

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE ABDERAHMANE MIRA BEJAIA
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Alimentaires

Mémoire

Présenté par :

M^r MOKRANI Abderrahmane

En vue de l'obtention du Diplôme de Magister en Sciences Alimentaires

Option : Contrôle de Qualité des Aliments, Certification

et Méthodes de Validation

Thème

*Etude Comparative du Pouvoir
Antioxydant de Quelques Alliées*

Devant le jury :

Président : M^r KECHA M.

Maître de conférences (UAMB)

Rapporteur : M^{lle} LOUAILECHE H.

Professeur (UAMB)

Examineurs : M^r IGUER-OUADA M.

Maître de conférences (UAMB)

M^r REZGUI F.

Maître de conférences (UAMB)

Année universitaire : 2008/2009

Remerciements

Tout d'abord, je remercie le bon Dieu tout puissant de m'avoir donné la volonté et la santé pour réaliser ce travail.

Ce travail a bénéficié du soutien de plusieurs personnes qu'il me fait plaisir de remercier. En tout premier lieu, j'aimerais exprimer ma profonde reconnaissance et mes remerciements les plus sincères à ma directrice de mémoire, le Professeur LOUAILLECHE H., pour m'avoir accueilli dans son laboratoire. Grâce à ses conseils, sa disponibilité, ses qualités humaines et scientifiques, j'ai pu acquérir les connaissances indispensables pour réaliser ce travail.

Mes plus vifs remerciements vont également à Monsieur le Docteur KECHA M., Maître de conférences à la faculté des sciences de la nature et de la vie, pour avoir accepté de présider le jury et d'évaluer ce travail.

Je remercie vivement :

Monsieur le Docteur IGUER-OUADA M., Maître de conférences à la faculté des sciences de la nature et de la vie et Monsieur le Docteur REZGUI F., Maître de conférences à la faculté des sciences et sciences de l'ingénieur, pour avoir accepté de faire partie du jury et d'évaluer ce travail.

Les mois d'expérimentation n'auraient pas été supportables sans les encouragements et la bonne humeur des membres de l'équipe du laboratoire dont je tiens à exprimer ma profonde gratitude, en particulier M^r BACHIR-BEY Mustapha.

Mes remerciements vont également aux agriculteurs qui m'ont fourni les échantillons de légumes et à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

En guise de reconnaissance, je dédie ce travail

*A mes chers parents qui m'ont entouré de leur affection, m'ont fait grandir dans
l'envie de comprendre et de découvrir. Pour leur dévouement, leur présence
constante au cours de toutes ces années d'études.*

A tous mes frères, surtout Nadjib et Nadir, pour leurs soutiens et encouragements.

A ma sœur Nadia, pour ses encouragements.

A toute ma famille.

A tous mes amis.

A toutes les mains qui m'ont été tendues...

Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Action des antioxydants au cours du métabolisme des dérivés réactifs de l'oxygène.	12
2	Schéma du processus d'inhibition des radicaux libres par l'ascorbate.	14
3	Structures chimiques de quelques caroténoïdes alimentaires.	16
4	Réaction de transformation des <i>S</i> -alk(en)yl-cysteine-sulfoxydes en alk(en)yl-thiosulfates par l'alliinase.	18
5	Structure des <i>S</i> -alk(en)yl-cysteine sulfoxydes dans les plantes du genre <i>Allium</i> .	19
6	Transformation de l'alliine en allicine dans l'ail par l'alliinase.	20
7	Mécanisme d'action des thiosulfates sur les radicaux peroxy.	20
8	Transfert d'hydrogène en deux étapes par un antioxydant phénolique aux radicaux lipidiques (ROO•).	22
9	Structure des acides phénoliques.	23
10	Structure de base des flavonoïdes (2-phényl chromane ou flavane).	24
11	Structures des principales classes de flavonoïdes.	25
12	Les flavonols identifiés dans les oignons.	27
13	Structures des principales anthocyanines.	28
14	Mécanisme proposé pour la formation de complexe cyanidine-ADN.	29
15	Piégeage des espèces réactives d'oxygène (R ^o) par les flavonoïdes.	31
16	Sites essentiels de chélation des métaux par les flavonoïdes (quercétine).	32
17	Morphologie des alliacées analysées.	35
18	Teneur en acide ascorbique des alliacées.	40
19	Teneur en caroténoïdes des alliacées.	43
20	Teneur en thiosulfates des alliacées.	46
21	Teneur en polyphénols totaux des alliacées.	49
22	Teneur en flavonoïdes des alliacées.	52
23	Corrélation entre les teneurs en flavonoïdes et en polyphénols totaux des	53

	alliées.	
24	Teneur en flavonols des alliées.	55
25	Corrélation entre les teneurs en flavonols, polyphenols totaux (A) et flavonoïdes (B).	57
26	Teneur en anthocyanines des alliées.	58
27	Corrélation entre les teneurs en anthocyanines et en polyphenols totaux.	59
28	Activité antiradicalaire des alliées	61
29	Pouvoir réducteur des alliées.	64
30	Corrélation entre l'activité antiradicalaire et le pouvoir réducteur des alliées.	65
31	Corrélation entre l'activité antiradicalaire et les teneurs en polyphenols totaux (A), flavonoïdes (B), flavonols (C) et anthocyanines (D).	67
32	Corrélation entre le pouvoir réducteur et les teneurs en polyphenols totaux (A), flavonoïdes (B), flavonols (C) et anthocyanines (D).	68
33	Corrélation entre la diminution de l'activité antiradicalaire et les pertes en polyphenols totaux (A), flavonoïdes (B), flavonols (C) et en anthocyanines (D).	69
34	Corrélation entre la diminution du pouvoir réducteur et les pertes en polyphenols totaux (A), flavonoïdes (B), flavonols (C) et en anthocyanines (D).	70

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
I	Composition et valeur nutritive des alliacées.	4
II	Principales voies de production des espèces réactives de l'oxygène	8
III	Teneur en vitamine C de quelques alliacées.	13
IV	Teneur en <i>S</i> -alk(en)yl-cysteine sulfoxydes de quelques alliacées.	19
V	Teneur en acides phénoliques de quelques alliacées.	23
VI	Teneur en flavonoïdes de quelques alliacées.	26
VII	Caractéristiques des alliacées analysées.	34
VIII	Effet de la cuisson sur la teneur en acide ascorbique des alliacées.	41
IX	Effet de la cuisson sur la teneur en caroténoïdes des alliacées.	44
X	Effet de la cuisson sur la teneur en thiosulfates des alliacées.	47
XI	Effet de la cuisson sur la teneur en polyphénols totaux des alliacées.	50
XII	Teneurs en flavonoïdes des alliacées indiquées dans la littérature.	52
XIII	Effet de la cuisson sur la teneur en flavonoïdes des alliacées.	54
XIV	Effet de la cuisson sur la teneur en flavonols des alliacées.	56
XV	Effet de la cuisson sur la teneur en anthocyanines des alliacées.	60
XVI	Effet de la cuisson sur l'activité antiradicalaire des alliacées.	63
XVII	Effet de la cuisson sur le pouvoir réducteur des alliacées.	66

Sommaire

Liste des figures
Liste des tableaux

Introduction.....	1
--------------------------	----------

Revue bibliographique

I. Les alliacées.....	3
1.1. Description botanique et classification.....	3
1.1.1. L'ail.....	3
1.1.2. L'oignon.....	3
1.1.3. Le poireau.....	4
1.2. Composition chimique des alliacées.....	4
1.3. Effets bénéfiques des alliacées.....	5
1.3.1. Prévention des cancers.....	5
1.3.2. Prévention des maladies cardiovasculaires.....	6
1.3.3. Effets antibactériens.....	6
II. Les radicaux libres et le stress oxydatif.....	7
2.1. Les radicaux libres.....	7
2.2. Le stress oxydatif.....	9
2.2.1. Origine	9
2.2.2. Conséquences du stress oxydatif.....	9
2.2.2.1. Effets sur les lipides.....	9
2.2.2.2. Effets sur les protéines.....	10
2.2.2.3. Effets sur les acides nucléiques.....	10
2.2.3. Défense contre le stress oxydatif.....	11
2.2.3.1. Moyens de défense endogènes.....	11
2.2.3.2. Moyens de défense exogènes.....	12

III. Les antioxydants des alliacées.....	13
3.1. L'acide ascorbique.....	13
3.2. Les caroténoïdes.....	14
3.2.1. Piégeage de l'oxygène singulet.....	17
3.2.2. Interactions des caroténoïdes avec les radicaux libres.....	17
3.3. Les thiosulfates.....	17
3.4. Les composés phénoliques.....	21
3.4.1. Les acides phénoliques.....	22
3.4.2. Les flavonoïdes.....	24
3.4.2.1 Les flavonols.....	25
3.4.2.2 Les anthocyanines.....	27
3.4.2.3. Propriétés antioxydantes.....	28

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

1. Echantillonnage.....	33
2. Dosage des antioxydants.....	33
2.1. L'acide ascorbique.....	33
2.2. Les caroténoïdes.....	33
2.3. Les thiosulfates.....	36
2.4. Les composés phénoliques.....	36
2.4.1. Les Polyphenols totaux et les flavonoïdes.....	36
2.4.1.1. Préparation des extraits.....	36
2.4.1.2. Les polyphénols totaux.....	36
2.4.1.3. Les flavonoïdes.....	36
2.4.2. Les flavonols et les anthocyanines.....	37
3. Activité antioxydante.....	37
3.1. Activité antiradicalaire.....	37
3.2. Pouvoir réducteur.....	38
4. Effet de la cuisson.....	38

5. Détermination de la matière sèche.....	38
6. Analyse statistique.....	38
Résultats et discussion	
I. Les antioxydants.....	39
1.1. L'acide ascorbique.....	39
1.2. Les caroténoïdes.....	42
1.3. Les thiosulfates.....	45
1.4. Les polyphénols totaux.....	48
1.5. Les flavonoides.....	51
1.6. Les flavonols.....	54
1.7. Les anthocyanines.....	58
II. Activité antioxydante.....	59
2.1. Activité antiradicalaire.....	59
2.2. Pouvoir réducteur.....	63
2.3. Relation entre l'activité antioxydante et les teneurs en antioxydants.....	66
Conclusion.....	71
Références bibliographiques.....	73
Annexes.....	89

Introduction

Introduction

L'oxygène indispensable à notre vie est capable de produire dans notre organisme des dérivés toxiques dont les radicaux libres qui sont des espèces chimiques (atomes ou molécules) instables possédant un électron non apparié. Cette propriété les rend aptes à réagir avec les molécules environnantes induisant des modifications oxydatives au niveau des lipides, de l'ADN et des protéines. À des degrés variables, celles-ci sont impliquées dans le développement des maladies cardiovasculaires, cancers, complications du diabète, cataracte et dégénérescence maculaire ou encore des affections neurologiques dégénératives (maladie d'Alzheimer) (Favier, 1997; Pincemail *et al.*, 2007).

La production des radicaux libres est permanente mais faible (sous forme de médiateurs tissulaires ou de résidus des réactions énergétiques). Une telle production physiologique est parfaitement maîtrisée par des systèmes de défense de l'organisme très complexes composés d'enzymes, de protéines transporteuses du fer et du cuivre,... . Dans ces circonstances normales, on dit que la balance antioxydants/pro-oxydants est en équilibre. Si tel n'est pas le cas, que ce soit par un déficit nutritionnel en antioxydants ou par suite d'une surproduction de radicaux (fumée du tabac, pollution, soleil, effort physique intense, etc), l'excès de ces radicaux est appelé « stress oxydatif » (Favier, 2006).

Des études épidémiologiques ont montré qu'une alimentation riche en fruits et légumes est associée à une diminution des risques de maladies cardiovasculaires et de certains cancers. Ces effets bénéfiques pour la santé ont été attribués en partie à la présence des composés antioxydants dans les végétaux tels que les vitamines C et E, le β -carotène et les polyphénols (Nuutila *et al.*, 2003; Firuzi *et al.*, 2005).

Plus spécifiquement, des études ont démontré que la consommation de légumes de la famille des alliacées (ail, oignon, poireau) aurait un effet protecteur contre les cancers colorectaux, de l'estomac et de la prostate (Dorant *et al.*, 1996; Fleischauer *et al.*, 2000; Hsing *et al.*, 2002). L'effet protecteur semble être lié à la présence des composés organo-sulfurés (thiosulfates) qui inhibent la carcinogénèse. Ces légumes sont également efficaces dans la prévention des

maladies cardiovasculaires (effets hypocholestérolémiant, hypolipidémiant, anti-thrombique,...). (Corzo-Martinez *et al.*, 2007).

Les plantes du genre *Allium* sont une source de flavonoïdes. Les principales classes d'antioxydants de l'oignon sont les anthocyanines et les flavonols. Les anthocyanines donnent la couleur rouge à certaines variétés d'oignon, et les flavonols colorent les oignons jaunes (Griffiths *et al.*, 2002). L'ail contient également des flavonoïdes (Stajner et Varga, 2003). Le poireau, en particulier les feuilles, est riche en flavonoïdes et en caroténoïdes (Fattorusso *et al.*, 2001). Il semblerait également que certains composés organo-sulfurés, tels que les thiosulfates et leur précurseurs, contenus dans les légumes de la famille des alliacées, contribuent à leur activité antioxydante (Xiao et Parkin, 2002).

La présente étude a deux objectifs principaux :

Le premier est de comparer l'apport en quelques antioxydants (polyphénols, flavonoïdes, flavonols, anthocyanines, thiosulfates, acide ascorbique et caroténoïdes) de trois alliacées (ail, oignon et poireau) et d'évaluer leur activité antioxydante (activité antiradicalaire et pouvoir réducteur).

Le deuxième est de déterminer l'effet de la cuisson sur les teneurs en antioxydants ainsi que sur l'activité antioxydante de ces alliacées.

Revue bibliographique

I. Les alliacées

1.1. Description botanique et classification

Parmi les 6 genres des alliacées, le genre *Allium* est le plus important ; il représente à lui seul presque 90% des espèces des alliacées dont l'ail, l'oignon, le poireau,...(Gibault, 2005).

Les alliacées sont des plantes herbacées, vivaces, bulbeuses, caractérisées par un bulbe souterrain, formé d'une tige courte portant sur sa surface inférieure de petites racines à la base et, sur sa face supérieure, des gaines foliaires (ou tuniques) emboîtées les unes dans les autres et disposées concentriquement (oignon). Au centre des bulbes, se trouve le bourgeon de la future tige aérienne. Les fleurs forment une ombelle à l'extrémité d'une hampe nue (Gibault, 2005).

Le genre *Allium* inclut plus de 700 espèces qui se développent dans les régions tempérées, semi-arides et arides de l'hémisphère nord (Kamenetsky et Rabinowitch, 2006). La position taxonomique du genre *Allium* est la suivante : classe : *Liliopsida*, sous-classe : *Liliidae*, super-ordre : *Liliiana*, ordre : *Amaryllidales*, famille : *Alliaceae*, sous-famille : *Allioideae*, tribu : *Allieae*, genre : *Allium* (Fritsch et Friesen, 2002). L'ail, l'oignon et le poireau sont les plantes comestibles les plus connues de ce genre. Elles sont caractérisées par une odeur et un goût forts.

1.1.1. L'ail

L'ail commun (*Allium sativum* L.) est une plante vivace bulbeuse (30 cm à 1 m), à fleurs rosé pale ou vert blanchâtre, cultivée depuis l'antiquité. Il existe différents types d'ail : l'ail blanc, l'ail rose et l'ail violet (Chevallier, 2001 ; Gibault, 2005).

1.1.2. L'oignon

L'oignon (*Allium cepa* L.) est une plante vivace à bulbe, à tige et à feuilles creuses, à fleurs blanches ou pourpres (1 m de haut). Le bulbe est principalement la partie comestible, avec une forte saveur distinctive et une odeur piquante. Il existe plusieurs types d'oignon : les oignons jaunes, blancs, rouges,... (Gibault, 2005).

1.1.3. Le poireau

Le poireau (*Allium porrum*) est un légume feuilles. Le blanc du poireau (ou fut du poireau) est constitué de longues feuilles engainées. Cette plante était déjà très couramment cultivée au moyen âge. Selon les caractéristiques morphologiques (fut, feuillage,...), il existe trois types de poireau : le type Européen, le Turque et le *kurrat* (Gibault, 2005).

1.2. Composition chimique des alliacées

Après l'eau, les glucides sont les composés chimiques les plus abondants dans les espèces du genre *Allium* (tableau I) ; et comprennent le glucose, le fructose et le sucrose, et les fructanes. Ces plantes contiennent également des protéines, des lipides, des fibres, des minéraux, des vitamines et des polyamines. Les espèces du genre *Allium* (ail, oignon, poireau,...) se distinguent par leur chaîne métabolique des composés organo-sulfurés. La plupart de ces composés sont sous forme d'acides aminés libres, dont certains servent de précurseurs de l'odeur volatile, du goût et des composés nutraceutiques caractéristiques des alliacées. Les précurseurs inodores sont des acides aminés soufrés non volatiles appelés *S*-alk(en)yl-cysteine-sulfoxydes (ACSOs). (Kamenetsky et Rabinowitch, 2006). Le principal composé organo-sulfuré de l'ail est l'alliine qui, lorsque l'ail est coupé ou broyé et sous l'influence d'une enzyme, se transforme en allicine, composé volatile responsable à la fois des propriétés aromatiques et antibiotiques de l'ail (Gibault, 2005).

Tableau I : Composition et valeur nutritive des alliacées (valeur moyenne par 100g de matière comestible) (Souci *et al.*, 1994).

Composant (g)	Ail	Oignon	Poireau
Eau	64	87,6	89
Protéines	6,05	1,25	2,24
Lipides	0,12	0,25	0,34
Glucides	28,41	4,91	3,21
Fibres	2,31	1,81	2,27
Minéraux	1,42	0,59	0,86
Valeur énergétique (Kcal)	138,92	27,52	24,86

1.3. Effets bénéfiques des alliacées

Depuis l'antiquité, les espèces du genre *Allium* (ail, oignon, poireau,...) ont été utilisées comme légumes, épices et en tant que plantes médicinales. La première citation de ces plantes est trouvée dans le *Codex Ebers* (1550 A.J), un papyrus médical égyptien rapportant plusieurs formules thérapeutiques basées sur l'ail et l'oignon en tant que remèdes utilisés pour traiter diverses maladies (problèmes de coeur, mal de tête, morsures, vers intestinaux,...) (Lanzotti, 2006 ; Najjaa *et al.*, 2007).

L'ail est la plante médicinale par excellence. Il prévient la formation de caillots, l'hypertension artérielle, réduit la glycémie et a une action antibiotique (Chevallier, 2001). En Chine, les thés d'oignon et d'ail ont été longtemps recommandés pour la fièvre, le mal de tête, le choléra et la dysenterie (Corzo-Martinez *et al.*, 2007 ; Gorinstein *et al.*, 2007).

