salicylic acid signai and its glucoside in tobacco." Plant 4(4): 593-600.
- Hoog F. and Guarro J.1995. Medical mycology, London.
- Hopkins,W.G .2003. Physiologie vegetale. p 451- 464. p 66 -70.
- Horie T, Schroeder JI.2004. Sodium transporters in plants. Diverse genes and physiological functions. Plant Physiol 136:2457-2462
- Huang D, Ou B, Prior RL.2005. The chemistry behind antioxidant capacity assays. Journal of Agricultural and Food Chemistry 2005; 53:1841-1856.
- Hubac, 1990. Croissance et développement de végétaux.Impact de la salinité et de l'aridité sur la croissance, le développement et l'amélioration des végétaux.Séminaire Univ.Oran,28 p.

I

- ICARDA, 1992. Annual Report for 1992; Center Agricultural Research Dry Areas, Aleppo,Syria; 145 pages.
- IDGC ,1987. Les mauvaises herbes des céréales d'hiver en Algérie.Ed. IDGC El- Harrach,Alger. p 152
- Ingram, J. et Bartels, D. 1996. The molecular basis of dehydration tolerance in plants, Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.47, 377–403
- Iyengar N.K,1939. Cytological investigation on the genus Cicer. Ann.Bot. 3: 271-305.

J

- Jaiswal, R. et N.P. Singh, 2001. Plant Regeneration from NaCl Tolerant Callus/Cell Lines of Chickpea, International Chickpea and pigeonpea Newsletter

Références bibliographiques

Jamian S. S., Mehrani S., Asilan K.S., Tabrizi A.T., Goharian A.2014. The Effects of Salinity Stress on Seed Germination and Seedling Growth of Three Medicinal Plants. *Intl J Farm and Alli Sci*. Vol (3): 299-303, 300.

Janda , e. Horváth, g. Szalai and e. Páldi. 2007. Role of salicylic acid in the induction of abiotic stress tolerance. *Agri research institute of the hungarian academy of sciences,2462, Martonvásár, pob. 19. Hungary*

Jimenez- Diaz R. M., Trapero-Casas A.Cabrera Dela Colina, J.,1989. Races of *Fusarium oxysporum f. sp. ciceri* infecting chickpea in southern Spain. *Vascular Wilt Diseases of Plants* Eds. Tjmos E. E. and Beckman, C. H., NATO ASI series vol. H28, Springer verlag, Berlin, pp. 515-520.

Jimenez-Gasco, M.M., J.A. Navez-Cortez & R.M. Jiméñez-Díaz, 2004. The *Fusarium oxysporum f. sp. ciceris/C. arietinum* pathosystem: A case study of the evolution of plant-pathogenic fungi into races and pathotypes. *Intern Microbiol* 7: 95– 104.

Johnson C, Boden E, and Arias J. 2003. Salicylic acid and NPR1 induce the recruitment of trans-activating TGA factors to a defense gene promoter in Arabidopsis. *Plant Cell*, 15: 1846-1858

Jones et Qualset, 1984. Reviews: The plant immune system. *Nature*, 444 : 323-329.

Jones M.M., Osmond C.B and Turner N.C., 1980. Accumulation of solutes in leaves of sorghum and sunflower in response to water deficit. *Aust. J. Plant Physiol.* 7 :193-205.

Joshi M, Srivastava R, Sharma AK, Prakash A.2012. Screening of Resistant Varieties and Antagonistic *Fusarium oxysporum* for Biocontrol of *Fusarium Wilt* of Chilli. *J Plant Pathol Microb* 3:134. doi: 10.4172/2157-7471.1000134.

K

Kachroo P, Venugopal SC, Nvarre DA, Lapchyk L Kachroo A. 2005. Role of salicylic acid and fatty acid desaturation pathways in salicylic acid-mediated signaling. *Plant Physiol.* 139: 1717-1735.

Katembe WJ, Ungar IA, Mitchell JP.1998. Effect of Salinity on germination and seedling growth of two *Atriplex* species *Chenopodiaceae*. *Ann Bot* ; 82:165.

Kauffmann S., Dorey S. et Baillieux F.2009. Vers une stratégie alternative de protection des cultures. *Biofutur*, 296,26-30.

Kessmann H, Staub T, Ligon J, Oostendorp M et Ryals J.,1994. Activation of systemic acquired resistance in plants. *Eur. J. Plant Pathol.* 100(6): 359-369.

Khan M. I. R., Khan N. A.2013. Salicylic acid and jasmonates: approaches in abiotic stress. *J. Plant Biochem. Physiol.* 1:e113 10.4172/2329-9029.1000.113.

Khan, W., B. Prithviraj and D.L. Smith, 2003. Photosynthetic response of corn and soybean to foliar application of salicylates. *J. Plant Physiol.*, 160: 485–492.

Khemiri H., Belguith H., Jridi T., Ben El Arbi M. & Ben Hamida J., 2004. Caractérisation biochimique d'une amylase active au cours du processus germinatif des graines de colza (*Brassica napus* L.). *Enzymologie et métabolisme*, pp.: 146-149. Congrès International de Biochimie. Marrakech 3-6 mai 2004

Khodary, S.E.A. 2004. Effect of salicylic acid on the growth, photosynthesis and carbohydrate metabolism in saltstressed maize plants. *International Journal of Agriculture and Biology* 6: 5-8.

Kim EH, Kim SH, Chung JJ, Chi HY, Kim JA, Chung IM. 2006. Analysis of phenolic compounds and isoflavones in soybean seeds (*Glycine max* (L.) and sprouts grown under different conditions. *European Food Research Technology* 2006; 222:201-208.

Kindscher ,1992. Medicinal wild plants of the prairie. University Press of Kansas, Lawrence.

Klarzynski, O. et B. Fritig. 2001. Stimulation des défenses naturelles des plantes. *C. R. Acad. Sci. Paris, Ser. III.* 324 : 953-963.

Klein, K. K., Correll, J. C.2001. Klein, K. K., Correll, J. C. (2001): Vegetative compatibility group diversity in *Fusarium*, Chapter 6, 83—96, in: Summerell, B. A., Leslie, J. F., Backhouse, D., 109 Bryden, W. L., Burgess, L. W. (ed.), *Fusarium* — Paul E. Nelson Memorial Symposium, The American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota, 392

Klessig DF, Mamaly J. 1994. The salicylic acid signal in plants. *Plant mol-biol.* 6(5):439-1458. *Plant.*, 58: 549-555.

Références bibliographiques

Korkmaz A, Zuzunlu m, demirkiran ar.,2007. Treatment with acetyl salicylic acid protects muskmelon seedlings against drought stress. Franciszed gorski institute of plant physiologie.polish academy of science. Krakaow.tyrkey

Kotula L, Khan M, Quealy J, Turner N, Vadez V, Kadambot H. M. Siddique, Peta L. Clode, Timothy D. Colmer. 2015. Salt sensitivity in chickpea (*Cicer arietinum* L.): ions in reproductive tissues and yield components in contrasting genotypes.

Kucharek et Mitchell. 2000. Diseases of agronomic and vegetable crops caused by *Pythium*. Plant Pathology Fact Sheet. Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida, Christine Waddill, Dean pp-53.

Kukreja S, Nandwal AS, Kumar N, Sharma SK, Sharma SK, Unvi V.2005. Plant water status, H₂O₂ scavenging enzymes, ethylene evolution and membrane integrity of *Cicer arietinum* roots as affected by salinity. *Biol Plant*;49:305–8.

Kumar, D. 1985. Emergence, establishment and seed yield of chickpea as affected by sodicity. *Ann of Arid*.24:334-40.

L

Ladizinsky, G. 1989. Pulse domestication: Fact and Fiction. *Econ. Bot.* 43, 131-133.

Ladizinsky, G et Alder. 1975. A new *Cicer* from Turkey. *Notes Roy. Bot. Gard. Ed.* 35, 114-115.

Lamb, C.J., Lawton, M.A., Dron, M., Dixon, R.A. 1989. Signals transduction mechanisms for activation of plant defenses against microbial attack. *Cell*, 56: 215–224.

Lauchli L et Epstein E.,1990.Plant response to saline conditions. In Tanji KK (ed), *Agricultural Salinity Assessment and Management*,pp.113137.

Lazreg F . 2014. Importance de la fonte de semis du pin d'Alep (*Pinus halepensis* mill) dans le nord-ouest algerien : Identification morphologique et moléculaire des épèces du genre *Fusarium* et *Globisporangium*, pouvoir pathogène et moyens de lutte. Thèse Doctorat en Science agronomique. Université de Mascara. Algérie.

Lazreg.F, Belabid.L, Sanchez.J and Gallego.E.2013. First Report of *Globisporangium ultimum* Causing *Pythium* Damping-Off on Aleppo Pine in Algeria, Africa, and the Mediterranean Region. *Plant disease*. August 2013, Volume 97, Number 8. P 1111.