L'oignon a diverses vertus médicinales : diurétique, antibiotique, anti-inflammatoire, expectorante et anti-rhumatismale. Il soulage la douleur et stimule la circulation. Il est prescrit contre le rhume, la toux et la grippe. Comme l'ail, l'oignon diminuerait la fréquence des angines et préviendrait l'artériosclérose. En cataplasme, il drainerait les plaies (Chevallier, 2001).

1.3.1. Prévention des cancers

Plusieurs études épidémiologiques ont montré qu'une consommation élevée d'ail, d'oignon et de poireau est associée à la réduction du risque de cancers colorectaux et gastriques (Dorant *et al.*, 1996 ; Fleischauer *et al.*, 2000) et de la prostate (Hsing *et al.*, 2002 ; Galeone *et al.*, 2007). L'effet protecteur semble être lié à la présence des composés organo-sulfurés qui inhibent la carcinogenèse dans l'estomac, l'oesophage, le colon, les glandes mammaires et le poumon. Les différents mécanismes proposés sont l'inhibition de la mutagenèse et de la formation des adduits d'ADN, la modulation des activités enzymatiques, le piégeage des radicaux libres et l'inhibition de la prolifération et de la croissance des cellules tumorales par induction de l'apoptose ou l'altération du cycle cellulaire (Bianchini et Vainio, 2001, Song et Milner, 2001, Sengupta *et al.*, 2004).

1.3.2. Prévention des maladies cardiovasculaires

L'oxydation des LDL est impliquée dans le développement des maladies cardiovasculaires par augmentation du risque athérogène. (Duthie, 1999). L'ail et l'oignon sont efficaces dans la prévention des troubles cardiovasculaires, en raison de leurs effets hypocholestérolémiant, hypolipidémiant, anti-hypertensif, anti-thrombique et anti-agrégation plaquettaire (Rahman, 2001).

1.3.3. Effets antibactériens

En médecine traditionnelle, l'ail et l'oignon ont été employés pour traiter les infections parasitaires, fongiques, bactériennes et virales. Les composés organosulfurés sont les principaux agents antimicrobiens actifs. Cependant, quelques protéines, saponines et composés phénoliques contribuent également à cette activité. L'ail inhibe la croissance des micro-organismes, ainsi que la production de toxines. Les bactéries contre lesquelles l'ail semblerait être efficace sont *Pseudomonas*, *Proteus*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella*, *Salmonella*, *Micrococcus*, *Bacillus subtilis*, *Mycobacterium* et *Clostridium*. L'ail a été également employé comme antiseptique pour panser les blessures et dans la prévention de la gangrène (Corzo-Martinez *et al.*, 2007).

II. Les radicaux libres et le stress oxydatif

2.1. Les radicaux libres

Un radical libre est une espèce chimique, atome ou molécule, contenant un électron non apparié. Cet état n'est que transitoire car il est comblé soit par l'acceptation d'un autre électron soit par le transfert de cet électron libre sur une autre molécule. Ces espèces radicalaires très réactives sont produites d'une manière continue au sein de notre organisme, au cours de nombreux phénomènes biologiques (respiration cellulaire, phagocytose,...) (Marfak, 2003).

L'appellation espèces réactives de l'oxygène ERO (ROS : *reactive oxygen species*) inclut les radicaux libres de l'oxygène proprement dit dont les radicaux superoxyde ($\overset{\circ}{\text{O}}_2^-$), hydroxyle (OH°), monoxyde d'azote (NO°),..., mais aussi certains dérivés oxygénés réactifs non radicalaires dont la toxicité est importante : peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), le peroxyde d'azote (ONO_2), l'oxygène singulet ($^1\text{O}_2$),... (Fontaine *et al.*, 2002). Ces ERO sont produites en permanence par les cellules notamment au niveau des mitochondries lors de la respiration cellulaire, dans les cellules endothéliales par activation de la xanthine oxydase, en cas d'acidose, lors de l'auto-oxydation des catécholamines, lors de l'inflammation par la NAPH-oxydase et la myéloperoxydase, lors de perturbations du métabolisme du calcium et de l'exercice aérobic (tableau II) (Groussard, 2006). Le radical hydroxyle est le radical le plus instable et le plus réactif de toutes les ERO. Il réagit avec de nombreuses espèces moléculaires (protéines, lipides, ADN...) entraînant ainsi de multiples dommages. Les radicaux peroxyde (ROO°) se forment par l'addition de l'oxygène sur des radicaux libres carbonés. Ils sont peu réactifs, mais sont capables de diffuser à travers les membranes biologiques. Les hydroperoxydes organiques (ROOH) sont les formes hydrogénées des radicaux peroxydes. Ils sont réactifs et se redécomposent en radicaux peroxydes ou en radicaux alcoxydes (RO°). Ces derniers se produisent lors de la dégradation des peroxydes organiques. Ils sont très réactifs (Marfak, 2003).

2.2. Le stress oxydatif

2.2.1. Origine

Le stress oxydatif est provoqué par des molécules de type 'radical libre'. Dans l'organisme, les cellules utilisent l'oxygène pour exploiter l'énergie contenue dans les aliments. Ce processus produit des radicaux libres oxygénés (Ceriello, 2004). Pour y faire face, l'organisme dispose d'enzymes antioxydants (superoxydes dismutases, peroxydases,...) permettant une adaptation à une dose raisonnable de radicaux de l'oxygène. Malheureusement, ce système de contrôle peut se dérégler, par suite d'une surproduction endogène (inflammation,...), déficit nutritionnel en antioxydants (vitamines C et E, β -carotène, polyphénols, zinc, sélénium, ...) ou par exposition à des facteurs pro-oxydants (pollution, tabac, irradiation). Le stress oxydant résulte donc d'un déséquilibre de la balance pro-oxydants/antioxydants en faveur des premiers (Favier, 1997).

2.2.2. Conséquences du stress oxydatif

Le stress oxydatif est responsable de lésions de molécules biologiques (oxydation de l'ADN, des protéines, des lipides, des glucides). Ces anomalies sont impliquées dans le développement des maladies cardiovasculaires, des cancers, des complications du diabète ou encore des affections neurologiques dégénératives. Certaines cellules, comme les lymphocytes, les cellules bêta de Langerhans et certains neurones, sont particulièrement sensibles au stress oxydant (Favier, 1997 ; Pincemail *et al.*, 2007).

2.2.2.1. Effets sur les lipides

Les ERO peuvent altérer les lipides, et plus particulièrement les acides gras polyinsaturés qui sont facilement oxydables. Ceci conduit à une réaction en chaîne de peroxydation lipidique, qui modifie la fluidité et la perméabilité de la membrane cellulaire et peut aussi altérer le fonctionnement des protéines membranaires (Ré *et al.*, 2005). La peroxydation lipidique se déroule en trois phases : **l'initiation**, qui consiste en la rupture homolytique, occasionnée par un initiateur radicalaire, d'une liaison C-H de la chaîne d'un acide gras, ce qui en fait un composé radicalaire très réactif vis-à-vis de l'oxygène et qui se transforme en radical peroxy; **la propagation**, au cours de

laquelle le radical peroxyde arrache un atome d'hydrogène à un autre acide gras, créant un nouveau radical et entretenant ainsi une réaction en chaîne, pour se transformer en hydroperoxyde. Ce dernier finira par se dégrader en aldéhydes volatiles; **la terminaison**, entraînée par la réaction de deux radicaux pour donner une espèce moléculaire ou par intervention d'un composé antioxydant, dit « briseur de chaîne » (Hennebelle *et al.*, 2004).

Les produits de la peroxydation lipidique sont détoxifiés. Les lipoperoxydes échappant à la détoxification conduisent à des aldéhydes toxiques (4-hydroxynonéal, malondialdéhyde,...) ayant une forte réactivité vis-à-vis des protéines et des acides nucléiques (Flourie *et al.*, 2006).

2.2.2.2. Effets sur les protéines

Les protéines les plus sensibles aux attaques radicalaires sont surtout celles qui comportent un groupement sulfhydryle (SH). C'est le cas de nombreuses enzymes et protéines de transport qui vont ainsi être oxydées et inactivées. D'autres lésions irréversibles conduisent à la formation d'un intermédiaire radicalaire. Les protéines peuvent alors soit subir des réticulations par formation notamment de ponts bi-tyrosine, soit subir des coupures en cas d'agressions fortes, ou des modifications de certains acides aminés en cas d'agressions modérées (Favier, 2003).

Les attaques des ERO sur les protéines induisent l'apparition de groupements carbonyles, de cystéines oxydées, de fragments peptidiques (détachements d'acides aminés) ou d'agrégats protéiques (Koechlin-Ramonatxo, 2006).

2.2.2.3. Effets sur les acides nucléiques

Les ERO peuvent provoquer des lésions des acides nucléiques susceptibles d'entraîner des mutations délétères à l'origine de divers cancers ou d'altérer l'expression des gènes. Certaines modifications oxydatives des acides nucléiques affectent les bases d'autres induisent des cassures dans les brins. Les dommages causés au niveau des ARNs ne sont pas réparés ; en revanche, les processus de réparation de l'ADN semblent pouvoir éliminer pratiquement sans erreurs les lésions oxydatives de cet acide. Cependant, si les dommages excèdent les capacités de réparation, la récupération cellulaire après un stress oxydatif peut être compromise

(Ré *et al.*, 2005). Les ERO provoquent par ailleurs la coupure irréversible de l'ADN en fragments au niveau des nucléosomes. L'ADN mitochondrial est particulièrement vulnérable. Il en résulte des dysfonctionnements métaboliques. Les ERO inhibent ou modifient l'activité de la topoisomérase qui n'assure plus la religature des deux brins de l'ADN lors de sa réplication (Lemkecher *et al.*, 2005).

2.2.3. Défense contre le stress oxydatif

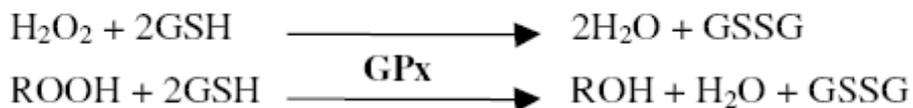
2.2.3.1. Moyens de défense endogènes

Pour protéger ses tissus contre toute agression radicalaire, l'organisme humain possède des systèmes enzymatiques dont les superoxydes dismutases, les glutathion-peroxydases et la catalase (figure 1) (Hadi, 2004).

a. Les superoxyde-dismutases (SOD) : elles exercent une action cellulaire protectrice en catalysant la dismutation de l'anion superoxyde en peroxyde d'hydrogène (Hadi, 2004):



b. Les glutathions peroxydases (GSH-Px) : ces enzymes séléno-dépendantes détruisent non seulement l' H_2O_2 , mais aussi les hydroperoxydes organiques (ROOH) (Favier, 2003). Lors de cette réaction, le glutathion réduit (GSH) se transforme en glutathion oxydé (GSSG) (Marfak, 2003):



c. La catalase : elle agit en synergie avec la SOD ; son rôle est d'accélérer la dismutation du peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène moléculaire selon la réaction suivante (Marfak, 2003) :



Il existe de nombreuses autres enzymes antioxydantes comme les peroxyredoxines, l'hème-oxygénase, la glutathion transférase,.... D'autres protéines endogènes jouent un rôle important : la transferrine, la ferritine et la céruléoplasmine maintiennent les métaux de transition dans un état inactif pour la formation des ERO (Pincemail *et al.*, 2002 ; Favier, 2003).

2.2.3.2. Moyens de défense exogènes

Certains composés antioxydants comme les vitamines E (tocophérol) et C (ascorbate), l'ubiquinone, les caroténoïdes ou les polyphénols apportés par les aliments, agissent en piégeant les radicaux et en captant l'électron célibataire, les transformant en molécules ou ions stables. Ce type d'antioxydant est appelé piégeur ou « scavenger » (figure1). Certains oligo-éléments (cuivre, zinc, sélénium) sont indispensables pour l'activité des enzymes antioxydantes (Cu,Zn-SOD, Mn-SOD, Se-GPx). Le zinc est également un inducteur des métallothionéines, protéines à activité antioxydante et un inhibiteur des réactions de production des ERO induite par le cuivre (Pincemail *et al.*, 2002 ; Favier, 2003).

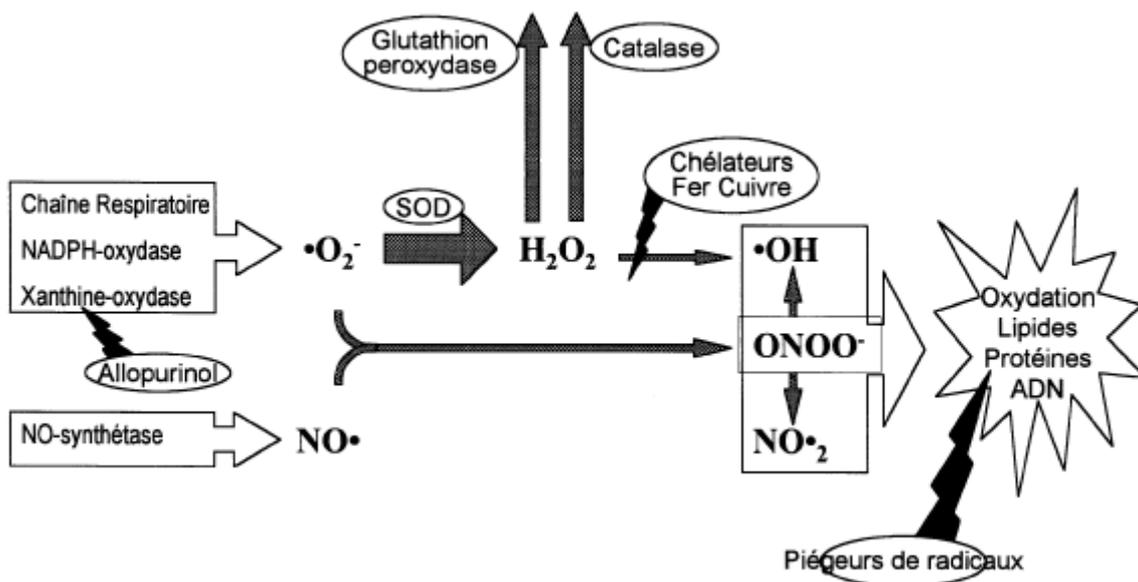


Figure 1 : Action des antioxydants au cours du métabolisme des dérivés réactifs de l'oxygène (Fontaine *et al.*, 2002).

III. Les antioxydants des alliacées

3.1. L'acide ascorbique

L'acide ascorbique (forme réduite) est en équilibre avec l'acide déhydroascorbique (forme oxydée), les deux formes étant convertibles entre elles par voie enzymatique dans l'organisme ; leur somme constitue la vitamine C (*Adrian et al., 1998*).

Les propriétés antioxydantes de la vitamine C sont liées à sa capacité à donner des électrons. C'est un excellent piègeur des espèces réactives d'oxygène (O_2^- , OH^\bullet , radicaux peroxy et oxygène singulet) et peut protéger divers substrats biologiques (protéines, acides gras, ADN) de l'oxydation. Elle joue aussi un grand rôle en régénérant la vitamine E de sa forme radicalaire. Aux concentrations physiologiques (35,45 - 18,18 mg/L), la vitamine C est également capable d'empêcher l'oxydation in vitro des LDL (*Pincemail et al., 1998 ; Padayatty et al., 2003*). Les alliacées, en particulier le poireau, sont une source de vitamine C (tableau III).

Tableau III : Teneur en vitamine C de quelques alliacées (valeur moyenne par 100g de matière comestible) (*Souci et al., 1994*).

Alliacée	Teneur (mg/100g)
Ail	14
Oignon	7,13
Poireau	26

L'ascorbate réagit avec les radicaux libres, pour produire le radical ascorbyle et un produit détoxifié, par un simple transfert d'électron (figure 2). En piégeant efficacement les radicaux peroxy, la vitamine C peut protéger les biomembranes et les LDL contre les dommages peroxydatifs. Un arrêt complet de la peroxydation lipidique est observé quand l'ascorbate est ajouté au plasma. En plus de son action antiradicalaire, elle peut également chélater les métaux (Fe et Cu) qui catalysent la décomposition des hydroperoxydes (*Duthie, 1999 ; Ball, 2004*).

La vitamine E (tocophérol, T-OH) est un antioxydant liposoluble qui inhibe les radicaux peroxydes. Par interaction avec un radical, le tocophérol (T-OH) se transforme lui-même en un radical tocophéroxyde (T-O[•]). Des études *in vitro* ont montré que l'ascorbate (AH⁻) est capable de régénérer l'activité antioxydante de la vitamine E en convertissant le radical tocophéroxyde (forme réduite de la vitamine E) de nouveau en tocophérol phénolique (Rose et Bode, 1993 ; Ball, 2004).

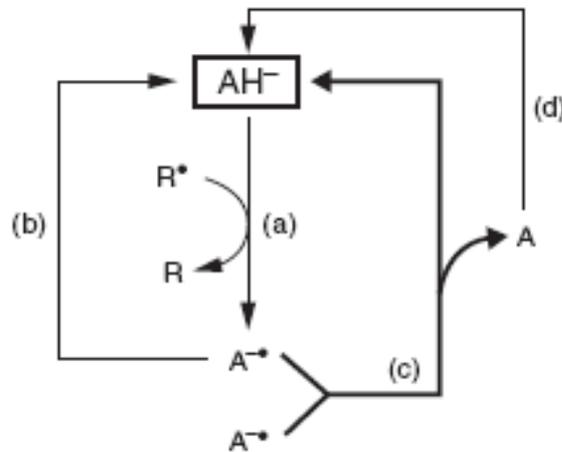


Figure 2 : Schéma du processus d'inhibition des radicaux libres par l'ascorbate (Ball, 2004).

L'ascorbate (AH⁻) donne un électron au radical libre (R[•]), formant un produit détoxifié (R), et lui-même est oxydé en radical ascorbyle (A[•]), appelé également semi-déhydroascorbate (réaction a). Le radical ascorbyle est converti en ascorbate par la semi-déhydroascorbate réductase (réaction b). En outre, les paires de radicaux d'ascorbyles sont, non enzymatiquement, additionnés pour former l'acide déhydroascorbique (A) et l'ascorbate (réaction c). L'acide déhydroascorbique peut être réduit en ascorbate par le glutathion ou la NADPH réductase (réaction d).

3.2. Les caroténoïdes

Les caroténoïdes, sont des pigments lipophiles d'origine végétale responsables de la couleur jaune, orange et rouge de nombreux végétaux. Plus de 600 composés sont identifiés (Scott et Eldridge, 2005).

Leur structure de base est formée d'une longue chaîne hydrocarbonée en C₁₈ où alternent simples et doubles liaisons portant quatre groupements méthyles, et de deux cycles en C₆ (β-ionone) situés à chacune des extrémités de cette chaîne

(figure3). Les cycles β -ionone portent un nombre variable de groupements méthyles, éventuellement des groupements hydroxyles, et souvent une ou deux doubles liaisons ; la position et le nombre de ces groupements déterminent le type de caroténoïde. Les doubles liaisons de la chaîne en C_{18} déterminent une série d'isoméries *cis-trans* mais les formes *all-trans* sont les plus fréquentes (Borel *et al.*, 2005 ; Stahl et Sies, 2005). Selon leur composition chimique, les caroténoïdes sont classés en deux catégories :

Les carotènes : ce sont des caroténoïdes exclusivement hydrocarbonés, donc extrêmement apolaires. Les principaux sont l' α - et le β -carotène et le lycopène.

Les xanthophylles : ils sont relativement moins apolaires car porteurs de fonctions oxygénées (hydroxyle, méthoxyle, epoxye,...). La zéaxanthine, la lutéine, l' α - et la β -cryptoxanthine, la canthaxanthine et l'astaxanthine sont les xanthophylles les plus importants.

La consommation des caroténoïdes est associée à la réduction des risques de maladies dégénératives dont le cancer, les maladies cardiovasculaires, la cataracte et la dégénérescence maculaire (Niizu et Rodriguez-Amaya, 2005).

Les alliacées sont riches en caroténoïdes, en particulier le poireau et l'oignon vert. Le poireau contient 3,68 mg/100g MF de lutéine/zéaxanthine et 3,19 mg/100g MF de β -carotène (Murkovic *et al.*, 2000). L'oignon vert contient 38,93 mg/100g MS de xanthophylles dont 30,28 mg/100g de lutéine, 6,61 mg/100g de néoxanthine, 1,83 mg/100g de violaxanthine et 0,21 mg/100g de zéaxanthine. L'oignon vert contient également 16,9 mg/100g MS de β -carotène (Raju *et al.*, 2007)

Les caroténoïdes sont qualifiés de puissants antioxydants ; ils éliminent les radicaux libres soit en les transformant en produits inoffensifs en réagissant avec eux ou en perturbant la réaction en chaîne des radicaux libres (Dutta *et al.*, 2005). Les mécanismes de défense des caroténoïdes les plus connus sont le piégeage de l'oxygène singulet (1O_2) impliqué dans les réactions de photo-oxydation et l'interaction avec les radicaux libres.

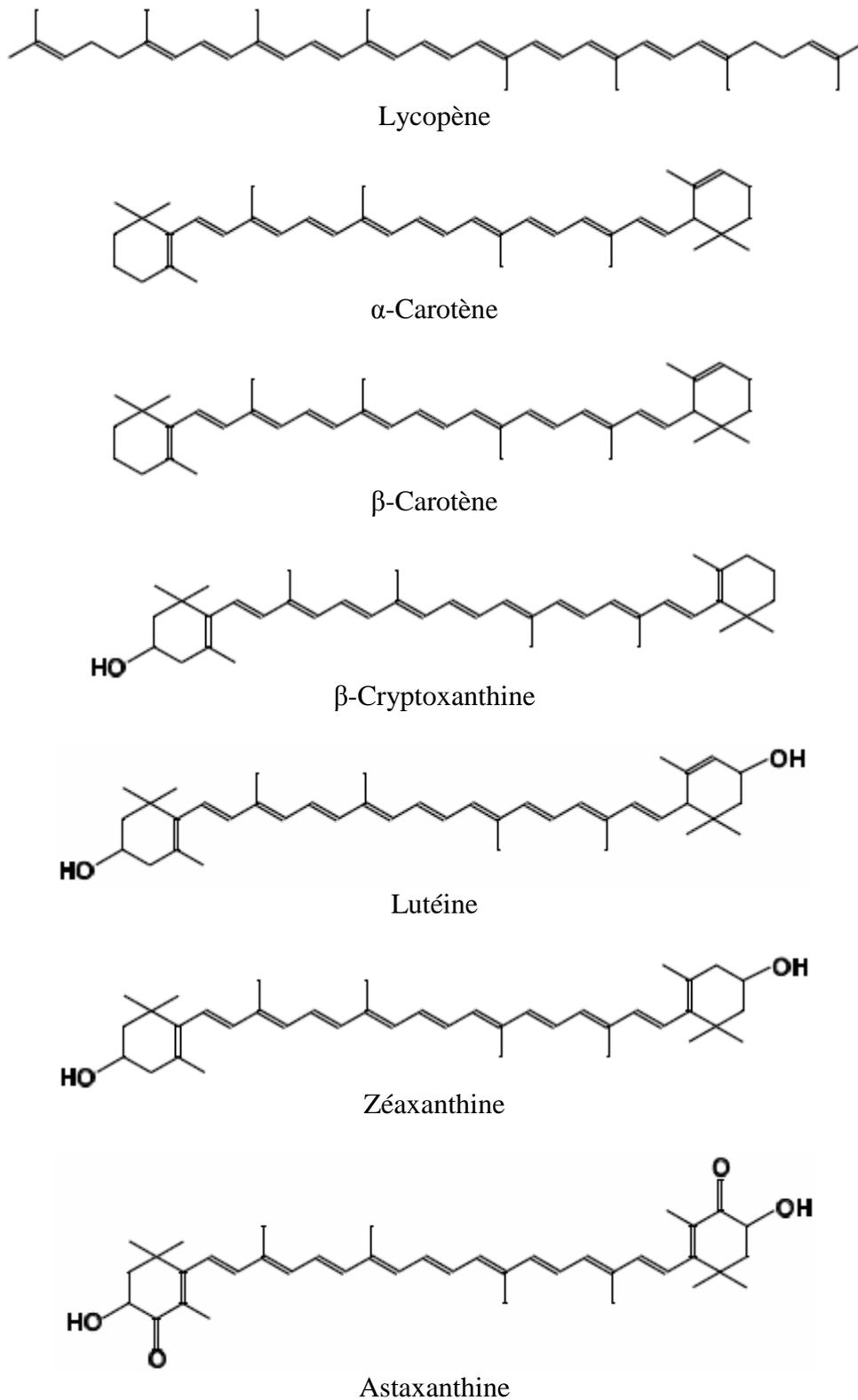
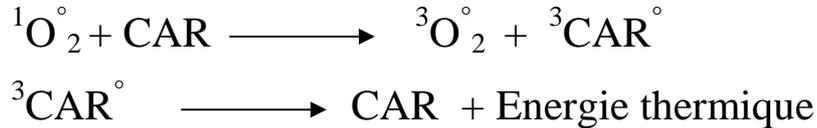


Figure 3 : Structures chimiques de quelques caroténoïdes alimentaires (Rodriguez-Amaya, 1997).

3.2.1. Piégeage de l'oxygène singulet

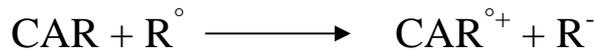
Le piégeage implique le transfert de l'énergie d'excitation de l'oxygène singulet vers le caroténoïde donnant lieu à un oxygène à l'état fondamental stable et un caroténoïde triplet excité qui revient aisément à l'état fondamental stable en dispersant l'énergie excessive sous forme de chaleur (Stahl et Sies, 2005).



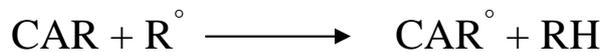
3.2.2. Interactions des caroténoïdes avec les radicaux libres

Le mécanisme et le taux d'inhibition des radicaux libres par les caroténoïdes dépendent de la nature des radicaux eux-mêmes. Selon Krinsky et Jhonson (2005), les caroténoïdes réagissent avec les radicaux libres de trois manières principales :

a- Transfert d'électron: les caroténoïdes peuvent céder un électron aux radicaux libres pour former un radical caroténoïde cationique ($\text{CAR}^{\circ+}$).



b- Transfert d'hydrogène: les caroténoïdes peuvent inhiber les radicaux libres par transfert d'hydrogène.



c- Addition d'une espèce radicalaire: les caroténoïdes réagissent avec les radicaux libres et donnent des complexes radicalaires stables.



Certains caroténoïdes comme le β -carotène inhibent efficacement les radicaux peroxydes et contribuent ainsi à la défense contre la peroxydation lipidique (Stahl et Sies, 2005).



3.3. Les thiosulfates

Les plantes du genre *Allium* sont caractérisées par leur richesse en thiosulfates (R-S-S(O)-R), et autres composés organo-sulfurés, responsables de l'odeur et de la saveur des alliées. Les thiosulfates ou alkane(ene)thial-S-oxydes

sont formés à partir des *S*-alk(en)yl-cysteine-sulfoxydes par l'action de l'alliinase ou cysteine sulfoxyde lyase ou alliinase (figure 4) (Bianchini et Vainio, 2001).

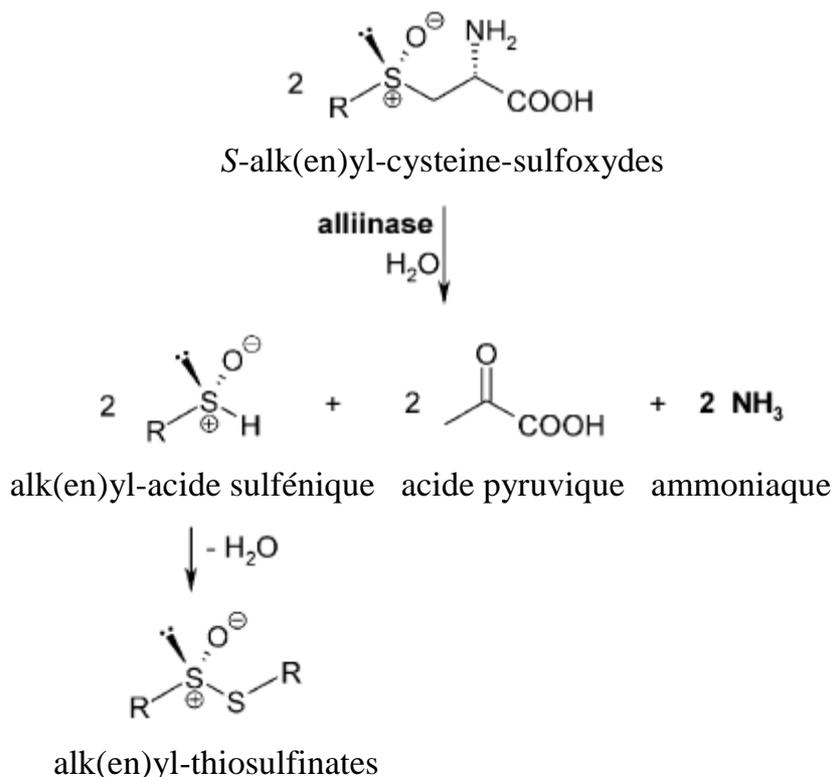
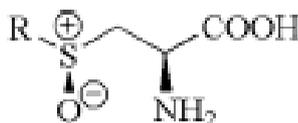


Figure 4 : Réaction de transformation des *S*-alk(en)yl-cysteine-sulfoxydes en alk(en)yl-thiosulfinate par l'alliinase (Krest et Keusgen, 2002).

Les *S*-alk(en)yl-cysteine-sulfoxydes sont des acides aminés soufrés libres précurseurs de divers composés responsables de l'arôme caractéristique des alliacées. Six dérivés de *S*-alk(en)ylcysteine-sulfoxydes ont été identifiés : *S*-methyl-, *S*-allyl-, *S*-propenyl-, *S*-propyl-, *S*-ethyl- et *S*-butyl-cysteine sulfoxydes (figure 5). La proportion des quatre premiers sulfoxydes permet de différencier l'odeur et le goût de chaque alliacée. La méthiine est présente en faible proportion ; elle est responsable du goût et de l'odeur désagréables. L'alliine est prépondérante dans l'ail. L'isoalliine est responsable de l'odeur typique de l'oignon. La propiine est présente uniquement dans le poireau (tableau IV) L'éthiine et la butiine sont présentes à l'état de traces (Auger *et al.*, 2002 ; Fritsch et Keusgen, 2006 ; Kubec et Dadáková, 2008).

Selon les espèces du genre *Allium* et dans certaines conditions (chauffage), les thiosulfates peuvent se décomposer en d'autres composés organo-sulfurés ; les alk(en)yl (poly)sulfides (diallyl, methyl allyl, diethyl mono-, di-, tri-, tetra-, penta-, et hexasulfides, vinyldithiines, ajoène et cépaène) (Bianchini et Vainio, 2001).



R	Nom
CH ₃	<i>S</i> -methyl-cysteine sulfoxyde (méthiine)
CH ₂ =CHCH ₂	<i>S</i> -allyl-cysteine sulfoxyde (alliine)
CH ₃ CH=CH	<i>S</i> -propenyl-cysteine sulfoxyde (isoalliine)
CH ₃ CH ₂ CH ₂	<i>S</i> -propyl-cysteine sulfoxyde (propiine)
CH ₃ CH ₂	<i>S</i> -ethyl-cysteine sulfoxyde (éthiine)
CH ₃ CH ₂ CH ₂ CH ₂	<i>S</i> -butyl- cysteine sulfoxyde (butiine)

Figure 5 : Structure des *S*-alk(en)yl-cysteine sulfoxydes dans les plantes du genre *Allium* (Kubec et Dadáková, 2008).

Tableau IV : Teneur en *S*-alk(en)yl-cysteine sulfoxydes de quelques alliacées (mg/g MF) (Kubec et Dadáková, 2008).

Alliacée	Proportion relative (%)				Teneur totale
	Méthiine	Alliine	Isoalliine	Propiine	
Ail	10	81	9	n.d.	12,3
Oignon	18	n.d.	82	n.d.	0,59
Poireau (partie aérienne)	12	tr.	88	tr.	1,53

n.d: non détecté; tr: traces

Quand l'ail est coupé ou écrasé, l'alliine est transformée en diallylthiosulfinate (allicine) (figure 6). L'allicine est responsable de l'odeur typique de l'ail, mais elle est instable et se convertit aisément en mono-, di-, et trisulfides et en ajoène (Bianchini et Vainio, 2001; Arnault *et al.*, 2003 ; Miron *et al.*, 2006).

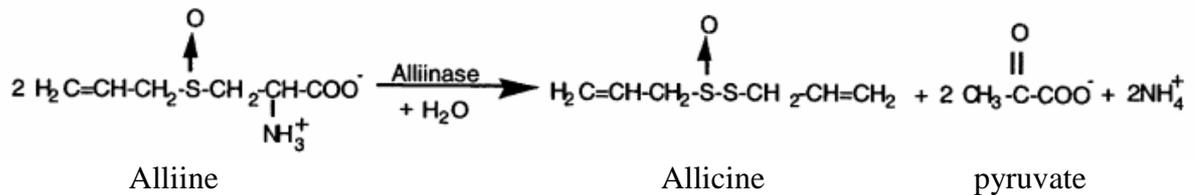


Figure 6 : Transformation de l'alliine en allicine dans l'ail par l'alliinase (Miron *et al.*, 1998).

L'oignon contient principalement l'isoalliine. Ce composé est appelé précurseur lacrymogène, car il est transformé par l'alliinase en facteur lacrymogène (S-oxyde propanéthial). Ce dernier est fortement réactif ; il est hydrolysé en aldéhyde propionique, acide sulfurique et sulfure d'hydrogène (Randle *et al.*, 1994 ; Bianchini et Vainio, 2001).

L'activité antioxydante des plantes du genre *Allium* est attribuée en partie aux différents composés organo-sulfurés, notamment les thiosulfates et leurs précurseurs (Nuutila *et al.*, 2003). Les thiosulfates, en particulier l'allicine, sont capables de réduire les radicaux hydroxyles et de piéger l'oxygène singulet. L'allicine et l'alliine inhibent l'anion superoxyde. L'alliine, l'allyl cysteine, et l'allyl disulfide inhibent les radicaux hydroxyles (Gorinstein *et al.*, 2007). Des études ont montré que la fraction S(O)SCH₂CH=CH₂ est responsable de l'activité antioxydante de l'allicine. Cette dernière inhibe les radicaux peroxydes. Le mécanisme d'action suggéré implique l'abstraction de l'atome allylique d'hydrogène à côté de l'atome bivalent de soufre (figure 7) (Vaidya *et al.*, 2009) :

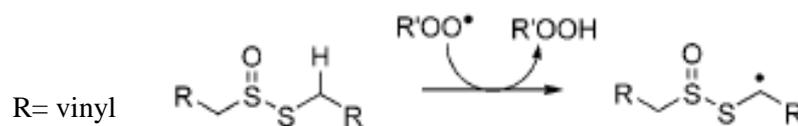


Figure 7 : Mécanisme d'action des thiosulfates sur les radicaux peroxydes (Vaidya *et al.*, 2009).

Le diallyl sulfure, le diallyl bisulfure et le diallyl trisulfide sont capables d'inhiber certaines espèces réactives (radicaux superoxyde et peroxydinitrite). Ils peuvent également inhiber le radical hydroxyle. En outre, les alk(en)yl trisulfides manifestent une activité antioxydante envers l'oxydation des LDL *in vitro* (Godevac *et al.*, 2008).

3.4. Les composés phénoliques

Les composés phénoliques ou polyphénols constituent un groupe important et diversifié de métabolites secondaires synthétisés par les plantes durant leur développement et en réponse aux conditions de stress (infection, blessure, radiations,...) (Naczki *et Shahidi*, 2006).

Du point de vue structure, les composés phénoliques comportent au moins un cycle aromatique à 6 atomes de carbone, lui-même porteur d'un nombre variable de fonctions hydroxyle (OH), et sont classés par catégorie en une dizaine de classes parmi lesquelles les acides phénoliques, les flavonoïdes et les tannins, qui sont les principaux polyphénols alimentaires. La plupart des composés phénoliques naturels sont présents sous forme conjuguée avec des mono- ou polysaccharides, liés à un ou plusieurs groupements phénoliques, ou sous forme de dérivés fonctionnels (esters, esters méthyliques) (Hennebelle *et al.*, 2004 ; Liu, 2004 ; Balasundram *et al.*, 2006).

Les polyphénols manifestent diverses propriétés biologiques telles que les actions anti-bactériennes, anti-inflammatoires, anti-allergiques, anti-thrombotiques, anti-virales, anti-carcinogéniques, vasodilatatoires et hépatoprotectives; ces propriétés sont généralement attribuées aux activités anti-radicalaire et antioxydantes de ces composés (Scalbert *et Williamson*, 2000 ; Soobrattee *et al.*, 2005).

Les polyphénols sont considérés comme de puissants antioxydants. Leur nature chimique fait de ces composés des agents réducteurs capables de réagir directement avec les espèces chimiques réactives en formant des produits moins réactifs (Orzechowski *et al.*, 2002 ; Derbel *et Ghedira*, 2005).

L'efficacité antioxydante *in vitro* de nombreux polyphénols est essentiellement due à la facilité avec laquelle un atome d'hydrogène est transféré de la fonction hydroxyle du cycle aromatique au radical libre (figure 8). Les capacités

antioxydantes de plusieurs polyphénols alimentaires sont comparables à celles des vitamines E et C (Duthie *et al.*, 2003).