Lazreg.F, Belabid.L, Sanchez.J and Gallego.E J. A. Garrido-Cardenas. A. Elhaitoum. 2013. First Report of *Fusarium redolens* as a Causal Agent of Aleppo Pine Damping-Off in Algeria. July 2013, Volume 97, Number 7, Page 997.

Lepoivre P. 2003. *Phytopathologie*. Edition De Boeck Université, Belgique, 427 p.

Leport, L., N.C. Turner, S.L. Davies et K.H.M. Siddique, 2006. Variation in pod production and abortion among chickpea cultivars under terminal drought;

Levigneron A,Lopez F,Vansuyt G,Berthomieu P,Fourcroy P,Casselbart F.,1995. Les plantes face au stress salin. *Cah. Agric.* 4, p. 263–273.

Levitt, 1980. Responses of plant to environmental stresses.Vol. II.Water radiation, salt and other stresses.Acad.Press.N-Y-L,607p

Lopez M, Herrera-Cervera JA, Iribarne C, Tejera NA, Lluch C, 2008. Growth and nitrogen fixation in *Lotus japonicus* and *Medicago truncatula* under NaCl stress: nodule carbon metabolism. *Journal of Plant Physiology* 165: 641-650.

Lucas et Lee. 2004. Plasmodesmata as a supracellular control network in plants. *Nat Rev Mol Cell boil* 2004; 5:712-726.

Lugan R,2008. Phénotypage métabolique des réponses aux stress abiotiques chez *Arabidopsis thaliana*. Analyse fonctionnelle et intégrative du métabolome. Thèse de Doctorat de l'Université de Rennes 1. 156 p. France.

M

Maatougui M.H., 2002. Le développement du secteur stratégique des légumineuses en alimentaires en Algérie. *Proceeding p* : 32-42, séminaire national sur les légumineuses alimentaires en Algérie, H.B.Hadjar, p : 10-13 mai 2002.

Références bibliographiques

- Mabood, F et Smith, D. 2007. The role of salicylates in *Rhizobium*-legume symbiosis and abiotic stresses in higher plants. In *Salicylic Acid – A Plant Hormone* (Eds. Hayat, S. And Ahmad, A.), Springer, 151–162.
- Magnan F, Ranty B, Charpentreau M, Sotta B, Galaud JP, Aldon D. 2008. Mutations in AtCML 9, a calmodulin-like protein from *Arabidopsis thaliana*, alter plant responses to abiotic stress and abscisic acid. *Plant J.* 56 : 575–589.
- Malamy, J., Carr, J.P., Klessig, D.F., Raskin, I. 1990. Salicylic acid a likely endogenous signal in the resistance response of tobacco to viral infection. *Science* 250: 1002-1004.
- Makkar, H.P.S., Blummel, M., Borowy, N.K. and Becker, K. 1993. Gravimetric determination of tannins and their correlations with chemical and protein precipitation methods. *Journal of Science and Food Agriculture* 61.
- Mandal, S., Mallick, N., Mitra, A. 2009. Salicylic acid-induced resistance to *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* in tomato. *Plant Physiology and Biochemistry*, 47:642-9.
- Mansour MMF 1998 . Protection of plasma membrane of onion epidermal cells by glycine betaine and proline against NaCl stress. *Plant Physiology and Biochemistry* 36: 767-772
- Mansour MM, 2000. Nitrogen containing compounds and adaptation of plants to salinity stress. *Biol Plant* 43(4):491-500.
- Marfek A. 2003. Radiolyse gamma des flavonoides. Etude de leur réactivité avec les radicaux libres issus des alcools : formation des depsides. Thèse de doctorat de l'université de Limoges.
- McCue P, Zheng Z, Pinkham JL, Shetty K. 2000. A model for enhanced pea seedling vigor following low pH and salicylic acid treatments. *Process Biochem* 35: 603–613.
- Md Najmul Hossain, Mithila Saha, Shahnaz Rahman, Sanjida Haque, Rownak Jahan, Mohammed Rahmatullah. 2015. Antihyperglycemic and analgesic activity studies with boiled *Cicer arietinum* L. Seeds. *J App Pharm Sci.* 2015; 5(12): 138-141.
- Melakhessou Zohra ,2007. Etude de la nuisibilité directe des adventices sur la culture de pois- chiche d'hiver (*Cicer arietinum* L) variété ILC 3279, cas de *Sinapis arvensis* L. Mémoire de magister en sciences agronomiques. Université El-Hadj Lakhdar – Batna. Faculté des sciences. Département d'Agronomie.
- Menden B, Kohlhoff M, Moerschbacher BM. 2007. Wheat cells accumulate a syringyl-rich lignin during the hypersensitive resistance response. *Phytochemistry*, 68: 513–520
- Merrien A., Grandin G., 1990. Comportement hydrique du tournesol : synthèse des essais 'irrigation' 1983-88. In : *Le tournesol et l'eau : adaptation à la sécheresse, réponse à l'irrigation.* Editions Cetiom, Paris, pp. 75–90.
- Metraux, J.P., 2002. Recent breakthroughs in study of Salicylic acid biosynthesis. *Tr. Plant Sci.*, 7:331-334
- Métraux JP, Signer H, Ryals J, Ward E, Wyss-Benz M, Gaudin J ,1990. Increase in salicylic acid at the onset of systemic acquired resistance in cucumber. *Science*; 250:1004-1006.
- Mezni M; Albouchi A; Bizid E; Hamza M.,2002. Effet de la salinité des eaux d'irrigation sur la nutrition minérale chez trois variétés de luzerne pérenne (*Medicago sativa*). Laboratoire de Production Fourragère, INRAT. Laboratoire des Brise-vent et Plantations Rurales, INRGREF. Ariana, Tunisie.
- Mikolajczyk, M., Awotunde, O. S., Muszynska, G. et al. 2000. Osmotic stress induces rapid activation of a salicylic acid-induced protein kinase a homolog of protein kinase ASK1 in tobacco cell. *Plant Cell*, 12:165–178.
- Miller M. 1959. Use of Denitrosalicylic Acid Reagent for Determination of Reducing Sugar'. *Anal Chem.* Vol 31. N° 3. p 426-428.
- Mittler R, Lamb E, Shulaev V, Cohen M. 1999. Signal controlling the expression of cytosolic ascorbate peroxidase during pathogen induced programmed cell death in tobacco. *Plant Mol Biol*, 39: 1025–1035.
- Morris, S. W., Vernooij, B., Titatarn, S., Starrett, M., Thomas, S., Wiltse, C. C., Frederiksen, R. A., Bhandhufalck, A., Hulbert, S., and Uknes, S. 1998. Induced resistance responses in maize. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 7:643-658.

Références bibliographiques

Moulineau C. 1993. Variations sous contrainte hydrique de la teneur en acides aminés libres foliaires du mil. In : HAMON SERGE (ED.). *Le mil en Afrique : diversité génétique et agro-physiologique : potentialités et contraintes pour l'amélioration et la culture*. Paris : ORSTOM, 1993 p. 233-244.

Moussavou, M. C. F. 2010. Etude des mécanismes d'accumulation du cadmium chez *Arabidopsis thaliana* (écotype Wassilewskija) et chez un mélèze hybride (*Larix x eurolepis*) par des approches moléculaire et développementale. Thèse : Université de Limoges - Faculté des Sciences et Techniques

Muhammad Ansar Ahmad , Sheikh Muhammad Iqbal , Najma AyubL, Yasmin Ahmad and Abida Akram, 2010. Identification of resistant sources in chickpea against fusarium wilt. *Pak. J. Bot.*, 42(1): 417-426, 2010

Müller K.O. & Bôrger H. 1940. Experimentelle Untersuchungen über die Phytophthora-Resistenz der Kartoffel; zugleich ein Beitrag zum Problem der "erworbenen Resistenz" im Pflanzenreich. *Arb. Biol. Reichsanst* 23, 189-231

Munns R, R. Richard, A.J. Lauchli, A. 2006. Approaches to increasing the salt tolerance of wheat and other cereals. *Journal of Experimental Botany*, Vol. 57, No. 5, pp. 1025–1043.

Munns R. 2005. Genes and salt tolerance: bringing them together. *New Phytologist* 167, 645–663.

N

Navarro L, Bari R, Achard P, Liso n P, Nemri A, Harberd NP, Jones JDG. 2008. DELLAs control plant immune responses by modulating the balance of jasmonic acid and salicylic acid signaling. *Current Biology* 18, 650–655.

Neffar Fahima ,2013. Analyse de l'expression des gènes impliqués dans la réponse au stress abiotique dans différents génotypes de blé dur (*Triticum durum*) et d'orge (*Hordeum vulgare*) soumis à la sécheresse. Département D'Ecologie et Biologie Vegetale. Univ Ferhat Abbas. Sétif Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Algerie.

Nene YL, Sheil Nene YL, and Reddy MV. 1987. Chickpea diseases and their control. In *The Chickpea* (Saxena, M.C. and Singh, K.B., eds.). CAB International, Oxon, U.K. pp. 233-270.