Généralement, les composés phénoliques agissent par neutralisation des radicaux libres, transfert d'atomes d'hydrogène et chélation des cations métalliques (Balasundram *et al.*, 2006).

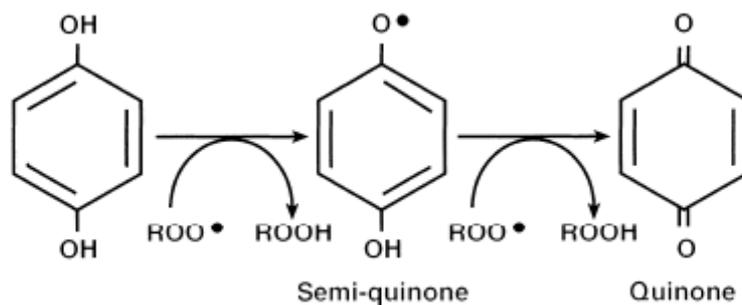
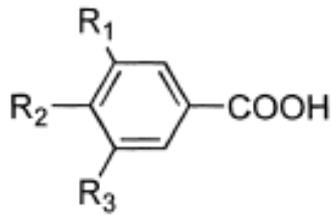


Figure 8 : Transfert d'hydrogène en deux étapes par un antioxydant phénolique aux radicaux lipidiques (ROO•) (Duthie, 1999).

3.4.1. Les acides phénoliques

Selon la nature des hydroxylations et méthoxylations de leur cycle aromatique, les acides phénoliques peuvent être divisés en deux principaux groupes (figure 9) : les dérivés de l'acide hydroxybenzoïque (acides *p*-hydroxybenzoïque, protocatechuique, vanillique, syringique et gallique) qui sont généralement présents à l'état libre ou combinés comme esters ou glycosides dans les plantes, et les dérivés de l'acide hydroxycinnamique (acides *p*-coumarique, caféique, férulique et sinapique) qui se présentent rarement à l'état libre mais souvent liés aux composants structuraux de la paroi cellulaire (cellulose, lignine) et aux protéines par des liaisons ester (Liu, 2004 ; Skerget *et al.*, 2005 ; Mattila et Hellstrom, 2007).

Les acides phénoliques dominants dans l'ail sont par ordre décroissant les acides caféique et *p*-hydroxybenzoïque; dans les oignons blanc et rouges, ce sont les acides *p*-hydroxybenzoïque et protocatéchuique qui prédominent, respectivement (tableau V).



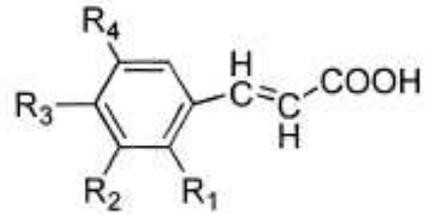
Acides hydroxybenzoïques

Acide gallique $R_1=R_2=R_3=OH$

Acide protocatéchuique $R_1=H, R_2=R_3=OH$

Acide vanillique $R_1=H, R_2=OH, R_3=OCH_3$

Acide syringique $R_2=OH, R_1=R_3=OCH_3$



Acides hydroxycinnamiques

Acide férulique $R_1=R_2=H, R_3=OH, R_4=OCH_3$

Acide *p*-coumarique $R_1=R_2=R_4=H, R_3=OH$

Acide caféique $R_1=R_2=H, R_3=R_4=OH$

Acide sinapique $R_1=H, R_3=OH, R_2=R_4=OCH_3$

Figure 9 : Structure des acides phénoliques (Robards, 2003).

Tableau V : Teneur en acides phénoliques de quelques alliées (mg/100 g MS)
(Gorinstein *et al.* 2009)

Composé	Ail	Oignon blanc	Oignon rouge
Acide protocatéchuique	0,36	0,12	5,08
Acide <i>p</i> -hydroxybenzoïque	0,61	4,40	0,62
Acide vanillique	0,27	0,63	0,10
Acide caféique	0,86	0,01	0,03
Acide <i>p</i> -coumarique	0,02	0,04	0,06
Acide férulique	0,03	0,02	0,25
Acide sinapique	0,05	0,26	0,20

Les acides phénoliques manifestent une activité antioxydante envers les radicaux libres, particulièrement les acides gallique, *p*-hydroxybenzoïque, gentisique et coumarique, qui possèdent la plus forte activité antioxydante (Yeh et Yen, 2003). Les acides hydroxycinnamiques manifestent une activité antioxydante plus élevée comparée aux acides hydroxybenzoïques. Ceci est dû au groupement $CH=CH-COOH$, qui assure une meilleure capacité de transfert d'hydrogène et de stabilisation des radicaux libres que le groupement $-COOH$ dans les acides hydroxybenzoïques. D'autre part, l'activité antioxydante des acides phénoliques

augmente avec le degré d'hydroxylation ; la substitution des groupements hydroxyles aux positions -3 et -5 avec des groupements méthoxyles (acide syringique) réduit l'activité antioxydante (Balasundram *et al.*, 2006). Cheng *et al.* (2007) ont montré que les acides hydroxycinnamiques (acides caféique, chlorogénique, sinapique, férulique et p-coumarique) sont capables d'inhiber la peroxydation des LDL *in vivo*.

3.4.2. Les flavonoïdes

Les flavonoïdes (du latin *flavus* : jaune) sont des diphenylpropanes ($C_6-C_3-C_6$; figure 10) rencontrés dans les plantes vasculaires. Ils constituent des pigments responsables des colorations jaune, orange et rouge de différents organes végétaux (Robards et Antolovich, 1997; Derbel et Ghedira, 2005). Ces composés dérivent de la même structure de base : l'enchaînement 2-phényl chromane (ou flavane), constitué de 15 atomes de carbone arrangés en trois cycles (figure 10). Le niveau d'oxydation et la nature des substitutions au niveau du cycle C définissent les différentes classes de flavonoïdes : flavonols, flavones, flavanones, flavanols (ou catéchines), isoflavones et anthocyanidines (figure 11). Les flavonoïdes peuvent se présenter sous forme d'aglycones ou d'hétérosides. La forme qui prédomine à l'état naturel est celle des hétérosides (Pietta, 2000 ; Derbel et Ghedira, 2005 ; Balasundram *et al.*, 2006).

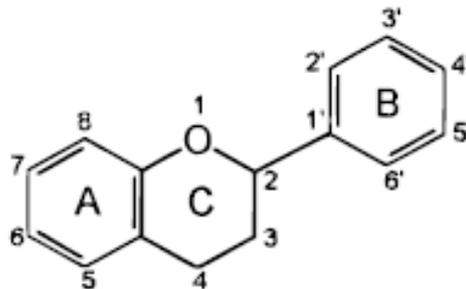


Figure 10 : Structure de base des flavonoïdes (2-phényl chromane ou flavane) (Pietta, 2000).

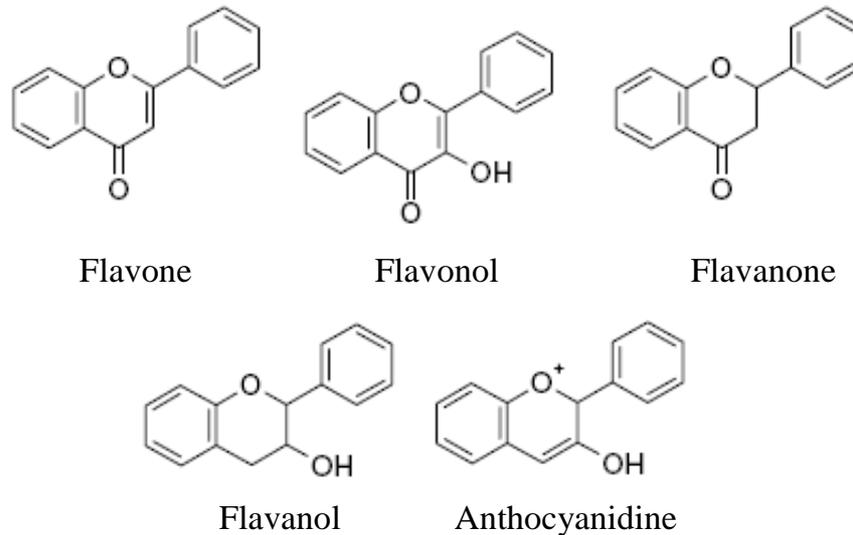


Figure 11 : Structures des principales classes de flavonoïdes
(Robards et Antolovich, 1997).

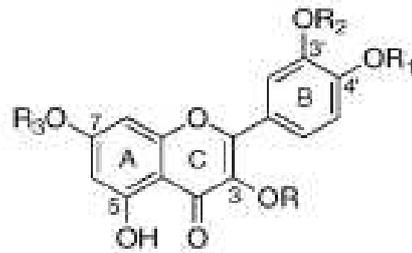
L'oignon est une source majeure de flavonoïdes (Price et Rhodes, 1997; Slimestad *et al.*, 2007). Les flavonoïdes identifiés dans le bulbe d'oignon sont la quercétine 3,4'-diglucoside (47,8%), la quercétine 4'-glucoside (43,4%), la quercétine 3-glucoside (5%) et la quercétine (2,9%) (Zielinska *et al.*, 2008). L'ail, le poireau et les feuilles de l'oignon vert sont riches en Kaempférol. (tableau VI).

3.4.2.1. Les flavonols

Les flavonols, ou hydroxy-3 flavones, sont des dérivés des flavones par l'addition d'un groupement hydroxyle en position C₃. Ils sont très répandus dans les plantes vasculaires où ils se présentent souvent sous forme de *O*-glycosides dans les feuilles et les parties externes des plantes (Robards et Antolovich, 1997 ; Marfak, 2003). L'oignon est riche en flavonols sous forme de quercétine 3-glucoside, quercétine 4'-glucoside, quercétine 3,4'-diglucoside et d'isorhamnétine 4'-glucoside (figure 12) (Aherne et O'brien, 2002 ; Mullen *et al.*, 2004).

Tableau VI : Teneur en flavonoïdes de quelques alliacées (mg/100g)
(Anonyme, 2007)

Alliacée	Classe	Flavonoïde	Moyenne
Ail	Flavonols	Kaempférol	2,12
		Quercétine	0,12
Oignon cru	Flavonols	Isorhamnétine	5,01
		Kaempférol	0.62
		Myricétine	0.02
		Quercétine	21,42
Oignon cuit (bouilli)	Flavonols	Kaempférol	0,34
		Quercétine	24,36
Oignon rouge	Flavonols	Isorhamnétine	4,25
		Kaempférol	1,1
		Myricétine	2,7
		Quercétine	33,43
	Anthocyanindines	Cyanidine	6,16
		Delphinidine	2,28
		Pelargonidine	0 ,02
		Peonidine	1,22
Oignon blanc	Flavonols	Isorhamnétine	0
		Kaempférol	0
		Myricétine	0
		Quercétine	7,29
Oignon vert (feuilles)	Flavonols	Kaempférol	2,4
		Myricétine	0,03
		Quercétine	0,01
Poireau (bulbe + feuilles)	Flavonols	Kaempférol	2,95
		Myricétine	0
		Quercétine	0,1



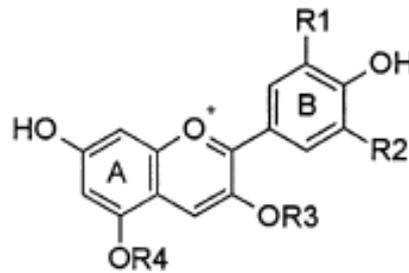
Flavonols	R	R ₁	R ₂	R ₃
Quercétine 3,7,4'-triglucoside	Glu	Glu	H	Glu
Quercétine 7,4'-diglucoside	H	Glu	H	Glu
Quercétine 3,4'-diglucoside	Glu	Glu	H	H
Isorhamnétine 3,4'-diglucoside	Glu	Glu	Me	H
Quercétine 3-glucoside	Glu	H	H	H
Quercétine 4'-glucoside	H	Glu	H	H
Isorhamnétine 4'-glucoside	H	Glu	Me	H

Figure 12 : Les flavonols identifiés dans les oignons (Bonaccorsi *et al.*, 2005).

3.4.2.2 Les anthocyanines (ACNs)

Les anthocyanines (du latin *anthos* = fleur, et *kyanos* = bleu) sont des pigments hydrosolubles, responsables de la coloration rouge, pourpre, mauve, bleue ou violette de différentes parties de plantes (Wang *et al.*, 1997). Ce sont des glycosides polyhydroxylés et polyméthoxylés dérivés du cation 2-phenyl-benzopyrylium ou flavylium (figure 13). Elles se différencient par le nombre de groupements hydroxyles dans la molécule, la nature, le nombre et la position des glucides liés à la molécule, et la nature et le nombre d'acides aliphatiques ou aromatiques liés aux sucres dans la molécule (Kong *et al.*, 2003 ; Galvano *et al.*, 2004 ; Wu *et al.*, 2006).

Les ACNs sont fortement réactives à cause du manque d'un électron dans leur structure, et leur stabilité dépend du pH et de la température. Les anthocyanines sont beaucoup plus stables que les aglycones (anthocyanidines). La fraction glucidique peut être située sur les atomes de carbone 3, 5, 7, 3', et 5'. Les sucres, substitués sur la partie aglycone, les plus communs sont le glucose, le rhamnose, le xylose, le galactose, l'arabinose et le fructose (Satué-Gracia *et al.*, 1997 ; Wang *et al.*, 1997).



Anthocyanidines	R1	R2
Pelargonidine	H	H
Cyanidine	OH	H
Delphinidine	OH	OH
Peonidine	OCH ₃	H
Petunidine	OCH ₃	OH
malvidine	OCH ₃	OCH ₃

R3, R4 = H ou partie glucidique

Figure 13 : Structures des principales anthocyanines
(Kahkonen et Heinonen, 2003).

Les oignons rouges sont une source d'anthocyanines. Les principaux ACNs identifiés dans cette alliacée sont la cyanidine 3-(3''-glucosyl-6''-malonylglucoside), la cyanidine 3-(6''-malonylglucoside), la cyanidine 3-(3''-glucosylglucoside) et la cyanidine 3-glucoside. Quelques anthocyanines mineures ont été détectées : la cyanidine 3-(3'',6''-dimalonylglucoside), la cyanidine 3-(3''-malonylglucoside), la cyanidine 3,5-diglucoside, la péonidine 3-glucoside, la péonidine 3,5-diglucoside et la péonidine 3-malonylglucoside (Fossen et Andersen, 2003).

3.4.2.2.1. Propriétés antioxydantes

Les ACNs ont quelques activités pharmacologiques bénéfiques (propriétés anti-mutagéniques, anti-oxydantes, vaso-protectrices,...). Ces activités sont liées au pouvoir antioxydant de ces pigments (Awika *et al.*, 2004; Lila, 2004).

Les ACNs sont capables d'inhiber les espèces réactives d'oxygène, tels que les radicaux hydroxyle (OH[•]) et superoxyde (•O₂⁻) générés par la réaction de Fenton ou le système hypoxanthine-xanthine oxydase, d'empêcher l'oxydation des lipoprotéines et de prévenir la peroxydation des lipides membranaires des cellules

induites par les radicaux libres. Les ACNs peuvent empêcher l'oxydation de l'acide ascorbique provoquée par les ions métalliques par chélation de ces derniers et formation d'un complexe acide ascorbique-metal-anthocyanine. Par ailleurs, les ACNs ont la capacité de stabiliser l'hélice de l'ADN. La cyanidine forme un complexe de pigmentation avec l'ADN (cyanidine-ADN, figure 14), protégeant ainsi cette molécule des altérations oxydatives. (Kong *et al.*, 2003).

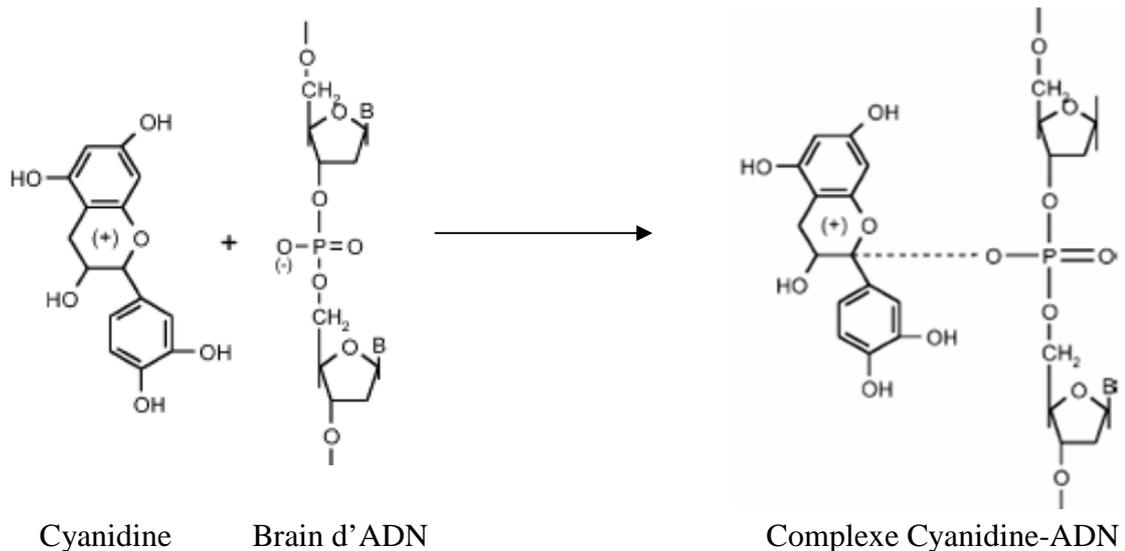


Figure 14 : Mécanisme proposé pour la formation de complexe cyanidine-ADN (Kong *et al.*, 2003).

Les anthocyanines inhibent les enzymes protéolytiques de dégradation du collagène (élastase, collagénase), ce qui explique leurs propriétés vasoprotectrices et anti-oedémateuses. Elles bloquent également la production du NO à partir des polynucléaires neutrophiles au cours de la phase précoce de l'inflammation et sont considérés comme molécules anti-inflammatoires (Derbel et Ghedira, 2005). Les anthocyanines ont montré une activité antioxydante plus élevée que les vitamines C et E (Castañeda-Ovando *et al.*, 2009).

Le pouvoir antioxydant des anthocyanines est modulé par leur structure chimique (nature et position des groupements fonctionnels) ; l'acylation avec des acides cinnamiques augmente l'activité antioxydante alors que la substitution glycosidique à la position 5 a tendance à la diminuer (Stintzing *et al.*, 2002 ; Galvano *et al.*, 2004).