Nene Y.L., Sheila V. and Sharma S. 1996. A world list of chickpea and pigeon pea pathogens. *ICRISAT Pulse Pathol. Progr. Rep.*

Nestel P, Cehun M, Chronopoulos A. 2004. Effects of long-term consumption and single meals of chickpeas on plasma glucose, insulin, and triacylglycerol concentrations. *Am J Clin Nutr.* March;79(3):390-5.

Nicole.M; Daniel.J.F; Bresson.E; Martinez.C; Elbachir.O; Lopez.F; AssigbEtsé.K; Fernandez.D; Montillet.J.L et Geiger.JP. 1998. The hypersensitive reaction of cotton to *Xanthomonas campestris pv. malvacearum*. *Recent Research Developments in Microbiology*, 2: 641-654.

Niderman T, Genetet I, Bruyère T, Gees R, Stinzi A, Legrand M, Fritig B, Möisinger E. 1995. Pathogenesis-related PR1-proteins are antifungal. Isolation and characterization of three 14 kilodalton proteins of tomato and of a basic PR-1 of tobacco with inhibitory activity against *Phytophthora infestans*. *Plant Physiol.* 1995;108:17–27

Nurnberger T. et Lipka V., 2005. Non-host resistance in plants: new insights into an old phenomenon. *Mol Plant Pathol*, 6: 335-345.

O

Ober E.S., Sharp R.E., 1994. Proline accumulation in maize (*Zae Mays L.*) primary roots at low water potentials. I. Requirement for increased levels of abscisic acid. *Plant Physiol*, 105: 981-987.

Okuma E, Soeda K, Fukuda M, Tada M, Murata Y ,2002. Negative correlation between the ratio of K⁺ to Na⁺ and proline accumulation in tobacco suspension cells. *Soil Science and Plant Nutrition* 48: 753-757.

Omami. 2005. Response of Amranth to salinity stress .these of Ph.D.Horticulturniversity. Perotoria.chapiter.1.P5-20.chapiter 6P1

Ouazib, M., Moussou, N, N., Oomah, B.D., Zaidi, F., and Wanasundara, P.K.J.P.D. 2015. Effect of processing and germination on nutritional parameters and functional properties of chickpea (*Cicer arietinum L.*) from Algeria.", *Journal of Food Legumes*, 28(2), pp. 35-42.

Ould Said H, 2005. La culture des légumes secs en Algérie situation actuelle et possibilité d'amélioration.

P

Références bibliographiques

Pande S, Narayana Rao J and Sharma M, 2007. Establishment of the Chickpea Wilt Pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *Ciceris* in the Soil through Seed Transmission. *The Plant Pathology J. The Korean Societ of Plant Pathology* 23(1) : 3-6

Panina, Y. S., Gerasimova, N.G., Chalenko, G.I., Vasyukova, N.I., Ozeretskovskaya, O.L. 2004. Salicylic Acid and Phenylalanine Ammonia-Lyase in Potato Plants Infected with the Causal Agent of Late Blight. *Russian Journal of Plant Physiology*, 52: 511–515.

Panlasigui LN, Panlilio LM, Madrid JC et al, 1995. Glycemic response in normal subjects to five different legumes commonly used in the Philipine. *Int J of Food Sci Nutr* 46:155-160.

Parida SK, Das AB. 2005. Salt tolerance and salinity effects on plants, *Ecotoxicol. Environ. Safety*. 60 (3) : 324-349.

Pépin G., 2004. Résistance au virus Y de la pomme de terre (PVY) chez des lignées transgéniques de pomme de terre exprimant un inhibiteur de protéases de type cystéine. Mémoire de maîtrise de la Faculté des sciences et de génie de l'Univ Laval, Quebec :93 p.

Pieterse C. M. J., Leon-Reyes A., Van der Ent S, Van Wees S. C. M. 2009. Networking by small-molecule hormones in plant immunity. *Nat. Chem. Biol.* 5 308–316 [PubMed]

Plancquart P, Werry J. 1991. Le pois chiche- Culture et utilisation. Brochure Ed. ITCF Paris France 1991, 11p

Pluvinage J. 1990. Chickpea in the Mediterranean production systems: two contrasting examples of possible developments in Algeria and France. Institut Agronomique Méditerranéen Montpellier, B.P. 5056, Montpellier R. France.

Posmyk MM, Kontek R, Janas KM, 2009. Antioxidant enzymes activity and phenolic compounds content in red cabbage seedlings exposed to copper stress. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 72(2): 596-602.

Q

Queiroz-Monici da S, Costa G. 2005. Bifidogenic effect of dietary fiber and resistant starch from leguminous on the intestinal microbiota of rats. *Nutrition* 2005 May;21(5):602-8.

R

Radhouane, L. 2013. Comparaison de la nutrition minérale du mil (*Pennisetum glaucum* L.R. Br.) en présence de stress hydrique et de stress salin. *Journal of Applied Biosciences* 66:5114– 5129

Rahman M.S., Miyake H., Takeoka Y., 2002. Effects of exogenous glycinebetaine on growth and ultrastructure of salt-stressed rice seedlings (*Oryza sativa* L.), *Plant Prod. Sci.* 5 : 33–44.

Rajjou L, Belghazi M, Huguët R, Robin C, Moreau A, Job C Job D. 2006. Proteomic investigation of the effect of salicylic acid on *Arabidopsis* seed germination and Establishment of early defense mechanism. *Plant Physiol.*, 141: 910-923.

Ramoliya, P., H. Patel, and A. N. Pandey, 2004. Effect of salinization of soil on growth and macro and micro nutrient accumulation in seedling of *Salvadora persica* (salvadoraceae). *For. Ecol. Manage.* 202, 181-193.

Raskin I, Ehmann A, Melander WR, Meeuse BJD. 1987. Salicylic acid: a natural inducer of heat production in arum lilies. *Science* 237: 1601–1602

Raskin LA, Ehrmann W, Melander R et Meeuse BJ. 1992. Salicylic acid :a natural inducer of heat production in arum lilies. *scien* ; 237(4822):1601-1602.

Raynal G., 1980. Evaluation en conditions artificielles de la résistance des plantules de Luzerne aux *Pythium*. Possibilités de lutte chimique. *Annals of Phytopathology* 12 (2):119-130.

Rhodes D et Orczyk AN. 2001. Stress factors, their influence on plant metabolism and tolerance or resistance to stress. *purdue Univ, West lafayette, Indiana USA.*

Rhodes, D., and Hanson, A. D. 1993. Quaternary ammonium and tertiary sulfonium compounds in higher-plants. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 44, 357–384.

Rivas-San Vicente M., Plasencia J. 2011. Salicylic acid beyond defence: its role in plant growth and development. *J. Exp. Bot.* 62 3321–3338. 10.1093/jxb/err031.

Roberts, E.H., R.J. Summerfield, F.R. Minchin, et P. Haley, 1980. Penology of chickpea (*Cicer arietinum* L.) *In* : Contrasting aerial environments. *Experimental Agriculture*; 16, 343-360 (in AbadII, 1991)

Références bibliographiques

Rozema, J. 1975. The influence of salinity, inundation and temperature on the germination of some halophytes and non-halophytes. *Oecologia Plantarum* 10: 341-353.

Rüffer, M Steipe, B., Zenk, M.H.1995. Evidence against specific binding of salicylic acid to plant catalase. *FEBS Letters*, 18;377(2):175–180.

S

Sailaja K and Sujatha B,2013. Impact of salt stress (nacl) on pigments, phenols and flavonoids in C4 (Sorghum bicolor) AND C3 (Oryza sativa) CULTIVARS. *International Journal of Biological & Pharmaceutical Research*. 2013; 4(5): 361-367.

Sairam, R.K., Tyagi, A., 2004. Physiology and molecular biology of salinity stress tolerance in plants. *Current Science* 86, 407-421.

Salama, 1994.Effects of NaCl salinity on growth, cation accumulation, chloroplasts structure and function in wheat cultivars differing in salt tolerance, *J. Plant Physiol.* 144 (1994) 241–247.

Salehi, S., Khajehzadeh, A., & Khorsandi, F.2011. Growth of Tomato as Affected by Foliar Application of Salicylic Acid and Salinity. *American-Eurasian J. Agric. & Environ. Sci.*, 11(4), 564-567.

Salehi M, Salehi F, Poustini K, Heidari-Sharifabad H, 2008. The effect of salinity on the nitrogen fixation in four cultivars of *Medicago sativa* L. in the seedling emergence stage. *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences* 4:413-415.

Samba, R.T., Sylla, S.N., Neyra, M., Gueye, M., Dreyfus, B. & Ndoye, I.2002. Biological nitrogen fixation in *Crotalaria* species estimated using the 15N isotope dilution method. *African Journal of Biotechnology*, 1: 17-22.

Samineni, S., K. H. M. Siddique, P. Gaur, and T. D. Colmer, 2011. Salt sensitivity of the vegetative and reproductive stages in chickpea (*Cicer arietinum* L.): podding is a particularly sensitive stage. *Environ. Exp. Bot.* 71, 260-268.

Sanders P.M., Bui A.Q., Weterings K., McIntire K.N., Hsu Y.C., Lee P.Y., Truong M.T., Beals T.P., Goldberg R.B. (1999). Anther developmental defects in *Arabidopsis thaliana* male-sterile mutants. *Sex. Plant. Reprod.* 11, 297-322

Saxena M. C et Singh K B.. 1987. The chickpea. Ed- CAB internat., 399 p.

Schneider, M., P. Schweizer, P. Meuwij et J. P. Métraux .1996. Systemic acquired resistance in plants.ht. *J. Cflol.* 168(1): 303-340.

Sedghi, M., basiri, H.K., Sharifi, R.S, 2013. Effects of salicylic acid on the antioxidant enzymes activity in sunflower. *Annals of West University of Timișoara, ser. Biology, 2013, vol XVI(2), pp.67-72-67.*

Senaratna T, Touchell D, Bunn T, Dixon K . 2000. Acetyl salicylic acid (Aspirin) and salicylic acid induce multiple stress tolerance in bean and tomato plants. *Plant Growth Regul* 30:157-161.

Serraj R, Sinclair TR. 2002. Osmolyte accumulation: can it really help increase crop yield under drought conditions? *Plant Cell and Environment* 25: 333-341.

Shah J. 2003. The salicylic acid loop in plant defense. *Curr Opin Plant Biol*, 6: 365-371.

Shakirova F.M.; Sakhabutdinova A.R.; Bezrukova M.V.; Fatkhutdinova R.A.; Fatkhutdinova D.R. 2003. Changes in the hormonal status of wheat seedlings induced by salicylic acid and salinity. *Plant scien* (164) n° 3, p. 317-322(6)

Shakirova, 2007. Role of hormonal system in the manifestation of growth promoting and antistress action of Salicylic acid. S. Hayat and a. Ahmad (eds.), *Salicylic acid – a plant hormone*, 69–89

Sharma, P.C. et P.K. Gupta, 1982. Chromosome associations in autotetraploide chickpea. *Internat chickpea Newsletter*,6, 3-4

Singh, P., Chaturvedi, V. Kumar, B. Bose, 2010. Effects of salicylic acid on seedling growth and nitrogen metabolism in cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Journal of Stress Physiology and Biochemistry*, 6(3): 103-113.

Singh, K.B. 1997. Chickpea (*Cicer arietinum* L). *Field Crops Research* 53, 161-170.

Singh et Bushan. 1979, cités par Saxena, 1987. Faba bean a high protein potential pulse crop Indian farming. *Fabis Newsletter*,21, p.26.

Singh K. B. and Reddy M. V. 1990. Advances in disease resistance breeding in chickpea. *Adv. Agron.*, 45: 191-222.

Références bibliographiques

- Sinha S. K. 1980. Légumineuses alimentaires, répartition, adaptation et biologie de rendement. Ed. FAO, Rome. 148.
- Slama F. 1998. Cultures industrielles et légumineuses à graines. (Ed. Centre de diffusion Universitaire Tunisie); p 300.
- Smirnoff N. 2005. Antioxidants and reactive oxygen species in plants. Oxford Blackwell Publishing 2005; 53–86
- Smirnoff N and Cumbes QJ. 1989. Hydroxyl radical scavenging activity of compatible solutes. *Phytochemistry* 28:1057–1060 Smith et Banks, 1986).
- Smith D.A. & Banks S.W. 1986. Biosynthesis, elicitation and biological activity of isoflavonoid phytoalexins. *Phytochemistry* 25, 979-995
- Smithson, J.B., Thompson, J.A. et Summerfield, R.J., 1985. Chickpea (*Cicer arietinum* L.). In: Summerfield, R.J. & Roberts, E.H. (Editors). Grain legume crops. Collins, London, United Kingdom. pp. 312–390).
- Sohrabi Yousef, Heidari Gholamreza and Esmailpoor Behrooz. 2008. Effect of Salinity on Growth and Yield of Desi and Kabuli Chickpea Cultivars. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 11: 664
- Soussi, M., A. Ocana and C. Lluch. 1998. Effects of salt stress on growth, photosynthesis and nitrogen fixation in chickpea (*Cicer arietinum* L.). *J. Expt. Bot.* 49: 1329-37
- Sreevidya VS, Srinivasa RC, Rao C, Sullia SB, Ladha JK, Reddy PM. 2006. Metabolic engineering of rice with soyabean isoflavone synthase for promoting nodulation gene expression in rhizobia. *Journal of Experimental Botany*, 57(9): 1957-1969.
- Sreenivasulu N., Grimm, B. Wobus, W. Weschke. 2000. Differential response of antioxidant compounds to salinity stress in Salt-tolerant and Salt-sensitive seedlings of foxtail millet (*Setaria italica*), *Physiol. Plant* 109: 435e442.
- Sticher L, Mauch-Mani B, Metraux JP. 1997. Systemic acquired resistance. *Annu. Rev. Phytopathol.* 35:235-70.
- Stivens J, Senaratna T, Sivasithamparam K. 2006. Salicylic acid induces salinity tolerance in tomato (*Lycopersicon esculentum* cv. Roma): associated changes in gas exchange, water relations and membrane stabilisation. *Plant Growth Regul* 49: 77-83.
- Suharsono NR, Fujisawa Y, Kawasaki T, Iwwasaki y, Satoh H, Shimamoto K. 2002. The heterotremic G protein subunit acts upstream of the small GTP ase Rac in disease resistance of rice. *Proc Natl Acad sci USA*, 99: 13307-13312.
- Sukand G, Kulkarni S. 2006. Studies on structural and biochemical mechanism of resistance in groundnut to *Puccinia arachidis*. *Indian Phytopathol*; 59(3): 323–328.
- Suprakash Ojha, Narayan Chandra Chatterjee. 2012. Induction of resistance in tomato plants against *fusarium oxysporum* f. Sp. *Lycopersici* mediated through salicylic acid and trichoderma harzianum. *Journal of plant protection research* 2012; 52(2).
- Summerfield, 1979. effects of photoperiod and air temperature on growth and yield of chickpea (*Cicer arietinum* L). Proceedings international workshop on chickpea improvement. Ed. ICRISAT (international center for agricultural research in the dry areas): 121-144
- Summerfield, R.J., P. Hadley, E.H. Roberts, F.R. Minchin, et S. Rawthorne, 1984. Sensitivity of chickpea (*Cicer arietinum* L.) to hot temperatures during the reproductive period. *Exp. Agric.*, 20, 77-93
- Summerfield, R.J., R.H. Ellis, et P.Q. Craufurd, 1996. Phenological adaptation to cropping environment. From evaluation descriptors of times to flowering to the genetic characterisation of flowering responses to photoperiod and temperature. *Euphytica* n° 12; 92, 281-286.
- Szepesi A., Csiszar J., Bajkan S., Gemes K., Horvath F., Erdel L., Deer AK., Simon ML., Tari I. 2005. Role of salicylic acid pre-treatment on the acclimation of tomato to salt and osmotic stress. *Acta Biol Szeg.* 49: 123-125.

T

- Tang, 1997 Tang W, Newton RJ, 2004. Increase of polyphénol oxidase and decrease of polyamines correlate with tissue browning in Virginia pine (*Pinus virginiana* Mill.). *Plant science*. 167:621-628.

Références bibliographiques

Tanji, K.K. 1990. Agricultural salinity assessment and management. ASCE manuals and reports on engineering practice No. 71. Am. Soc. Civil Eng., New York.

Tanou G., Job C., Rajjou L., Arc E., Belghazi M., Diamantidis G., Molassiotis A., Job D. 2009. Proteomics reveals the overlapping roles of hydrogen peroxide and nitric oxide in the acclimation of citrus plants to salinity. *The Plant Journal*.

Terras FRG, Eggermont K, Kovaleva V, Raikhel NV, Osborn RW, Kester A, Rees SB, Torrekens S, Van Leuven F, Vanderleyden J.1995. Small cysteine-rich antifungal proteins from radish: their role in host defense. *Plant Cell* 7: 573–588

Thevissen K., Ferket K.K., Francois I.E.2003. Cammue B.P. Interactions of antifungal plant defensins with fungal membrane components. *Peptides*.24:1705–1712 ;

Thiebeau et al., 2010. Conduite des légumineuses pour améliorer l'efficacité énergétique et réduire les émissions de gaz à effet de serre à l'échelle de la culture et de l'exploitation agricoles. *Innovations Agronomiques* 11 : 45-58.

U

Urao, T., Yamaguchi-Shinozaki, K., and Shinozaki, K. (2000). Two-component systems in plant signal transduction. *Trends Plant Sci.* 5, 67–74.

V

Vadez, V., L. Krishnamurthy, R. Serraj, P. M. Gaur, H. D. Upadhyaya, D. A. Hoisington, R. K. Varshney, N. C. Turner, and K. H. M. Siddique, 2007. Large variation in salinity tolerance in chickpea is explained by differences in sensitivity at the reproductive stage. *Field Crops Res.* 104, 123–129.