Le radical flavonoxy (FL-O[•]) peut réagir avec un autre radical pour former une structure quinone stable (figure 15) (Marfak, 2003) :

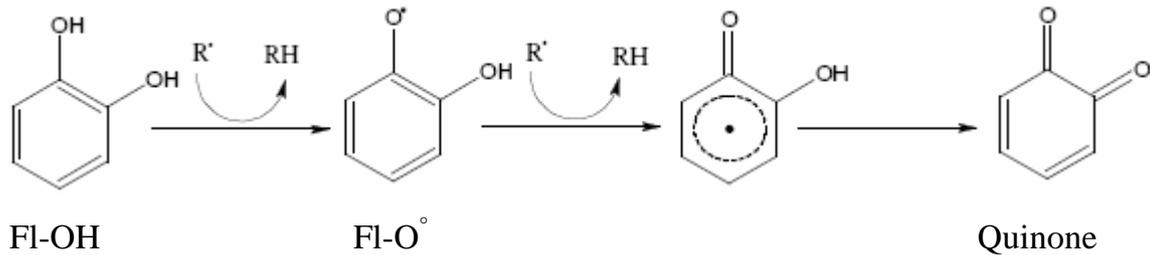


Figure 15 : Piégeage des espèces réactives d’oxygène (R[•]) par les flavonoïdes (Marfak, 2003).

b. Inhibition de la peroxydation lipidique

Les flavonoïdes inhibent la peroxydation lipidique des LDL. L’efficacité antioxydante de ces composés semble être associée non seulement à leur capacité réductrice, mais également à leurs propriétés de liaison avec les protéines. L’interaction des flavonoïdes à l’emplacement oxydant sur les LDL peut bloquer l’attaque oxydative et empêcher l’oxydation des LDL *in vivo* (Birt *et al.*, 2001 ; Walle, 2004 ; Dufour et Loonis, 2007).

c. Chélation des ions métalliques

Les flavonoïdes sont capables de chélater les ions métalliques impliqués dans la production des radicaux hydroxyles. Le fer ferreux libre, sensible à l’oxygène, peut induire la formation d’ions de fer ferrique et d’anion superoxyde, et former de ce fait le peroxyde d’hydrogène. La réaction de ce dernier avec le fer ferreux produit le radical hydroxyle, qui peut oxyder les biomolécules.



Dans ce processus, connu sous le nom de « réaction de Fenton », la production des radicaux hydroxyle est directement liée à la concentration du cuivre ou du fer. Les sites essentiels pour la chélation des ions métalliques sont : le noyau catéchol sur le cycle B, les groupements 3-hydroxyle et 4-oxo du cycle C et les groupements 4-oxo et 5-hydroxyle entre les cycles A et C (figure 16) (Heim *et al.*, 2002 ; Marfak, 2003 ; Ghedira, 2005).

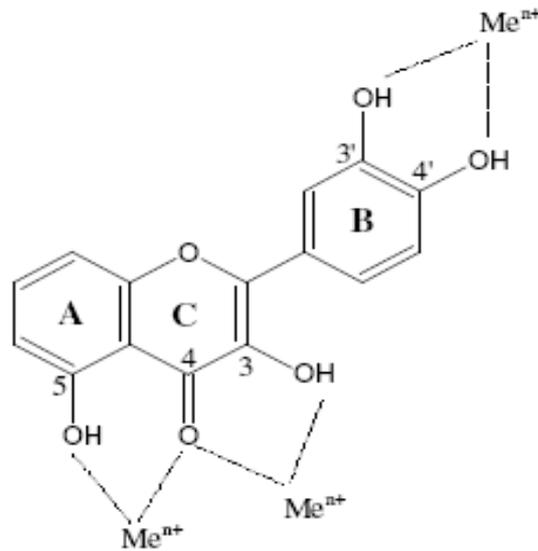


Figure 16 : Sites essentiels de chélation des métaux par les flavonoïdes (quercétine) (Marfak, 2003).

d. Inhibition enzymatique

Les flavonoïdes inhibent les enzymes (xanthine oxydase, protéine kinase C,...) responsables de la production d'anion superoxyde. Ils sont également capables d'inhiber la cyclo-oxygénase, la lipo-oxygénase, la mono-oxygénase microsomale, la glutathion *S*-transférase, la succin-oxydase mitochondriale, et la NADH oxydase, toutes impliquées dans la génération d'espèces réactives d'oxygène (Pietta, 2000 ; Derbel et Ghedira, 2005).

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

1. Echantillonnage

Deux types de poireau, trois types d'ail : ail en poudre, ail rouge et ail violet, ainsi que quatre types d'oignons : oignon vert, rouge, blanc et jaune ont été sélectionnés pour notre étude (tableau VII et figure 17). Les échantillons de poireau, d'ail et d'oignon, mesurant chacun environ 1 Kg, ont été récoltés ou prélevés aléatoirement puis triés selon l'homogénéité et l'absence de blessure et d'infection.

Les légumes ont été lavés avec l'eau du robinet et épluchés avant analyses. Pour les échantillons d'oignon vert et de poireau, l'analyse a été réalisée sur les bulbes et les feuilles séparément. Les parties comestibles de chaque légume ont été coupées en petits morceaux et homogénéisés dans un mixeur avant extraction.

2. Dosage des antioxydants

2.1. L'acide ascorbique

La méthode est basée sur la réduction du 2,6-dichlorophenol indophenol (DCPIP) par l'acide ascorbique dans une solution acide.

La teneur en acide ascorbique est déterminée selon la méthode de [Mau *et al.* \(2005\)](#). 5 g de légume broyé sont extraits avec 20 ml d'acide citrique avec agitation pendant 30 min. L'extrait est centrifugé à 3000 g à 5°C pendant 20 min. 1,5 ml du surnageant est additionné à 0,5 ml de DCPIP. L'absorbance est mesurée à 515 nm.

Les résultats sont exprimés en mg d'acide ascorbique/100g de matière sèche en se référant à une courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide ascorbique.

2.2. Les caroténoïdes

Les caroténoïdes ont été extraits selon la méthode de [Sass-Kiss *et al.* \(2005\)](#) ; 1g de légume broyé est extrait à l'obscurité avec 10 ml de mélange hexane:acétone:éthanol (2:1:1) pendant 30 min. La couche d'hexane est récupérée et l'absorbance est mesurée à 430 nm. Pour les extraits de feuilles, une saponification a été réalisée pour éliminer les chlorophylles. L'extrait saponifié est lavé avec de l'eau distillée afin d'éliminer les traces de savon.

Les résultats ont été déterminés à partir d'une courbe d'étalonnage préparée avec le β -carotène, et sont exprimés en mg de β -carotène /100g de matière sèche.

Tableau VII : caractéristiques des alliées analysées.

Alliée	Echantillon	Origine	Date de récolte	Caractéristiques
Poireau	Poireau I (variété Carentan)	Djebira (Béjaïa)	Mai 2008	Grand, tiges blanches, variété adaptée aux climats chauds, très robuste et productif.
	Poireau II Ail en poudre	Oued-Ghir (Béjaïa) Produit commercial	Mai 2008 Avril 2008 (conditionnement)	Variété non identifiée.
Ail	Ail rouge I	Tala-Hamza (Béjaïa)	Mai 2008	Bulbe blanc, caïeu rose avec bâton (hampe florale), à plus forte dormance, se prête à une longue conservation, tardif et/ou moyennement précoce.
	Ail rouge II Ail violet	Importation T'laghma (Constantine)	Janvier 2008 Mai 2008	Bulbe blanc strié de violet, caïeu violet, plantation à l'automne, très précoce, dormance faible.
	Oignon vert	Mellala (Béjaïa)	Mai 2008	Les premiers qui sortent des champs, agrémentent les soupes et les salades. Les bulbilles ont une forte saveur d'oignon, vendus frais en bottes.
Oignon	Oignon rouge I	Toudja (Béjaïa)	Jun 2008	Gros bulbe ou moyen, goût très prononcé et saveur plus sucrée, il est idéal cru, en salade. Excellente conservation, semi-hâtif ou tardif.
	Oignon rouge II	Importation	Janvier 2008	
	Oignon blanc	Skikda	Mai 2008	Bulbe moyen, ferme, à chair tendre, de saveur douce et sucrée ; il se consomme cru ou cuit et ne se conserve pas très longtemps, hâtif.
	Oignon jaune	Mascara	Jun 2008	Gros bulbe à chair ferme et de bonne saveur ; il se consomme plutôt cuit ; excellente conservation.



Poireau I



Poireau II



Ail en poudre



Ail rouge I



Ail rouge II



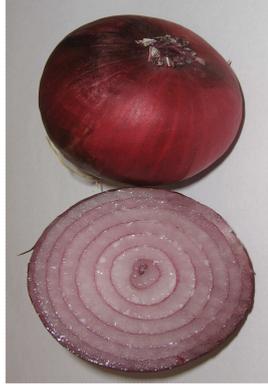
Ail violet



Oignon vert



Oignon rouge I



Oignon rouge II



Oignon blanc



Oignon jaune

Figure 17 : Morphologie des alliacées analysées

2.3. Les thiosulfates

La méthode rapportée par [Kaymak-Ertekin et Gedik \(2005\)](#) a été adoptée pour le dosage des thiosulfates ; 5 g de légume (1g pour l'ail) sont additionnés de 25 ml d'eau distillée et l'ensemble est agité pendant 10 min. Après filtration, 2,5 ml de filtrat sont additionnés de 5 ml d'hexane, le mélange est agité doucement pendant 5 min. La couche d'hexane est récupérée et l'absorbance est mesurée à 254 nm. L'absorptivité molaire de la solution de thiosulfates à 254 nm est $\epsilon = 0.014$ g/ μ mol cm. La teneur en thiosulfates a été déterminée en utilisant l'équation :

$$C = \frac{A}{\epsilon * b}$$

Où A est l'absorbance, b est la longueur du trajet optique (cm) et C est la concentration de la solution (μ mol/g).

Les résultats sont exprimés en μ mol /g de matière sèche.

2.4. Les composés phénoliques

2.4.1. Les polyphénols totaux et les flavonoïdes

2.4.1.1. Préparation des extraits

2 g d'échantillon (0,5 g pour l'ail en poudre) ont été extraits avec 50 ml d'acétone 50% pendant une heure. Les extraits ont été centrifugés à 3000g à 5°C pendant 20 min, filtrés et congelés à -20°C jusqu'à analyse ([Ou et al., 2002](#)).

2.4.1.2. Les polyphénols totaux

La méthode de [Nencini et al. \(2007\)](#) a été utilisée ; 200 μ l d'extrait sont ajoutés à 1 ml du réactif de Folin-Ciocalteu. Après 3 minutes, 800 μ l de carbonate de sodium ont été ajoutés ; après 30 minutes, l'absorbance est mesurée à 720 nm.

Les teneurs en polyphénols totaux ont été déterminées à partir d'une courbe d'étalonnage ; elles sont exprimées en mg d'acide gallique/100g de matière sèche.

2.4.1.3. Les flavonoïdes

La teneur en flavonoïdes des extraits est déterminée selon la méthode de [Djeridane et al. \(2006\)](#), basée sur la formation de complexes flavonoïdes-aluminium de couleur jaune. 1 ml d'extrait est additionné de 1 ml de chlorure d'aluminium à 2%. Après 10 minutes, l'absorbance est mesurée à 370 nm.

Les teneurs en flavonoïdes ont été déterminées à partir d'une courbe d'étalonnage préparée avec la quercétine et exprimées en mg/100g de matière sèche.

2.4.2. Les flavonols et les anthocyanines

Les teneurs en flavonols et en anthocyanines ont été déterminées selon le procédé analytique rapporté par Mélo *et al.* (2006). 1 g d'échantillon (0,25 g pour l'ail en poudre) est mélangé avec le solvant d'extraction éthanol 95%:HCl 1,5 N (85:15 v/v) et laissé à l'obscurité à 4°C durant une nuit. Après filtration, l'absorbance est lue à 364 nm, pour les flavonols et à 535 nm, pour les anthocyanines, après avoir laissé les extraits pendant 2 h à la température ambiante.

Les teneurs en flavonols ont été déterminées à partir d'une courbe d'étalonnage préparée avec la quercétine et sont exprimées en mg/100 g de matière sèche.

Les teneurs en anthocyanines ont été déterminées en utilisant le coefficient d'extinction molaire de la cyanidine 3-glucoside $\epsilon = 25965/(\text{cm.M})$ (Reyes *et al.*, 2007), et sont calculées en utilisant la formule suivante :

$$C(\text{mg / l}) = \frac{A * 494 * 1000}{25965 * l} * Df$$

A : Absorbance de l'extrait

494 : Masse moléculaire de la cyanidine 3-glucoside.

Df : Facteur de dilution.

Les résultats sont exprimés en mg de cyanidine 3-glucoside/100g de matière sèche.

3. Activité antioxydante

3.1. Activité antiradicalaire

L'activité aniradicalaire a été estimée par la réduction du radical 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) dans le méthanol selon la méthode de Godevac *et al.* (2008). 100 µl d'extrait ont été ajoutés à 900 µl de solution de DPPH. Le mélange est agité vigoureusement puis laissé réagir à la température ambiante pendant 30 min. La décoloration par rapport au témoin est mesurée à 516 nm.

L'activité antiradicalaire est déterminée en se référant à la courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide ascorbique. Les résultats sont exprimés en mg équivalent acide ascorbique/100 g de matière sèche.

3.2. Pouvoir réducteur

La propriété réductrice des alliées a été déterminée selon la méthode de [Yildirim *et al.* \(2001\)](#). 1 ml d'extrait est additionné de 1 ml de tampon phosphate (0,2 M, pH 6,6) et 1 ml d'hexacyanoferrate de potassium (1%). Le mélange est incubé à 50°C pendant 20 min. Après addition de 1 ml d'acide trichloracétique (10%), le mélange est centrifugé à 2000g pendant 10 min. 1 ml de surnageant est mélangé, dans un tube à essai, avec 1 ml d'eau distillée et 200 µl de chlorure ferrique (0,1%). L'absorbance est mesurée à 700 nm.

Le pouvoir réducteur est déterminé en se référant à la courbe d'étalonnage et exprimé en mg équivalent acide ascorbique/100g de matière sèche.

4. Effet de la cuisson

Pour évaluer l'effet de la cuisson sur les teneurs en antioxydants et l'activité antioxydante des échantillons, 100g de légumes ont été bouillis pendant 15 min dans 500 ml d'eau; les légumes ont été égouttés puis refroidis rapidement dans de la glace ([Ninfali *et al.*, 2005](#)).

5. Détermination de la matière sèche

Pour la détermination du contenu en matière sèche, 3 g d'échantillon ont été séchés à 100°C jusqu'à atteindre un poids constant.

6. Analyse statistique

Toutes les données représentent la moyenne de trois essais. Pour la comparaison des résultats, l'analyse de la variance, ANOVA (STATISTICA 5.5) est utilisée et le degré de signification de données est pris à la probabilité $P < 0,05$.

Résultats et discussion

I. Les antioxydants

1.1. L'acide ascorbique

Les résultats du dosage de l'acide ascorbique dans les échantillons d'alliacées analysés varient de 0,9 mg/100g MS (0,31 mg/100g MF) pour l'ail violet à 30,37 mg/100g MS (2,64 mg/100g MF) pour l'oignon rouge II (figure 18). Les teneurs en acide ascorbique des alliacées présentent des différences significatives ($P < 0,05$) selon l'espèce, le type, l'origine géographique et l'organe. Ces résultats montrent que l'oignon est plus riche en acide ascorbique, suivi par le bulbe du poireau et l'ail, et que les oignons pigmentés (vert, rouge et jaune) possèdent des teneurs plus élevées que l'oignon blanc. L'oignon importé (rouge II) est plus riche en acide ascorbique que l'oignon local (rouge I). Les feuilles de poireau et de l'oignon vert contiennent plus d'acide ascorbique que leurs bulbes.

Selon [Lee et Kader \(2000\)](#), l'exposition à de fortes intensités lumineuses durant la croissance a comme effet l'augmentation de la teneur en vitamine C dans les tissus végétaux.

[Szeto et al. \(2002\)](#) ont noté une teneur en vitamine C de 5 mg/100g MF pour l'oignon et de 17 mg/100g pour l'ail. [Bahorun et al. \(2004\)](#) ont relevé une teneur en acide ascorbique de 18,7 mg/100g MF pour l'oignon. Dans une analyse par chromatographie (HPLC), [Franke et al. \(2004\)](#) ont rapporté des teneurs de 15,5 mg/100mg MF (oignon vert), 6,7 mg/100 mg (oignon jaune). [Iqbal et al. \(2006\)](#) ont noté des teneurs de 5,4 mg/100g MF (oignon) et de 4 mg/100g (ail). [Mélo et al. \(2006\)](#) ont enregistré des teneurs de 5 mg/100g MF (oignon rouge) et de 7,7mg/100g (oignon jaune). [Gorinstein et al. \(2008\)](#) ont estimé les teneurs en acide ascorbique à 73,57 mg/100g MS (ail), 138,2 mg/100g (oignon blanc) et à 199,4mg/100g (oignon rouge).

Ces différences peuvent être expliquées par plusieurs facteurs tels que la variété, l'origine géographique et les conditions climatiques, le degré de maturité, la sensibilité de la méthode d'analyse utilisée et la durée et les conditions de la conservation ([Lee et Kader, 2000](#)).

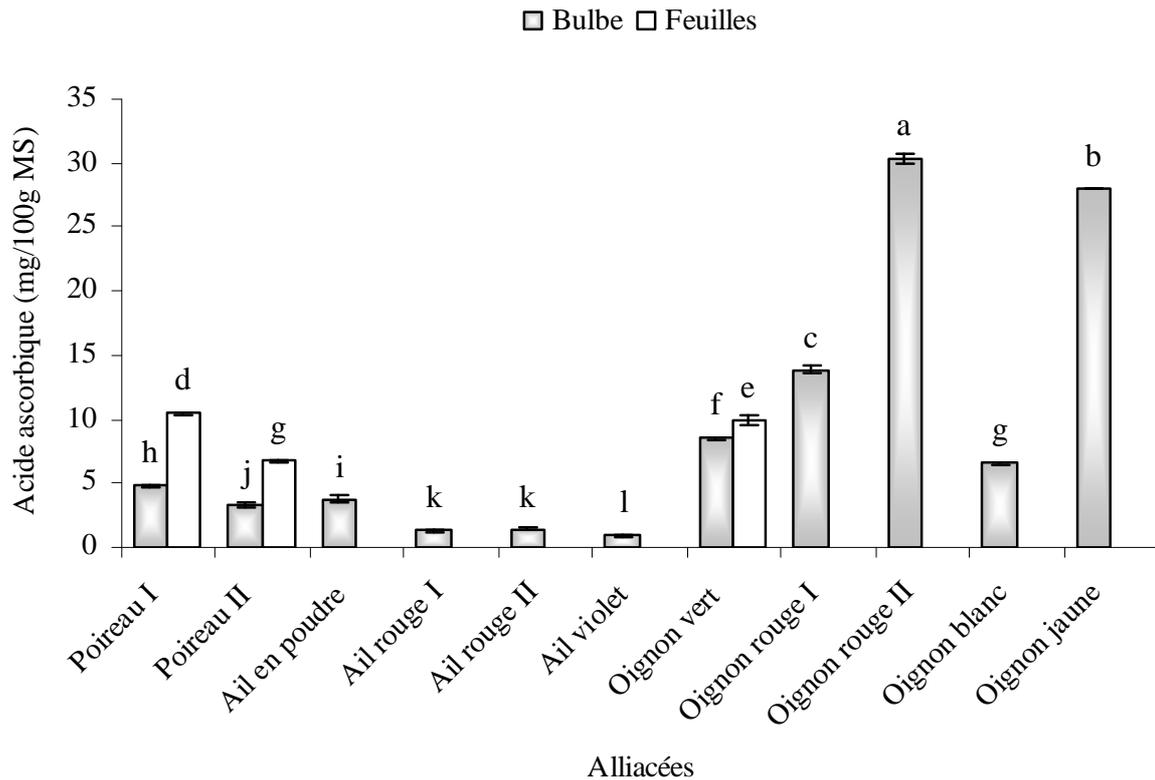


Figure 18 : Teneur en acide ascorbique des alliacées.