Vadez, V., M. Rashmi, K. Mithila, R. Muralidharan, R. Pushpavalli, N. C. Turner, L. Krishnamurthy, P. M. Gaur, and D. C. Timothy, 2012. Large number of flowers and tertiary branches, and higher reproductive success increase yields under salt stress in chickpea. *Eur. J. Agron.* 41, 42–51.

Vander-Maessen. 1972. *Cicer* L, a monograph of the genus, with special reference to the chickpea (*Cicer arietinum* L) its ecology and cultivation. Meddling landbouw bog school wagenigen, Nederland, 72 p

Vander-Maessen, L.J.G.1987. origin , history and taxonomy of chickpea, p .11-34.

Vance, C.P.2001. Update on the State of Nitrogen and Phosphorus Nutrition Symbiotic Nitrogen Fixation and Phosphorus Acquisition. *Plant Nutrition in a World of Declining Renewable Resources*. pp. 390–397.

Vasquez-Robinet C, Shrinivasrao P. Mane, Alexander V. Ulanov, Jonathan I. Watkinson, Verlyn K. Stromberg, David De Koeyer, Roland Schafleitner, David B. Willmot, Merideth Bonierbale, Hans J. Bohnert, and Ruth Grene.2008. Physiological and molecular adaptations to drought in Andean potato genotypes. *J Exp Bot.* May; 59(8): 2109–2123.

Vasyukova, N.I., Ozeretskovskaya, O.L .2007. Induced Plant Resistance and Salicylic Acid: A Review. *Applied Biochemistry and Microbiology*, 43: 367–373.

Verghis T.I., McKenzie B.A et Hill G.D.1999. Phenological development of chickpea (*Cicer arietinum* L) in Canterbury, New Zealand. *New Zealand Journal of crop; and Horticultural Science* 27, 249-256

Vernooij B, Uknes S, Ward E, Ryals J. 1994. Salicylic acid as a signal molecule in plant pathogen interactions. *Curr Opin Cell Biol* 6:275–279.

Verret. 1982. Etude de quelques légumineuses à gousses graines adaptées au semis de printemps dans la zone méditerranéenne. Mémoire D .A. A . ENSA Montpellier, 72p

W

War AR, Paulraj MG, War MY, Ignacimuthu S.2011. Differential defensive response of groundnut to *Helicoverpa armigera* (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae) *J Plant Interact.* doi: 10.1080/17429145.2011.587898.

Ward, E.R., Uknes, S.J., Williams, S.C., Dincher, S.S., Wiederhold D.L., Alexer, D.C., Ahl-Goy, P., Métraux, J.P., Ryals, J.A.1991. Coordinate gene activity in response to agents that induce systemic acquired resistance. *Plant Cell* 3:1085-1094.

Wei ZM, Labdi RJ, Zumoff CH, Bauer DW, He SY Collmer A, Beer SV. 1994. Harpin elicitor of the hypersensitive response produced by the plant pathogen *erwinia amylovora*. *Science*, 257: 85-88.

Références bibliographiques

Wery, J., S.N. Silim, E.J. Knights, R.S. Malhotra et E. Cousin.1994. Screening techniques and sources of tolerance to extremes of moisture and air temperature in cool season food legumes. *Euphytica*; 73, 73-83

Westerlund JRN, Campbel et KI Kimble. 1974.Fungal root rots and wilt of Chickpea in California. *Phytopathology* 64:432 - 436.

Y

Yadav, H.D., Yadav, O.P., Dhankar, O.P., and Oswal, M.C. 1989. Effect of chloride salinity and boron on germination, growth and mineral composition of chickpea (*Cicer arietinum* L.). *Annals of Arid Zone* 28: 63-67.

Yalpani, N., Silverman, P., Wilson, T.M.A., Kleier, D.A., Raskin, I.1991. Salicylic acid is a systemic signal and an inducer of pathogenesis-related proteins in virus-infected tobacco. *Plant Cell*, 3: 809–818.

Yamaguchi T, Blumwald E (2005) Developing salt-tolerant crop plants: challenges and opportunities. *Trends Plant Sci* 10:615-620

Yildirim, E.; Turan, M.; Guvenc, I .2008. Effect of foliar salicylic acid applications on growth, chlorophyll and mineral content of cucumber (*Cucumis sativus* L.) grown under salt stress. *Journal of Plant Nutrition*, v.31, p.593-612.

Yusuf M, Fariduddin Q, Varshney P, Ahmad A.2012. Salicylic acid minimizes nickel and/or salinity-induced toxicity in Indian mustard (*Brassica juncea*) through an improved antioxidant system. *Environ. Sci. Pollut. Res.*, 19:8-18.

Z

Zaghouane.1997. Situation de la culture de Fève en Algérie. Doc. RONEO

Zahrán HH.1999. *Rhizobium*-Legume Symbiosis and Nitrogen Fixation under Severe Conditions and in an Arid Climate. *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 63:968-989.

Zahhar G.2005. *Contribution à l'étude des caractères physico-chimiques des eaux des rizières dans la région du Gharb et leurs relations avec la flore fongique*. Mémoire DESA, Univ. Ibn Tofail, Fac. Sci. Kénitra, Maroc, 2003, 92 p.

Zemouli-Benfreha F, Djamel-eddine Henni and Aoumia Merzoug .2014. Fusarium wilt of chickpeas (*Cicer arietinum* L.) in northwest Algeria. *African Journal of Agricultural Research*.

Zhang Q., Rye Lee B., Hyun Park S., Zaman R., Won Bae D., Kim TH. 2015. Evidence of Salicylic Acid-Mediated Protein Degradation and Amino Acid Transport in Mature Leaves of *Brassica napus*. *Journal of Plant Growth Regulation*.September 2015, Volume 34, Issue 3, pp 684-689

Zhang, S., Du, H., Klessig, D.F . 1998. Activation of the tobacco SIP kinase by both a cell wall-derived carbohydrate elicitor purified proteinaceous elicitors from *Phytophthora* spp. *Plant Cell*, 3:435–450.

Zhu J.-K .2002. Plant salt tolerance. *Trends in Plant Science*, 2001, n°2 vol. 6, p. 66-71.

Zobel A.M et Brown S.A .1990. Dermatitis inducing of furanocoumarins on leaf surfaces of eight species of Rutaceous and Umbelliferous plants. *Journal of Chemical ecology* 16:3: 693-700.

Zulet MA, Macarulla MT, Portillo MP, Noel-Suberville C, Higuieret P, Martínez JA. 1999. Lipid and glucose utilization in hypercholesterolemic rats fed a diet containing heated chickpea (*Cicer arietinum* L.): a potential functional food. *Int J Vitam Nutr Res* Nov;69(6):403-11.