Les barres verticales représentent les écart types.

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0,05$).

Effet de la cuisson

Les pertes en acide ascorbique des alliacées après cuisson pendant 15 min présentent des différences significatives et sont comprises entre 26,46%, pour l'oignon rouge I et 60,54%, pour l'ail violet (tableau VIII). Ces différences sont expliquées par la nature du légume et sa composition. En effet, tout ce qui provoque une oxydation (oxygène, pro-oxydants,...) ou la favorise (fer, cuivre,...) intensifie la destruction de l'acide ascorbique. À l'inverse, il est protégé par la présence de réducteurs organiques ou minéraux (tannins, glutathion, sélénium,...) et par les chélateurs de métaux (acide citrique), ainsi que par le pH acide (Adrian *et al.*, 1998).

Plusieurs auteurs ont noté une diminution de la teneur en acide ascorbique après cuisson des légumes. Gil *et al.* (1999) ont noté une perte en vitamine C de 40% après cuisson des épinards à 90°C pendant 10 min. Alvi *et al.* (2003) ont constaté des pertes en acide ascorbique comprises entre 49,92% (chou) et 89,12% (tomate), après cuisson. Yamaguchi *et al.* (2003) ont montré que la perte en cet

acide, pour le brocoli, dépend de la durée du traitement thermique; elle est de 66%, 89%, 95% et 100% pour des durées de 1, 5, 10 et 15 min, respectivement. Franke *et al.* (2004) ont enregistré des pertes de 50-55% dans l'oignon jaune après cuisson. Les diminutions des teneurs en acide ascorbique après cuisson sont principalement dues au passage de cette vitamine à caractère hydrosoluble des légumes vers l'eau de cuisson et à sa dégradation.

L'acide ascorbique est un composé instable qui s'oxyde facilement; sa dégradation dépend de plusieurs facteurs tels que la température, le pH, l'oxygène,... (Aguero *et al.*, 2005).

Tableau VIII : Effet de la cuisson sur la teneur en acide ascorbique des alliacées.

Echantillons	Pertes (%)
Poireau I (bulbe)	51,78% ± 1,04 ab
Poireau I (feuilles)	42,17% ± 4,28 cd
Poireau II (bulbe)	53,91% ± 1,2 ab
Poireau II (feuilles)	47,05% ± 5,48 bc
Ail en poudre	53,17% ± 1,03 ab
Ail rouge I	49,16% ± 1,15 bc
Ail rouge II	34,73% ± 8,03 de
Ail violet	60,54% ± 11,72 a
Oignon vert (bulbe)	51,94% ± 1,01 ab
Oignon vert (feuilles)	50,06% ± 5,75 bc
Oignon rouge I	26,46% ± 6,71 e
Oignon rouge II	34,64% ± 2,05 de
Oignon blanc	50,52% ± 6,02 bc
Oignon jaune	29,05% ± 6,79 e

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents (P<0,05).

1.2. Les caroténoïdes

Les caroténoïdes sont des pigments insolubles dans l'eau et solubles dans les solvants organiques tels que l'acétone, le chloroforme, etc. Dans la présente étude, deux phases ont été utilisées : une phase apolaire (hexane) qui permet de récupérer les caroténoïdes et une phase polaire (éthanol/acétone) pour éliminer les composés hydrophiles tels que les polyphénols et les flavonoïdes.

Les teneurs en caroténoïdes des alliacées analysées sont comprises entre 0,39 mg/100g MS (0,13 mg/100g MF) pour l'ail violet et 571,81 mg/100g MS (53,95 mg/100g MF) pour le poireau II (feuilles) (figure 19). Les feuilles d'alliacées contiennent des concentrations considérables de caroténoïdes ; confirmant ainsi les résultats de [Stajner et Varga \(2003\)](#) qui ont noté des teneurs de 192 mg/100g MF dans les feuilles d'oignon.

Pour le poireau, [Murkovic *et al.* \(2000\)](#) ont rapporté une teneur en caroténoïdes de 6,87 mg/100g MF. [Raju *et al.* \(2007\)](#) ont enregistré une teneur de 55,8 mg/100g MS dans l'oignon vert. La richesse des feuilles en caroténoïdes est associée à la présence des chloroplastes. Des quantités considérables de ces organites sont présentes dans les parties vertes des plantes telles que les feuilles là où la chlorophylle masque les caroténoïdes ([Niizu et Rodriguez-Amaya, 2005](#); [Stahl et Sies, 2005](#)).

Les différences des teneurs en caroténoïdes indiquées dans la littérature par rapport à celles obtenues dans la présente étude sont probablement dues à la technique d'extraction et/ou à la sensibilité de la méthode de dosage, à la variété et à l'origine géographique des échantillons. La teneur en caroténoïdes varie nettement sous l'influence de plusieurs facteurs tels que la partie de la plante utilisée, la teneur en eau, le degré de maturité à la récolte, les effets climatiques, ... ([Kimura et Rodriguez-Amaya, 2003](#) ; [Kalt, 2005](#) ; [Sun et Temelli, 2006](#)).

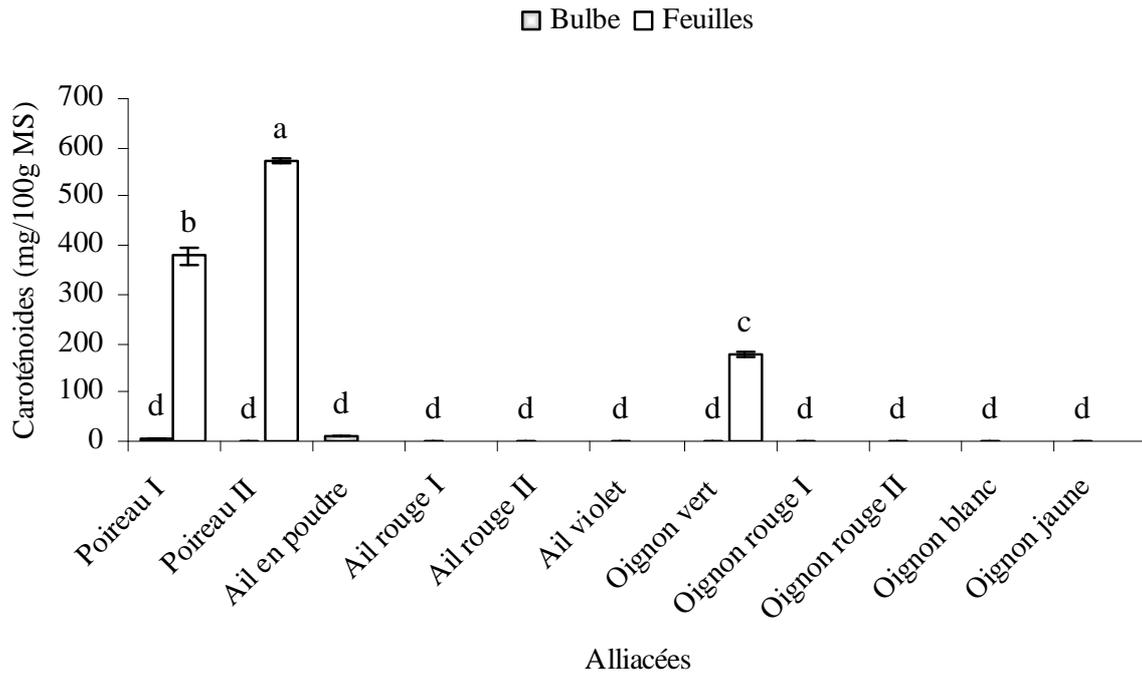


Figure 19 : Teneur en caroténoïdes des alliacées.

Les barres verticales représentent les écart types.

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0,05$).

Effet de la cuisson

Les pertes en caroténoïdes des alliacées analysées après cuisson pendant 15 min sont significativement différentes ($p < 0,05$) ; elles varient entre 8,9% (ail rouge II) et 97% (ail en poudre) (tableau IX). Selon Ruiz-Rodriguez *et al.* (2007), les pertes en caroténoïdes durant la cuisson sont fonction de la matrice dans laquelle ils sont incorporés (teneur en matière grasse, présence d'antioxydants et/ou de pro-oxydants et de métaux, pH...), de l'état de maturité et de la texture du légume, et de la nature des caroténoïdes eux-mêmes. Ainsi, les epoxy-caroténoïdes sont plus sensibles au traitement thermique que les autres caroténoïdes (α -, β - et zeta-carotènes, lycopène, phytofluène et phytoène).

Tableau IX : Effet de la cuisson sur la teneur en caroténoïdes des alliacées.

Echantillons	Perte ou gain (%)
Poireau I (bulbe)	37,75% ± 3,63 g
Poireau I (feuilles)	19,57% ± 3,85 de
Poireau II (bulbe)	19,7% ± 1,5 de
Poireau II (feuilles)	+ 23.16 ± 0,67 b
Ail en poudre	97% ± 0,48 h
Ail rouge I	28,01% ± 3,95 ef
Ail rouge II	8,9% ± 4,69 c
Ail violet	21,78% ± 7,24 f
Oignon vert (bulbe)	16,62% ± 2,93 ef
Oignon vert (feuilles)	+ 130.29 ± 1.53 a
Oignon rouge I	22,36% ± 6,12 def
Oignon rouge II	27,29% ± 4,14 ef
Oignon blanc	24,5% ± 9,72 def
Oignon jaune	30,43% ± 12,11 fg

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0,05$).

Diverses études ont montré une diminution de la teneur en caroténoïdes après cuisson des légumes. [Gayathri et al. \(2004\)](#) ont noté des pertes en β -carotène de 16% (carotte) après ébullition pendant 10 min. [Zhang et Hamauzu \(2004\)](#) ont enregistré une perte en caroténoïdes de 20-22,9 % après ébullition du brocoli pendant 5 min. [Bunea et al. \(2008\)](#) ont rapporté une diminution de 64% après ébullition des épinards pendant 10 min. [Chuah et al. \(2008\)](#) ont obtenu une perte de 21% à 40,9% après ébullition de quelques variétés de poivrons pendant 30 min.

La diminution de la teneur en caroténoïdes est principalement due à leur passage de la matrice végétale dans l'eau de cuisson. Mais la cuisson peut également entraîner l'isomérisation du β -carotène, de sa forme naturelle *trans* vers la forme *cis*, et sa dégradation ([Bernhardt et Schlich, 2006](#)). Les caroténoïdes sont des structures fortement insaturées, d'où leur sensibilité à l'oxygène de l'air, à la

lumière et à la chaleur, donc leur extrême susceptibilité à la dégradation (Ruiz-Rodriguez *et al.*, 2007).

Des augmentations de la teneur en caroténoïdes de 23,16% et de 130,29% ont été notées au niveau des feuilles de poireau II et de l'oignon vert, respectivement. Miglio *et al.* (2008) ont obtenu des augmentations de la teneur des caroténoïdes de 14% et de 32% après ébullition des carottes et du brocoli, respectivement. Selon Bernhardt et Schlich (2006), la cuisson peut augmenter l'extractabilité et par conséquent la biodisponibilité du β -carotène de la matrice végétale par ramollissement ou rupture de la paroi cellulaire et la destruction des complexes caroténoïde-protéine. Rodriguez-Amaya et Kimura (2004) associent l'augmentation de la teneur en caroténoïdes après traitement thermique à la perte des caroténoïdes par oxydation durant la préparation des échantillons frais, à une meilleure extractabilité des caroténoïdes des échantillons traités et à la perte en eau et solubilisation des composés qui ont lieu durant la cuisson. Ainsi, la cuisson peut avoir des effets positifs sur les teneurs en caroténoïdes par la rupture de la paroi cellulaire, ce qui facilite leur dégagement et solubilisation sous formes libre ou estérifiée/glycosylée dans les solvants appropriés (huiles ou eau, respectivement), ou des effets négatifs par isomérisation et dégradation qui ont lieu après de longues périodes (>30 min) d'ébullition (Bunea *et al.*, 2008).

1.3. Les thiosulfates

Les teneurs en thiosulfates des alliacées analysées présentent des différences significatives ($P < 0,05$) selon le l'espèce, le type, l'origine géographique et l'organe; elles sont comprises entre 5,3 $\mu\text{mol/g}$ MS (0,6 $\mu\text{mol/g}$ MF) pour le poireau I (feuilles) et 200,5 $\mu\text{mol/g}$ MS (67,4 $\mu\text{mol/g}$ MF) pour l'ail rouge I (figure20). Ces résultats montrent que l'ail est plus riche en thiosulfates, suivi par l'oignon et le bulbe du poireau. L'ail local (rouge I) est plus riche en thiosulfates que l'ail importé (rouge II) tandis que l'oignon importé (rouge II) est plus riche en thiosulfates que celui produit localement (rouge I). Les feuilles contiennent moins de thiosulfates que les bulbes ; cela est probablement dû à la richesse des bulbes,

en particulier ceux de l'ail, en *S*-alk(en)yl-cysteine sulfoxydes qui sont les précurseurs des thiosulfates. (Kubec et Dadáková, 2008)

Selon Auger *et al.* (2002), la teneur en composés organo-sulfurés, dont font partie les thiosulfates, varie non seulement d'une espèce à l'autre, mais également à l'intérieur d'une espèce selon l'organe, la variété, le stade de développement et les conditions environnementales.

L'ail cultivé dans un climat froid (21°C) contient moins de thiosulfates (15µmol/g MF) que l'ail cultivé à 31°C (36 µmol/g MF) (Benkeblia et Lanzotti, 2007).

Miron *et al.* (1998) ont noté des teneurs en thiosulfates de 8,09 à 15,43 µmol/g MF dans l'ail. Tsouvaltzis *et al.* (2007) ont enregistré une teneur en thiosulfates de 0,85 µmol/g MF dans le poireau. Selon Benkeblia et Lanzotti (2007), l'ail possède la teneur la plus élevée en thiosulfates comparé aux autres alliacées, ce qui est en accord avec les résultats de la présente étude. Les autres alliacées contiennent des teneurs de 0,35, 0,20, et 0,14 µmol/g (oignon jaune, rouge, et blanc respectivement) et de 0,15 µmol/g (poireau).

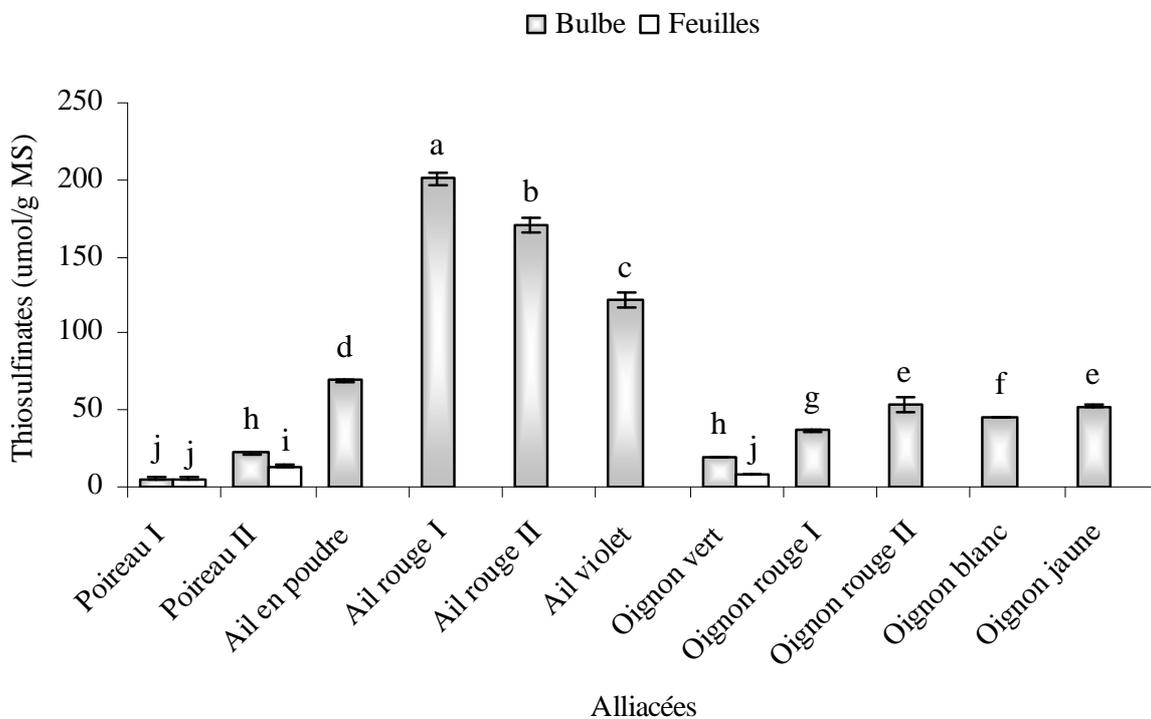


Figure 20 : Teneur en thiosulfates des alliacées.

Les barres verticales représentent les écart types.

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0,05$).

Effet de la cuisson

Les pertes en thiosulfates après cuisson pendant 15 min sont significativement différentes ($P < 0,05$) ; elles varient entre 53,74% (oignon rouge I) et 100% (poireaux I et II) (tableau X). Ces pertes sont probablement dues à l'inactivation thermique de l'alliinase (enzyme responsable de la conversion des ACSO en thiosulfates) avant qu'elle ne puisse produire les thiosulfates et/ou à la dégradation de ces dernières durant la cuisson (Cavagnaro *et al.*, 2007).

Tsouvaltzi *et al.* (2007) ont noté une perte de 20,22 % en thiosulfates du poireau après un traitement thermique à 55°C pendant 17,5 min.

Tableau X : Effet de la cuisson sur la teneur en thiosulfates des alliacées.

Echantillons	Pertes (%)
Poireau I (bulbe)	100% ± 0 a
Poireau I (feuilles)	100% ± 0 a
Poireau II (bulbe)	100% ± 0 a
Poireau II (feuilles)	100% ± 0 a
Ail en poudre	79,83% ± 0,12 c
Ail rouge I	98,23% ± 0,08 a
Ail rouge II	97,42% ± 0,18 a
Ail violet	97,09% ± 0,24 a
Oignon vert (bulbe)	81,51% ± 0,69 c
Oignon vert (feuilles)	53,84% ± 7,51 f
Oignon rouge I	53,74% ± 0,72 f
Oignon rouge II	89,69% ± 0,48 b
Oignon blanc	63,78% ± 0,21 d
Oignon jaune	59,12% ± 0,86 e

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0,05$).

1.4. Les polyphénols totaux

Dans la présente étude, l'acétone 50% a été choisi comme solvant, pour sa capacité à extraire le maximum de composés phénoliques. Les résultats du dosage des polyphénols totaux dans les extraits d'alliacées analysés sont significativement différents selon l'espèce le type, l'origine géographique et l'organe. Les teneurs varient entre 133,2 mg/100g MS (31,4 mg/100g MF) pour le bulbe du poireau I et 998,7 mg/100g MS (96,8 mg/100g MF) pour les feuilles du poireau II (figure 21). Cependant, l'ail et l'oignon importés (rouge II) sont plus riches en polyphénols que ceux produits localement (rouge I). Les oignons pigmentés (vert, rouge et jaune) sont plus riches en polyphénols, suivi par l'ail, l'oignon blanc et le poireau (bulbe), ce qui confirme les résultats de [Brat *et al.* \(2006\)](#) qui ont noté des teneurs en polyphenols de 76,1 mg/100g MF (oignon), 59,4 mg/100g (ail) et 32,7 mg/100g (poireau). [Al-Mamary \(2002\)](#) a obtenu des teneurs de 513,44 mg/100g MS (oignon rouge), 505,59 mg/100g (oignon jaune), 292,81 mg/100g (ail), 621,30 mg/100g (poireau).

Les feuilles de poireau et de l'oignon vert sont plus riches en polyphénols que leurs bulbes. Selon [Kalt \(2005\)](#), l'exposition des plantes à la lumière élevée ou aux radiations UV a pour conséquence l'augmentation de la teneur en polyphenols.

[Vinson *et al.* \(1998\)](#) ont rapporté des teneurs en polyphenols de 664,1mg/100g MS (oignon jaune), 994,7 mg/100g (ail) et de 1189 mg/100g (oignon rouge). [Kahkonen *et al.* \(1999\)](#) ont enregistré une teneur de 300 mg/100g MS pour l'oignon rouge. [Wu *et al.* \(2004\)](#) ont relevé une teneur de 42 mg/100g MS pour l'ail en poudre. [Marinova *et al.* \(2005\)](#) ont rapporté des teneurs de 35,7 mg/100g MF et de 81 mg/100g pour les feuilles de poireau et de l'oignon vert, respectivement. [Turkmen *et al.* \(2005\)](#) ont relevé une teneur de 300,8 mg/100 g MS pour le poireau. [Prakash *et al.* \(2007\)](#) ont rapporté des teneurs de 460 à 741 mg/100g MF dans quatre variétés d'oignon (rouge, violet, vert et blanc).

Selon [Leelarungrayub *et al.* \(2006\)](#), la teneur en polyphénols de l'ail est de 380 mg/100g MS et 550 mg/100g, pour les extraits aqueux et hexanique, respectivement. [Santas *et al.* \(2008\)](#) ont également montré que la teneur en polyphénols de l'oignon dépend du type de solvant utilisé ; elle est de 257 mg/100g MS

et 633 mg/100g pour l'oignon blanc, pour les extraits acétoniques et méthanoliques, respectivement. Pour ces mêmes solvants, [Gorinstein *et al.* \(2009\)](#) ont enregistré des teneurs de 165 mg/100g et 1052 mg/100g, pour l'oignon blanc.

Les différences constatées entre les teneurs en polyphénols des alliacées de la présente étude et celles indiquées dans la littérature peuvent être dues à la variété, à l'origine géographique, aux conditions d'extraction (solvant, température, durée) et à la sensibilité de la méthode d'analyse utilisée.

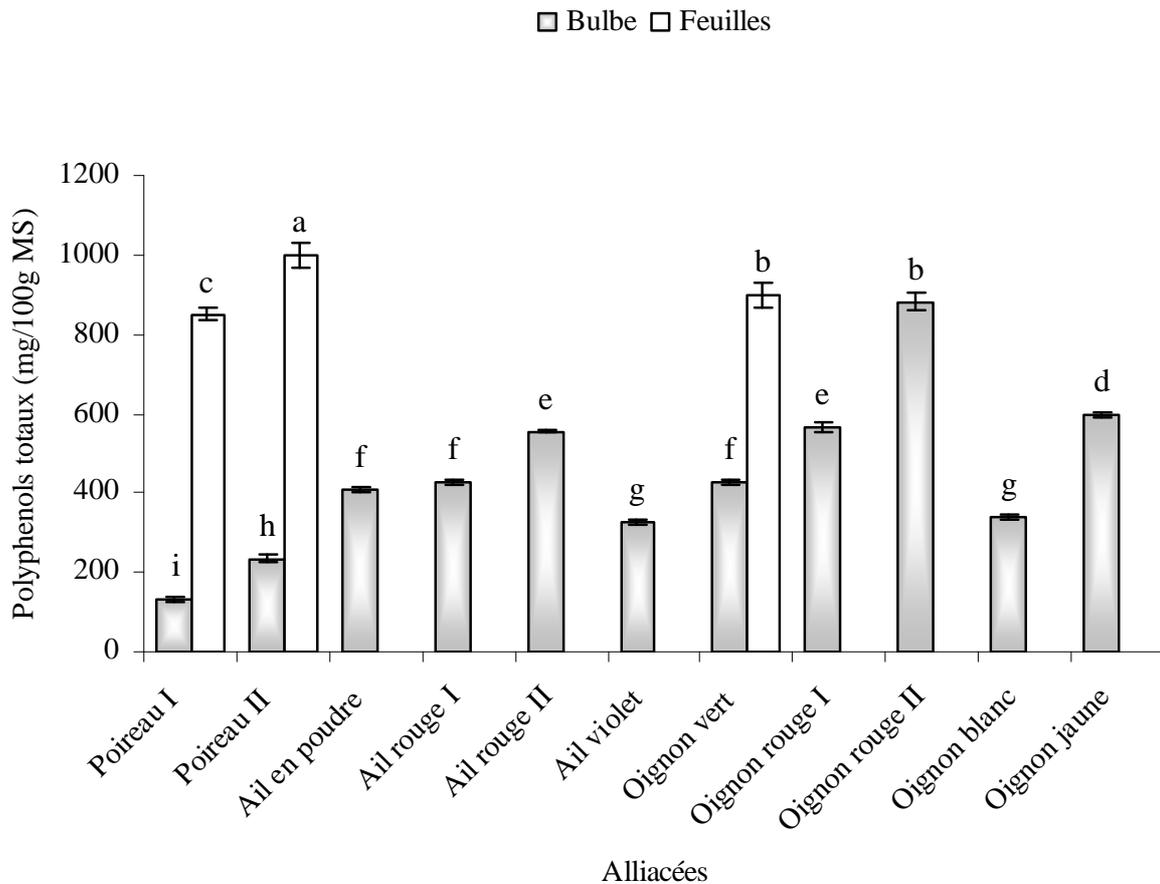


Figure 21 : Teneur en polyphénols totaux des alliacées.

Les barres verticales représentent les écart types.

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0.05$).

Effet de la cuisson

Les pertes en polyphénols totaux après cuisson des alliacées pendant 15 min présentent des différences significatives ($P < 0,05$) ; elles sont comprises entre 2,18% (oignon jaune) et 80,16% (ail rouge I) (tableau XI). Les différences de pertes en polyphénols après cuisson sont dues à la nature du légume, à son état de maturité, à l'organe utilisé, à la présence de certains composés ou conditions dans le légume

(fer, acide ascorbique, pH acide,...). Ainsi qu'à la nature des composés phénoliques eux-mêmes (solubilité, thermorésistance, état libre ou conjugué,...).

Tableau XI : Effet de la cuisson sur la teneur en polyphénols totaux des alliacées.

Echantillons	Pertes (%)
Poireau I (bulbe)	8% ± 3,45 k
Poireau I (feuilles)	6,9% ± 1,41 k
Poireau II (bulbe)	46,42% ± 1,12 d
Poireau II (feuilles)	22,58% ± 0,33 i
Ail en poudre	75,56% ± 0,24 b
Ail rouge I	80,16% ± 0,8 a
Ail rouge II	30,71% ± 0,17 g
Ail violet	77,63% ± 0,53 b
Oignon vert (bulbe)	33,65% ± 0,67 f
Oignon vert (feuilles)	52,56% ± 0,36 c
Oignon rouge I	15,04% ± 1,55 j
Oignon rouge II	25,7% ± 0,42 h
Oignon blanc	43,2% ± 2,52 e
Oignon jaune	2,18% ± 0,23 l

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents (P<0.05).

Plusieurs études ont montré une diminution de la teneur en polyphénols totaux après cuisson. [Gorinstein et al. \(2005\)](#) ont constaté que la diminution de la teneur en polyphénols de l'ail dépend de la durée de cuisson. Elle varie de 7,61% (20 min) à 32,98% (60 min). Dans une étude portant sur l'effet du mode de cuisson sur quelques légumes verts, [Turkmen et al. \(2005\)](#) ont enregistré des pertes en polyphénols de 64 % après ébullition du poireau pendant 5 min. Une perte (9 à 71%) a été également signalée par [Amin et al. \(2006\)](#) après ébullition pendant 15 min de quatre variétés d'épinards. [Gorinstein et al. \(2008\)](#) ont noté qu'une ébullition pendant 10 min cause une diminution de la teneur en polyphénols de 20,66%, 25,84% et 30,3% dans l'oignon blanc, rouge et l'ail, respectivement.

Au cours de l'ébullition des alliacées pendant 10 min, [Gorinstein et al. \(2009\)](#) ont enregistré des pertes en polyphénols de 30,77-42,61% (ail), 7,27-23,38% (oignon blanc) et 8,86-30,5% (oignon rouge).

1.5. Les flavonoïdes

Les teneurs en flavonoïdes des extraits d'alliacées analysés indiquées dans la figure 22 sont significativement différentes ($P < 0,05$) selon le l'espèce, le type, l'origine géographique et l'organe. Elles s'étendent entre 5,91 mg/100g MS (1,19mg/100g MF) pour le bulbe du poireau II et 802,28 mg/100g MS (76,99 mg/100g MF) pour les feuilles du poireau II. Les résultats montrent que les oignons pigmentés (vert, rouge et jaune) sont plus riches en flavonoïdes, suivis par l'ail, l'oignon blanc et le bulbe du poireau. L'oignon importé (rouge II) est plus riche en flavonoïdes que l'oignon local (rouge I). Les feuilles de poireau et de l'oignon vert sont plus riches en flavonoïdes que leurs bulbes, ce qui est en accord avec les résultats de [Chu et al. \(2000\)](#) qui ont obtenu des teneurs en flavonoïdes de 113,41 mg/100g et de 19 mg/100g, pour les feuilles et le bulbe d'oignon, respectivement. Selon [Aherne et O'Brien \(2002\)](#), l'exposition à la lumière accrue, particulièrement les rayons UVB, a pour conséquence l'augmentation de l'accumulation des flavonoïdes dans les plantes.

[Gorinstein et al. \(2009\)](#) ont montré que la teneur des alliacées en flavonoïdes varie selon le type de solvant utilisé. Elle est de 17 mg/100g MS (acétone) et 56mg/100g (méthanol), pour l'ail. Pour ces mêmes solvants, elle est de 4 mg/100g et 104 mg/100g, pour l'oignon blanc et de 17 mg/100g et 131 mg/100g, pour l'oignon rouge. D'autres teneurs en flavonoïdes indiquées dans la littérature sont mentionnées dans le tableau XII.

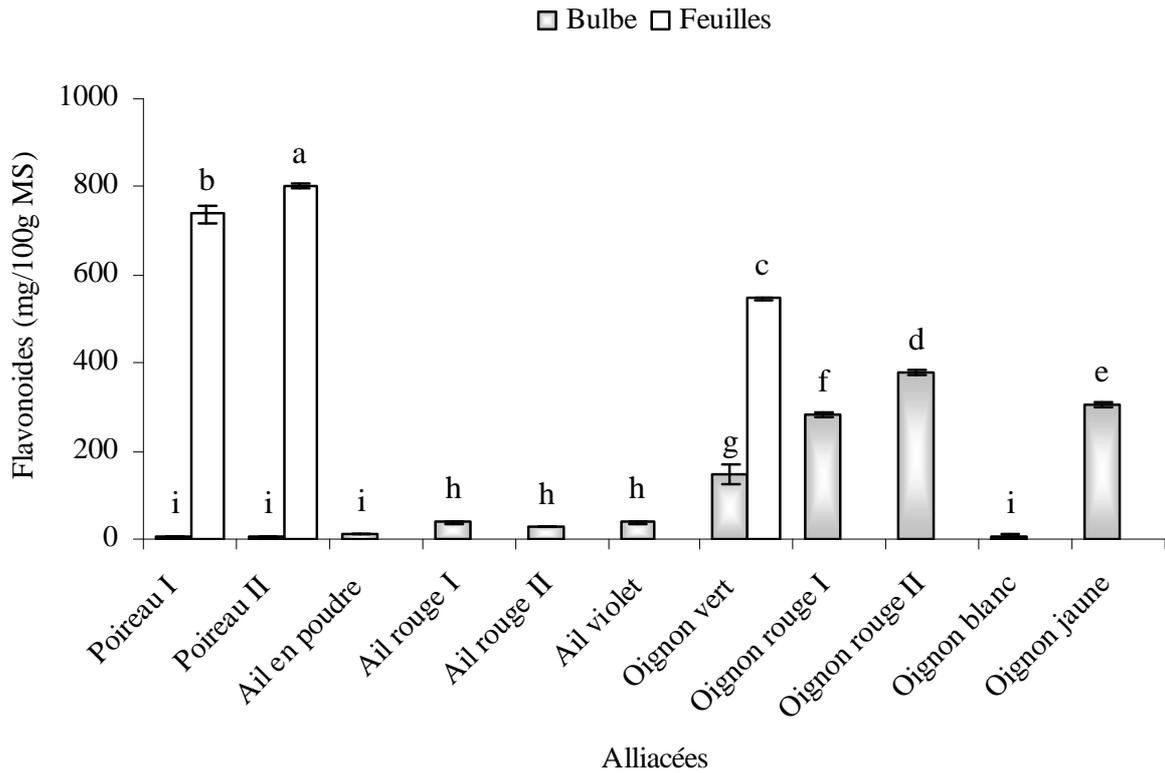


Figure 22 : Teneur en flavonoïdes des alliacées.

Les barres verticales représentent les écart types.

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0,05$).

Tableau XII : Teneurs en flavonoïdes des alliacées indiquées dans la littérature.

Alliacée	Teneur (mg/100g MF)	Teneur (mg/100g MS)	Référence
Oignon	-	122,1 - 519,1	Sellappan et Akoh (2002)
	-	56 à 1150	Santas <i>et al.</i> (2008)
	-	384	Azuma <i>et al.</i> (2007)
	5,8 à 69,2	-	Yang <i>et al.</i> (2004)
	17	-	Karadeniz <i>et al.</i> (2005)
	4,73	-	Chun <i>et al.</i> (2005)
Oignon vert	16	-	Marinova <i>et al.</i> (2005)
Oignon vert (feuilles)	11,7	-	
Poireau (feuilles)	3,7	-	
Oignon rouge	12,41	-	Lugasi <i>et al.</i> (2003)
	18,7	-	Marinova <i>et al.</i> (2005)
	36,5-56,4	-	Lin et Tang (2007)
	-	384	Gorinstein <i>et al.</i> (2008)
Oignon blanc	-	399	Gorinstein <i>et al.</i> (2008)
Ail	5,43	-	Chun <i>et al.</i> (2005)
	-	337	Gorinstein <i>et al.</i> (2008)

L'analyse statistique des résultats de la présente étude indique l'existence d'une bonne corrélation positive entre les teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes avec un coefficient de corrélation de 0,90 (figure 23).

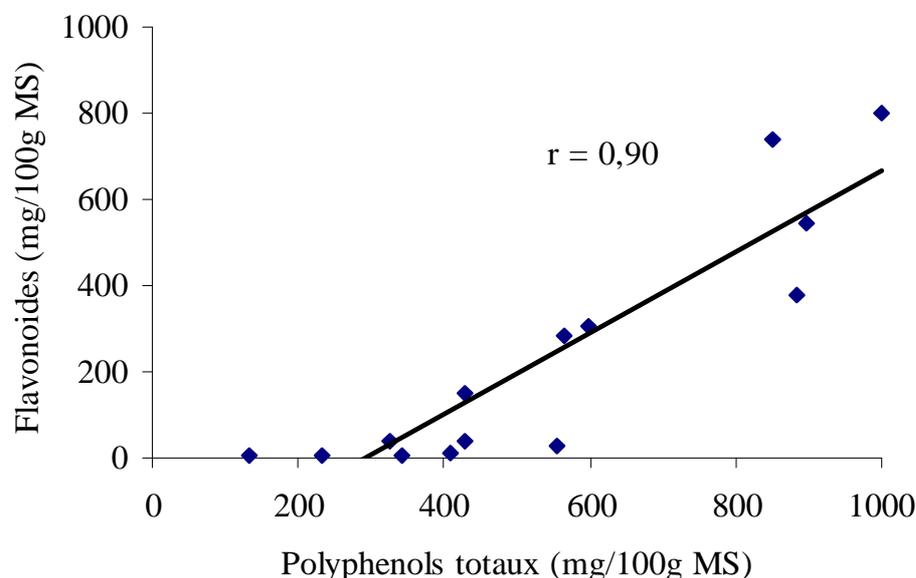


Figure 23 : Corrélation entre les teneurs en flavonoïdes et en polyphénols totaux des alliacées.

Effet de la cuisson

Les pertes en flavonoïdes dues à la cuisson des alliacées présentent des différences significatives ($P < 0,05$) ; elles sont comprises entre 7,44% (poireau I feuilles) et 92,56% (ail en poudre) (tableau XIII). Selon [Ruiz-Rodriguez et al. \(2007\)](#), les pertes en flavonoïdes durant la cuisson dépend de leur nature chimique. La quercétine 3,4'-diglucoside, étant un composé plus polaire, migre plus facilement, du légume vers l'eau de cuisson, que les autres flavonoïdes moins polaires (quercétine 4'-glucoside et quercétine). D'autre part, certains flavonoïdes (quercétine) sont plus sensibles à la dégradation thermique que d'autres (rutine). Cette différence est expliquée par la glycosilation de la rutine au carbone C₃.