Références bibliographiques

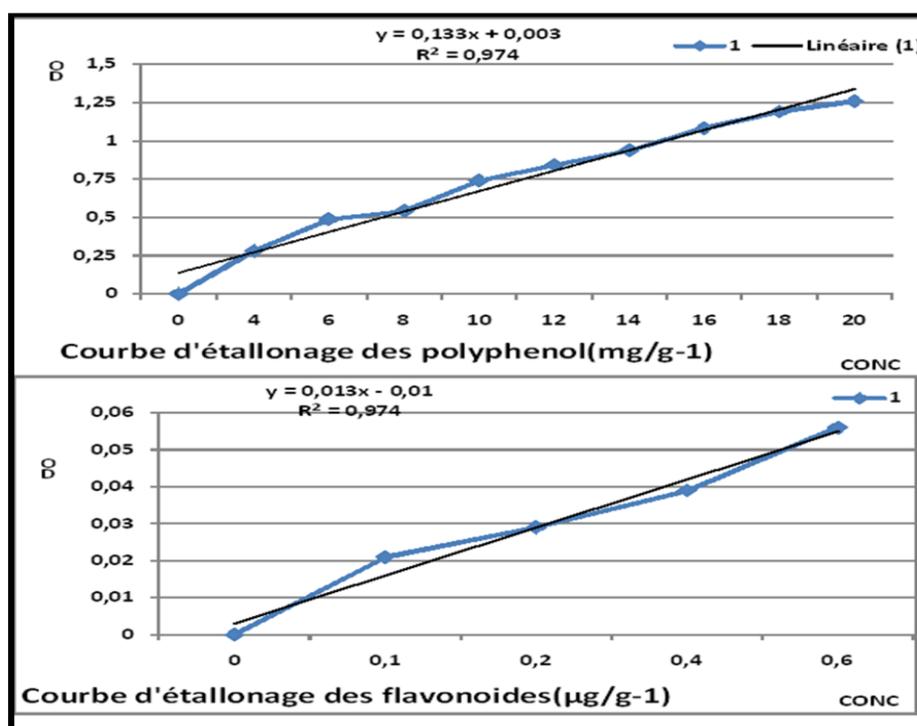
Références bibliographiques

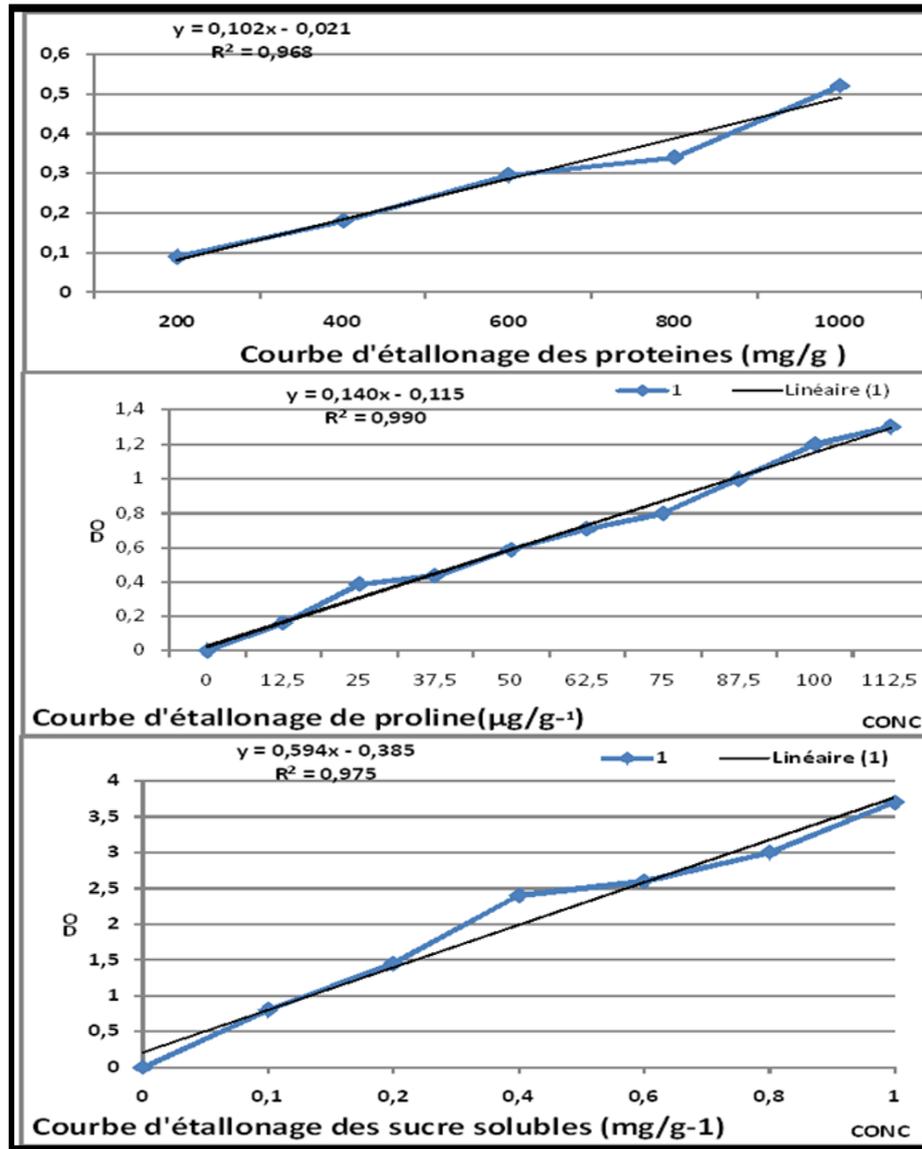
Annex 1: Solution d'arrosage

Tableau 1 - Solution nutritive de HOAGLAND (1938)

Solution mère	Poids g.l ⁻¹	Mole.l ⁻¹
Macro-éléments		
KNO ₃	191.90	1.90
(NO ₃)Ca, 4H ₂ O	129.80	0.55
NO ₃ NH ₄	210.00	0.26
SO ₄ Mg, 7H ₂ O	61.50	0.25
PO ₄ H ₂ K	54.40	0.40
PO ₄ K ₂ H, 3H ₂ O	34.23	0.15
Oligo-éléments		
Cl ₂ Mn, 4H ₂ O	1.80	
CuSO ₄ , 5H ₂ O	0.176	
ZnSO ₄ , 7H ₂ O	0.219	
BO ₃ H ₃	2.861	
Cl ₂ Mn, 4H ₂ O 1.80	CuSO ₄ , 5H ₂ O 0.176	
MO ₇ O ₂₄ (NH ₄), 7H ₂ O	0.285	
EDTA ferrique (C ₁₀ H ₁₂ FeNaO ₈)	0.05	

Annex 2 : Listes des courbes d'étalonnage





Annex 3 : Analyse statistiques des nombre de feuilles (Analyse de variance: *P.ultimum*)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	117,69	39,23	351,4123	0,032006	0,99170313	4,06618056
0,05 mM AS	120,38	40,1266667	205,516133			
0,5 mM AS	120,66	40,22	305,6092			
1 mM AS	129,91	43,3033333	324,182033			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS	1mM AS		
0	1					
0,05 mM AS	0,98831299	1				
0,5 mM AS	0,99429557	0,99893427	1			
1mM AS	0,98478037	0,99976553	0,9977006	1		

Annex 4 : Analyse statistiques des nombre de feuilles (Analyse de variance: Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	164,13	54,71	903,8043	0,0804023	0,96883524	4,06618056
0,05 mM AS	187,97	62,6566667	354,366633			
0,5 mM AS	163,9	54,6333333	405,143333			
1mM AS	175,55	58,5166667	503,785833			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS	1mM AS		
0	1					
0,05 mM AS	0,9948669	1				
0,5 mM AS	0,9999296	0,9935968	1			
1mM AS	0,9999705	0,9956139	0,9998092	1		

Annex 5 : Analyse statistiques des nombre de feuilles (Analyse de variance: F.redolens)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	29	9,66666667	9,33333333	0,375	0,7023319	5,1432528
0,05 mM AS	32	10,6666667	5,33333333			
0,5 mM AS	35	11,6666667	9,33333333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,75592895	1				
0,5 mM AS	1	0,75592895	1			

Annex 6 : Analyse statistiques des nombre de feuilles (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	53	17,6666666	120,333333	0,0139634	0,9861655	5,14325285
0,05 mM AS	54	18	97			
0,5 mM AS	57	19	93			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,96724713	1				
0,5 mM AS	0,98782916	0,91599249	1			

Annex 7 : Analyse statistiques des longueurs de la partie aérienne (Analyse de variance : F.redolens)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	71,7	23,9	2,01	0,0190729	0,9811670	5,14325285
0,05 mM AS	70,23	23,41	20,1591			
0,5 mM AS	71,47	23,8233333	10,6120333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,83983768	1				
0,5 mM AS	0,93104597	0,58384501	1			

Annex 8 : Analyse statistiques des longueurs de la partie aérienne (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	55,31	18,436666	3,35703333	3,6927106	0,0900653	5,14325285
0,05 mM AS	59,79	19,93	7,8759			
0,5 mM AS	83,47	27,82333	50,7720333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,83983768	1				
0,5 mM AS	0,93104597	0,58384501	1			

Annex 9 : Analyse statistiques des teneurs en chlorophylle (Analyse de variance : F.rodolens)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	227,9	75,9666667	2365,04333	0,003485	0,9965229	5,14325285
0,05 mM AS	217,8	72,6	2588,53			
0,5 mM AS	221,6	73,8666667	2513,44333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,99792679	1				
0,5 mM AS	0,99902745	0,99979402	1			

Annex 10 : Analyse statistiques des teneurs en chlorophylle (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	309,45	103,15	6926,4075	0,12973	0,881187	5,786135
0,05 mM AS	306,25	102,0833	6060,1558			
0,5 mM AS	143,8	71,9	1331,28			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,98509914	1				
0,5 mM AS	1	1	1			

Annex 11 : Analyse statistiques des teneurs en protéines dans les graines (Analyse de variance : P.ultimum)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	27,18	9,06	7,1953	0,2570277	0,7814467	5,14325285
0,05 mM AS	24,03	8,01	12,4356			
0,5 mM AS	22,08	7,36	6,1348			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,93029334	1				
0,5 mM AS	0,95445101	0,99736559	1			

Annex 11 : Analyse statistiques des teneurs en proteines dans les graines (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	17,26	5,7533333	1,58523333	0,0044962	0,9955172	5,14325285
0,05 mM AS	17,63	5,8766666	0,53303333			
0,5 mM AS	17,37	5,79	5,9107			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,58083088	1				
0,5 mM AS	0,82167076	0,94121498	1			

Annex 12 : Analyse statistiques des teneurs en proteines dans les plantes (Analyse de variance : *F.redolens*)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	7,91	2,6366667	1,10823333	0,0068012	0,9932295	5,14325285
0,05 mM AS	8,11	2,7033333	1,06123333			
0,5 mM AS	8,16	2,72	0,4036			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,99722255	1				
0,5 mM AS	0,99193744	0,97974373	1			

Annex 13 : Analyse statistiques des teneurs en proteines dans les plantes (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	14,93	4,9766666	0,36573333	0,0242170	0,9761687	5,14325285
0,05 mM AS	15,5	5,1666666	2,11903333			
0,5 mM AS	15,08	5,0266666	1,12013333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,93029334	1				
0,5 mM AS	0,95445101	0,99736559	1			

Annex 14 : Analyse statistiques des teneurs en proline dans les graines (Analyse de variance : *P.ultimum*)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	7,13	2,3766667	0,18363333	2,1491824	0,1977648	5,14325285
0,05 mM AS	7,54	2,5133333	0,25063333			
0,5 mM AS	9,06	3,02	0,0468			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,87639759	1				
0,5 mM AS	0,85109555	0,49305903	1			

Annex 15 : Analyse statistiques des teneurs en proline dans les graines (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	11,14	3,7133333	3,77643333	0,0212908	0,9790078	5,14325285
0,05 mM AS	12,25	4,0833333	5,16243333			
0,5 mM AS	11,92	3,9733333	6,32123333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,96840653	1				
0,5 mM AS	0,99392417	0,98997081	1			

Annex 16 : Analyse statistiques des teneurs en proline dans les plantes (Analyse de variance : F.redolens)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	6,88	2,2933333	0,02773333	0,9073112	0,4526158	5,14325285
0,05 mM AS	6,07	2,0233333	0,16963333			
0,5 mM AS	6,04	2,0133333	0,05293333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,76007922	1				
0,5 mM AS	0,70295002	0,0721128	1			

Annex 17 : Analyse statistiques des teneurs en proline dans les plantes (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	6,92	2,3066667	0,37403333	0,1970144	0,8262852	5,14325285
0,05 mM AS	7,99	2,6633333	0,92963333			
0,5 mM AS	7,02	2,34	0,4693			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,57585621	1				
0,5 mM AS	0,98181818	0,72057669	1			

Annex 18 : Analyse statistiques des teneurs en polyphenol dans les graines (Analyse de variance : P.ultimum)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	7,36	2,4533333	1,71803333	0,02556453	0,97486506	5,14325285
0,05 mM AS	6,76	2,2533333	0,94503333			
0,5 mM AS	7,01	2,3366667	0,89003333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,90639512	1				
0,5 mM AS	0,99757073	0,87476631	1			

Annex 19 : Analyse statistiques des teneurs en polyphenol dans les graines (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	10,48	3,49333333	0,30043333	0,11116352	0,89659281	5,14325285
0,05 mM AS	11,14	3,71333333	3,70173333			
0,5 mM AS	9,67	3,22333333	0,87443333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,49701003	1				
0,5 mM AS	0,94475081	0,75398821	1			

Annex 20 : Analyse statistiques des teneurs en polyphenol dans les plantes (Analyse de variance : F.redolens)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	322,5	107,5	508,93	0,06470772	0,93798648	5,14325285
0,05 mM AS	323,8	107,933333	955,373333			
0,5 mM AS	304,3	101,433333	372,623333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,98999927	1				
0,5 mM AS	0,99345354	0,9674026	1			

Annex 21 : Analyse statistiques des teneurs en polyphenol dans les graines (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	271,1	90,3666667	585,743333	0,22099822	0,80796456	5,14325285
0,05 mM AS	239	79,6666667	384,173333			
0,5 mM AS	260,8	86,9333333	245,583333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,99821502	1				
0,5 mM AS	0,99661886	0,98993291	1			

Annex 22 : Analyse statistiques des teneurs en flavonoides dans les graines (Analyse de variance : P.ultimum)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	20,24	6,7466667	2,05853333	0,1838554	0,8365728	5,14325285
0,05 mM AS	18,79	6,2633333	5,48693333			
0,5 mM AS	22,05	7,35	6,9643			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,91485917	1				
0,5 mM AS	0,98990492	0,96285158	1			

Annex 23 : Analyse statistiques des teneurs en flavonoides dans les graines (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	20,56	6,8533333	1,79453333	0,1365076	0,8750336	5,14325285
0,05 mM AS	19,33	6,4433333	0,93173333			
0,5 mM AS	19,27	6,4233333	1,15703333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,95256608	1				
0,5 mM AS	0,87583466	0,98116436	1			

Annex 24 : Analyse statistiques des teneurs en flavonoides dans les plantes (Analyse de variance : F.redolens)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	239,82	79,94	64,0461	0,1193605	0,8895432	5,14325285
0,05 mM AS	234,23	78,076667	117,476633			
0,5 mM AS	227,74	75,913333	124,684933			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,9870616	1				
0,5 mM AS	0,98973957	0,95402383	1			

Annex 25 : Analyse statistiques des teneurs en flavonoides dans les plantes (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	229,52	76,506667	417,790233	0,1613676	0,8545525	5,14325285
0,05 mM AS	232,62	77,54	562,8592			
0,5 mM AS	205,54	68,513333	380,607433			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,97683053	1				
0,5 mM AS	0,99798111	0,96126605	1			

Annex 26 : Analyse statistiques des teneurs en T Condensé dans les graines (Analyse de variance : P.ultimum)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	8,01	2,67	0,4057	0,3700175	0,7054517	5,14325285
0,05 mM AS	8,52	2,84	0,0637			
0,5 mM AS	7,47	2,49	0,2757			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,4332603	1				
0,5 mM AS	0,22021752	0,9745549	1			

Annex 27 : Analyse statistiques des teneurs en T Condensé dans les graines (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	5,89	1,9633333	0,77443333	0,1365076	0,8750336	5,14325285
0,05 mM AS	4,55	1,5166667	0,94403333			
0,5 mM AS	5,37	1,79	1,1191			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,91857459	1				
0,5 mM AS	0,56786064	0,19628424	1			

Annex 28 : Analyse statistiques des teneurs en T Condensé dans les plantes (Analyse de variance : F.redolens)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	11,14	3,7133333	3,77643333	0,0212908	0,9790078	5,14325285
0,05 mM AS	12,25	4,0833333	5,16243333			
0,5 mM AS	11,92	3,9733333	6,32123333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,96840653	1				
0,5 mM AS	0,99392417	0,98997081	1			

Annex 29 : Analyse statistiques des teneurs en T Condensé dans les plantes (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	7,13	2,3766667	0,18363333	2,1491824	0,1977648	5,14325285
0,05 mM AS	7,54	2,5133333	0,25063333			
0,5 mM AS	9,06	3,02	0,0468			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,87639759	1				
0,5 mM AS	0,85109555	0,49305903	1			

Annex 30 : Analyse statistiques des teneurs en T hydrolysable dans les graines (Analyse de variance : P.ultimum)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	17,26	5,7533333	1,58523333	0,0044962	0,9955172	5,14325285
0,05 mM AS	17,63	5,8766667	0,53303333			
0,5 mM AS	17,37	5,79	5,9107			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,58083088	1				
0,5 mM AS	0,82167076	0,94121498	1			

Annex 31 : Analyse statistiques des teneurs en T hydrolysable dans les graines (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	27,18	9,06	7,1953	0,2570277	0,7814467	5,14325285
0,05 mM AS	24,03	8,01	12,4356			
0,5 mM AS	22,08	7,36	6,1348			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,93029334	1				
0,5 mM AS	0,95445101	0,99736559	1			

Annex 32 : Analyse statistiques des teneurs en T hydrolysable dans les plantes (Analyse de variance : F.redolens)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	11,14	3,7133333	3,77643333	0,0212908	0,9790078	5,14325285
0,05 mM AS	12,25	4,0833333	5,16243333			
0,5 mM AS	11,92	3,9733333	6,32123333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,96840653	1				
0,5 mM AS	0,99392417	0,98997081	1			

Annex 33: Analyse statistiques des teneurs en T hydrolysable dans les plantes (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	17,26	5,7533333	1,58523333	0,0044962	0,9955172	5,14325285
0,05 mM AS	17,63	5,8766667	0,53303333			
0,5 mM AS	17,37	5,79	5,9107			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,87639759	1				
0,5 mM AS	0,85109555	0,49305903	1			

Annex 34 : Analyse statistiques des teneurs en activité antioxydant dans les graines (Analyse de variance : P.ultimum)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	8,61	2,87	2,7697	0,1678596	0,8493094	5,14325285
0,05 mM AS	10,74	3,58	2,2351			
0,5 mM AS	10,56	3,52	3,3075			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,98668337	1				
0,5 mM AS	0,81103758	0,89538821	1			

Annex 35 : Analyse statistiques des teneurs en activité antioxydant dans les graines (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	11,59	3,8633333	3,27123333	0,2797214	0,7653373	5,14325285
0,05 mM AS	9,02	3,0066667	1,94813333			
0,5 mM AS	11,49	3,83	2,3571			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,99878246	1				
0,5 mM AS	0,99778484	0,99328828	1			

Annex 36 : Analyse statistiques des teneurs en activité antioxydant dans les plantes (Analyse de variance : F.redolens)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	57,3	19,1	1,7299	0,0636890	0,9389224	5,14325285
0,05 mM AS	58	19,333333	4,94293333			
0,5 mM AS	59,42	19,806667	11,6474333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,94235231	1				
0,5 mM AS	0,88617058	0,68003456	1			

Annex 37 : Analyse statistiques des teneurs en activité antioxydant dans les graines (Analyse de variance : Salinité)

Groupe	Somme	Moyenne	Variance	Fcalculé	Probabilité	F critique
0	24,07	8,0233333	25,2352333	0,1292265	0,8811559	5,14325285
0,05 mM AS	23,44	7,8133333	13,4697333			
0,5 mM AS	19,66	6,5533333	5,31773333			
	0	0,05 mM AS	0,5 mM AS			
0	1					
0,05 mM AS	0,97580557	1				
0,5 mM AS	0,9036888	0,97544404	1			

Résumé:

L'objectif de cette étude est d'identifier l'implication de l'acide salicylique dans la résistance du pois chiche (*Cicer arietinum L.*), sous des conditions défavorables. Dans ce cadre, un essai a été conduit dans des conditions contrôlées sur une variété de pois chiche (ILC 3279) prétraitées à l'acide salicylique (0,05 mM, 0,5mM, 1mM), puis inoculé par le *Pithium ultimum* en phase de germination ou par le *Fusarium redolens* en phase de croissance, soit soumises aux stress salin (NaCl 100 mM). Lors de cette étude la cinétique de germination des graines, le nombre des plantes développées et nécrosées, ainsi que le rendement des plantes en graines a été analysé. Une analyse biochimique sur les graines et les plantes a été entamées, afin de comprendre le mode d'action de cette molécule sur la stimulation des processus de défense. Les résultats obtenus montrent que l'application de l'AS provoque une augmentation de la faculté germinative des graines ainsi qu'une amélioration du pourcentage des plantes en développées contre une diminution des taux des plantes nécrosées. L'analyse de certains composés biochimiques a montré une augmentation dans le taux de la chlorophylle, des protéines, des polyphenol accompagné d'une augmentation de l'activité antioxydant, au niveau des graines et des plantes. En parallèle une amélioration du rendement est constatée chez les plantes traitées par rapport aux plantes non traitées. En conclusion, les résultats obtenus nous ont permis de mettre en évidence le rôle physiologique de l'acide salicylique dans l'amélioration de la germination et de la croissance du pois chiche, sous stress salin et en présence des champignons. Aussi, nous avons pu démontrer que l'impact de l'acide salicylique est aussi dépendant du stade de développement de la plante, de la nature du stress et de la dose appliquée qui doit être adapté à l'espèce. Nous pouvons suggérer que la plus faible dose 0,05 mM est la plus fiable pour la croissance et la résistance du pois chiche.

Mots clés: *Pois chiche, Acide Salicylique, Fusarium redolens, Pythium ultimum, Salinity, Proteines, Polyphénol, Activité Antioxydant.*

Abstract:

The aim of the study was to elucidate the implication of salicylic acid on chickpea (*Cicer arietinum L.*) defence to salt stress and pathogeneses. For this, chickpea seeds treated by salicylic acid (0,05 mM, 0,5mM and 1mM), and then seeds are submitted under NaCl concentration (100 mM) or inoculated with *P.ultimum* at germination stade or *F.redolens* at seedling stade. The measures concerned the kinetics germination rate, plants number developed, necroses plants and the rendement are studied. Although an analyses of biochemical compounds are carried. In conclusion, the results suggest that the application of SA led to an amelioration of the germination and plants developpement. A variation was noted on the biochemical compounds, such the proteins rate, polyphenol level and the antioxidant activity depending on the germination stage and development. Although, the results obtained in this work highlighted the possible involvement of salicylic acid likely to contribute to understand chickpea defence reactions against these pathogens and salinity. And we can demonstrated that the effect of exogenous SA depends on various factors, including the species and developmental stage, the concentration of SA application.

Key words: *Chickpea, Salicylic acid, Fusarium redolens, Pythium ultimum, Salinity, Proteins, Phenolic compounds, Antioxidant activity.*

الخلاصة

تهدف هذه الدراسة المقدمة في هذه الأطروحة إلى تقييم تدخل مركب حمض السلسيليك في الخصائص الدفاعية عند نبات الحمص خلال مرحلة الإنتاش و مرحلة النمو تحت ظروف غير طبيعية تتمثل في الملوحة و نوعين من الفطريات. تم استعمال فصيلة من للملوحة (100 مول الحمص) معاملة بعدة تراكيز من مادة حمض السلسيليك (0.05 – 0.5 – 1 مول) . ثم إخضاعها لفطر

Fusarium redolens, Pythium ultimum

ثم تم تقدير النسبة المئوية لإنتاش و نسبة النباتات النامية و بعض المواد الكيميائية مثل البروتينات و البرولين و السكريات و بعض المركبات الفيزيولوجية التي تلعب دور في المقاومة الفزيولوجية عند النباتات الغير معاملة و المعاملة بمادة حمض السلسيليك. ثم تقدير المردودية بتقدير عدد الحبوب الناتجة .

قد أظهرت الدراسة أن الملوحة و الفطريات تؤثر على نسبة الانتاش و النمو و المردود بالمقابل يعمل حمض السلسيليك على رفع مستواها بالإضافة إلى ذلك هناك اختلاف في معدل المواد الكيميائية مثل البروتينات و المركبات الفينولية تحت تأثير التراكيز المختلفة. لقد تبين من هذه الدراسة كذلك إرتفاع في نسب الكلوروفيل و هذه المركبات في كل من البذور و النباتات بالإضافة إلى معدل النمو و نستخلص من الدراسة أن حمض السلسيليك يلعب دور هام في تحسين النمو و الإنتاش في الظروف الغير طبيعية. كما تم استخلاص أن الدور الفسيولوجي لهذا المركب يخضع إلى نوع النبات و نوع الظروف بالإضافة إلى درجة تركيز السلسيليك عند نبات الحمص.

الكلمات المفتاحية نبات الحمص - حمض السلسيليك - المركبات *Fusarium redolens, Pythium ultimum* الملوحة - البروتين الفينولية - نشاط مضادات الأكسدة

Ce travail a donné lieu aux résultats suivants :

- Publications

- D. Boukraâ**, K. Benabdelli, L. Belabid, F. Bennabi. 2013. **Effect of salinity on chickpea seed germination pre-treated with salicylic acid** . Scientific Journal of Biological Sciences (2013) 2(4) 86-93 ISSN 2322-1968
- Boukraa.D**, Belabid.L, Benabdelli.K, Bennabi.F . 2014. **The effect of the Salicylic Acid on the variability of phenolic compounds, during the germination and the seedling of chickpea (Cicer arietinum L.), after inoculation by mushrooms**. European Journal of Biotechnology and Bioscience 2014; 1 (6): 27-35.
- D. Boukraâ**, L. Belabid, K. Benabdelli and A. Hssaine.2015. **Role of salicylic acid in induction of plant defense system in chickpea Fusarium wilt caused by Fusarium oxysporum f.sp ciceris** . Bioscience Research, 12(1): 14-20, 2015. Available online at www.isisn.org ©ISISnet Publishers . Print ISSN: 1811-9506 Online ISSN: 2218-3973
- Boukraâ.D**, Belabid.L, Benabdelli.K, Bennabi.F. 2015. **Implication of salicylic acid in chickpea growth to salt resistance** . Advances in Environmental Biology, 9(27) December 2015, Pages: 270-277
- F. Bennabi, M. Belkhodja, **D. Boukraa**, Y. Bouhadda and Z. Salmi. **The Attitude of a Saharan Variety Tadalaghte (Phaseolus vulgaris L.) Put under Stress of Salinity** . Advanced Studies in Biology, Vol. 5, 2013, no. 8, 347 - 362 HIKARI Ltd, www.m-hikari.com <http://dx.doi.org/10.12988/asb.2013.3314>

Communications

- Communications orales

Interaction des polyphenol dans la tolérance du pois chiche aux stress biotique et abiotique

Séminaire international Khemis Miliana, 19 - 20 Avril 2016. Université Djilali Bounaama Khemis Miliana Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie & des Sciences de la Terre. Les Symbioses Végétales et leurs Applications Biotechnologiques, Agronomiques et Environnementales

- Communications affichées

- **Boukraâ.D**, Belabid.L, Benabdelli.K, Bennabi.Fet Mr Boussaid.A. **Effet de l'acide salicylique sur la germination et le développement du pois chiche (Cicer arietinum L .), après inoculation par les champignons**. Séminaire International de Constantine (SISA 2014).

- OuisDalila et **Boukraâ Djamil**a. Etude **préliminaire des interactions plantes - microorganismes**.

Séminaire international Khemis Miliana, 19 - 20 Avril 2016. Université Djilali Bounaama Khemis Miliana Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie & des Sciences de la Terre. Les Symbioses Végétales et leurs Applications Biotechnologiques, Agronomiques et Environnementales