[Gil et al. \(1999\)](#) ont rapporté une perte en flavonoïdes de 50% après traitement thermique des épinards à 90°C pendant 10 min. [Ioku et al. \(2001\)](#) ont enregistré une diminution de la teneur en flavonoïdes de 30 à 40% après ébullition de l'oignon pendant 20 et 40 min. [Gorinstein et al. \(2008\)](#) ont révélé qu'une ébullition pendant 10 min cause une diminution de la teneur en flavonoïdes de

32,58%, 33,85% et 45,4% dans l'oignon blanc, rouge et l'ail, respectivement. Une ébullition des alliées pendant 10 min conduit à des pertes avec des taux de 31,7-52,94% (ail), 3,94-25% (oignon blanc) et de 18,36-52,94% (oignon rouge) (Gorinstein *et al.*, 2009).

Tableau XIII : Effet de la cuisson sur la teneur en flavonoïdes des alliées.

Echantillons	Pertes (%)
Poireau I (bulbe)	43,44% ± 1,48 d
Poireau I (feuilles)	7,44% ± 1,39 i
Poireau II (bulbe)	25,82% ± 4,7 f
Poireau II (feuilles)	15,41% ± 1,27 h
Ail en poudre	92,56% ± 0,35 a
Ail rouge I	65,87% ± 1,69 b
Ail rouge II	52,69% ± 1,37 c
Ail violet	54,63% ± 3,23 c
Oignon vert (bulbe)	33,78% ± 7,29 e
Oignon vert (feuilles)	56,22% ± 0,31 c
Oignon rouge I	19,65% ± 1,17 hg
Oignon rouge II	21,02% ± 0,63 gf
Oignon blanc	31,59% ± 5,02 e
Oignon jaune	15% ± 0,78 h

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents (P<0,05).

1.6. Les flavonols

Les teneurs en flavonols des extraits d'alliées analysés (figure 24) sont significativement différentes selon l'espèce, le type, l'origine géographique et l'organe. Ces teneurs varient de 7,06 mg/100g MS (1,48 mg/100g MF) pour le bulbe du poireau II à 993,32 mg/100g MS (106,92 mg/100g MF) pour les feuilles du poireau I. Comme pour les flavonoïdes, les résultats montrent que les oignons pigmentés (vert, rouge et jaune) sont plus riches en flavonols que l'ail, l'oignon

blanc et le bulbe du poireau. Ceci concorde avec les résultats de *Manach et al.* (2004) et de *Bonaccorsi et al.* (2008). Les feuilles des alliacées analysées sont plus riches en flavonols que leurs bulbes. La synthèse des flavonols est stimulée pour protéger les tissus végétaux contre les dommages UV (*Kalt, 2005*).

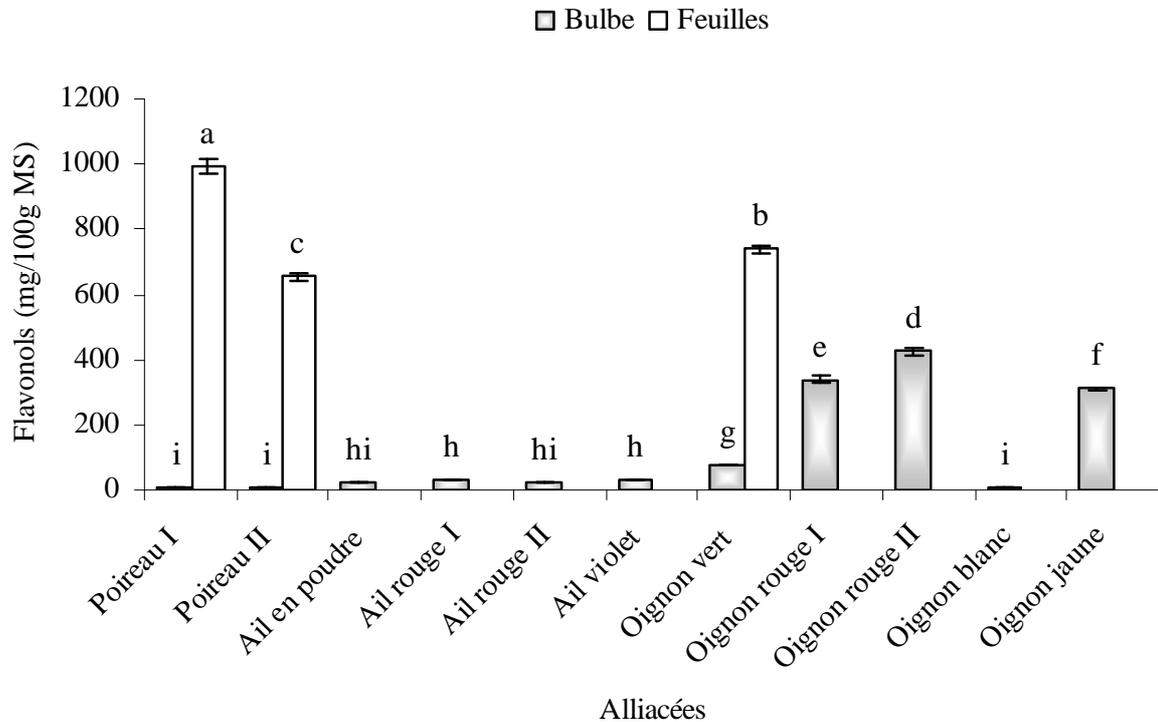


Figure 24 : Teneur en flavonols des alliacées.

Les barres verticales représentent les écart types.

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0.05$).

Les données de la littérature indiquent que les teneurs en flavonols de l'oignon varient entre 1 mg/100g MS et 404 mg/ 100g MS (*Caridi et al., 2007*). Des teneurs intermédiaires ont été rapportées : 14,2 à 45,6 mg/100g MS (*Smith et al., 2003*), 35 à 159,2 mg/100g MF (*Vagen et Slimstad, 2008*), 10,48 mg/100g MS (*Sultana et al., 2008*).

L'analyse statistique indique l'existence d'une bonne corrélation positive entre les teneurs en flavonols et en polyphénols totaux ($r=0,86$) et, les teneurs en flavonols et en flavonoïdes ($r=0,96$) des alliacées analysées (figure 25).

Effet de la cuisson

Les pertes en flavonols après cuisson des alliées pendant 15 min présentent des différences significatives ($P < 0,05$) ; elles sont comprises entre 4,49% (oignon jaune) et 98,81% (ail en poudre). (tableau XIV).

Crozier et al. (1997) ont noté une diminution de la teneur en quercétines conjuguées de 75%, après ébullition de l'oignon pendant 15 min. *Price et al. (1997)* ont noté que l'ébullition provoque une diminution de 25% dans les deux principaux flavonols de l'oignon (quercétine 3,4'-diglucoside et quercétine 4'-monoglucoside). L'ébullition pendant 60 min a causé des pertes en flavonols de 20,6 et 43,9% dans l'oignon et l'asperge, respectivement (*Makris et Rossiter, 2001*). Une diminution (18,8%) a été également observée par *Lombard et al. (2005)* après ébullition de l'oignon pendant 5 min. (*Price et al., 1998*).

Tableau XIV : Effet de la cuisson sur la teneur en flavonols des alliées

Echantillons	Pertes (%)
Poireau I (bulbe)	23,65% ± 4,23 h
Poireau I (feuilles)	26,94% ± 0,93 g
Poireau II (bulbe)	50,79% ± 4,3 e
Poireau II (feuilles)	16,63% ± 0,66 i
Ail en poudre	98,81% ± 0,09 a
Ail rouge I	97,9% ± 0,04 a
Ail rouge II	73,86% ± 0,48 d
Ail violet	94,72% ± 0,06 b
Oignon vert (bulbe)	12,49% ± 0,23 j
Oignon vert (feuilles)	38,14% ± 0,39 f
Oignon rouge I	37,78% ± 1,86 f
Oignon rouge II	22,91% ± 0,88 h
Oignon blanc	86,4% ± 1,13 c
Oignon jaune	4,49% ± 0,95 k

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0,05$).

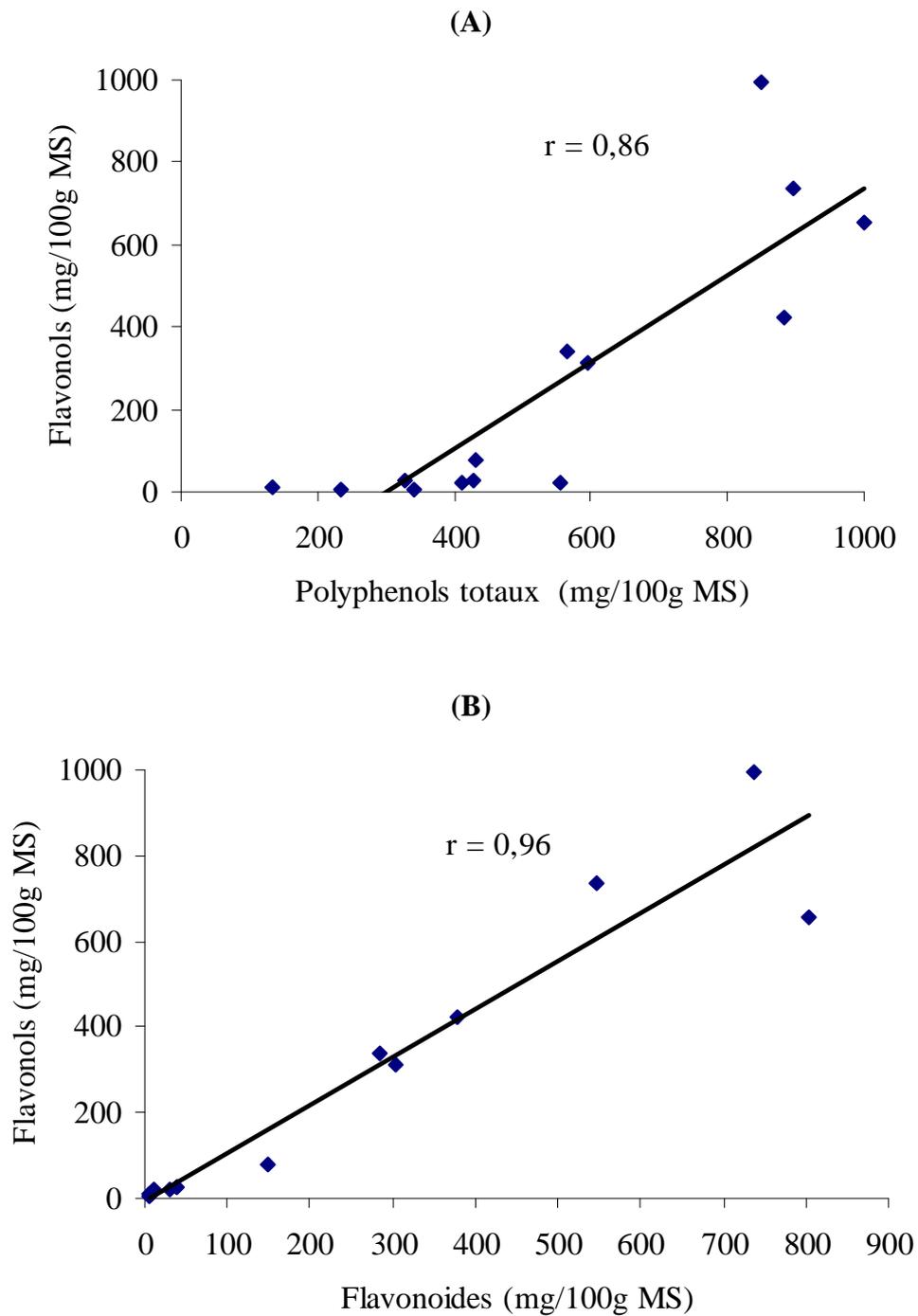


Figure 25 : Corrélation entre les teneurs en flavonols, polyphenols totaux (A) et flavonoïdes (B).

1.7. Les anthocyanines

La figure 26 montre que les teneurs en anthocyanines des alliacées analysées présentent des différences significatives ($P < 0,05$) selon le l'espèce, le type, l'origine géographique et l'organe. Ces teneurs sont comprises entre 1,3 mg/100g MS (0,15 mg/100g MF) pour l'oignon blanc et 91,7 mg/100g MS (8,28 mg/100g MF) pour l'oignon rouge II. Les oignons pigmentés, surtout l'oignon rouge, sont plus riches en anthocyanines que l'oignon blanc, l'ail et le bulbe du poireau. Les résultats confirment ceux de *Rodrigues et al. (2003)*. Les feuilles de l'oignon vert et de poireau sont plus riches en anthocyanines que leurs bulbes.

Les données de la littérature indiquent que les teneurs en anthocyanines de l'oignon rouge varient entre 4,18 mg/100g MF (*Pellegrini et al., 2007*) et 48,5mg/100g MF (*Wu et al., 2006*). Une teneur intermédiaire de 8,36 mg/100g MF a été rapportée par *Mélo et al. (2006)*.

L'analyse statistique indique l'existence d'une bonne corrélation positive entre les teneurs en anthocyanines et en polyphenols totaux des extraits des alliacées analysées avec un coefficient de corrélation de 0,84 (figure 27).

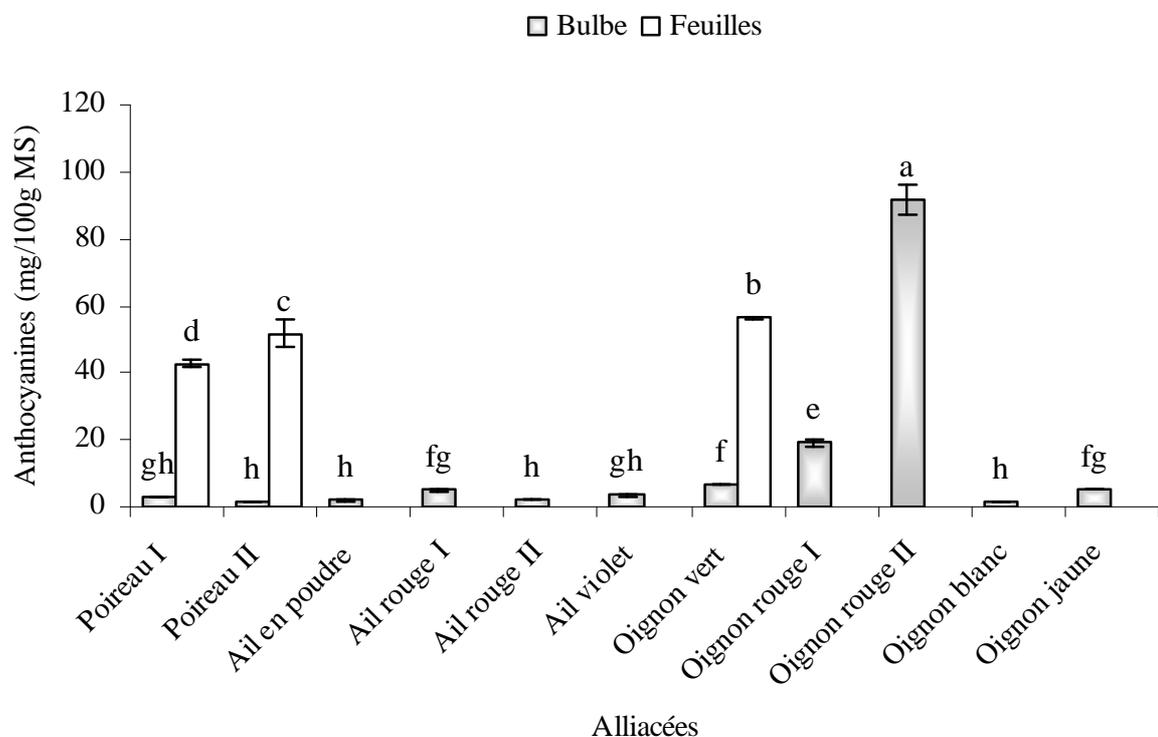


Figure 26 : Teneur en anthocyanines des alliacées.

Les barres verticales représentent les écart types.

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0,05$).

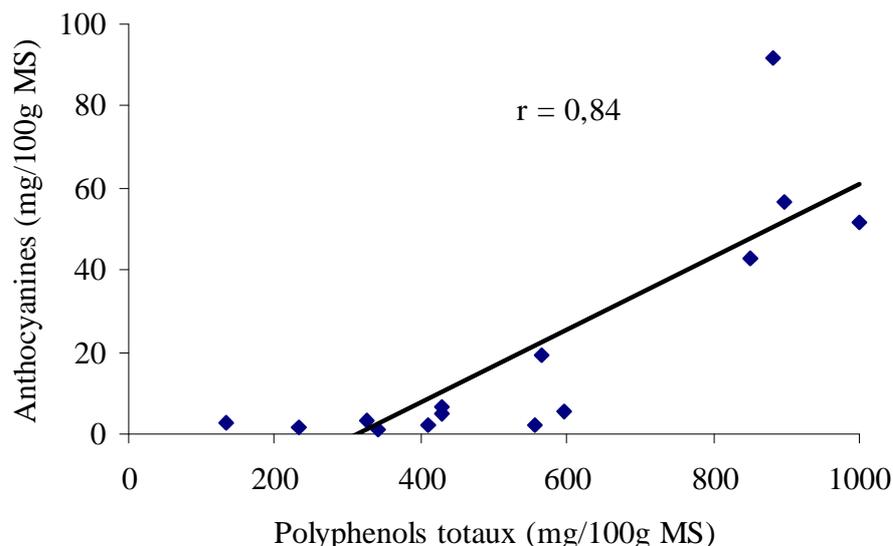


Figure 27 : Corrélation entre les teneurs en anthocyanines et en polyphenols totaux.

Effet de la cuisson

Les pertes en anthocyanines des alliacées analysées après cuisson pendant 15 min présentent des différences significatives ($P < 0,05$) ; elles sont comprises entre 8,45% (oignon rouge II) et 91,55% (ail rouge I) (tableau XV). [Gorinstein *et al.* \(2008\)](#) ont noté qu'une ébullition pendant 10 min cause une diminution de 38,92% et de 50,1% dans l'oignon rouge et l'oignon blanc, respectivement.

Selon [Sikora *et al.* \(2008\)](#), les pertes en composés phénoliques sont dues à leur solubilisation dans l'eau de cuisson et/ou à leur dégradation durant l'ébullition. Ce phénomène dépend de la durée du traitement thermique, du volume d'eau et de la taille des légumes

II. Activité antioxydante

2.1. Activité antiradicalaire

Dans cette étude, la méthode au DPPH a été utilisée pour évaluer l'activité anti-radicalaire des alliacées. Le DPPH est un radical libre et stable dont l'absorbance diminue lorsque ce dernier est réduit par un antioxydant (AH) ([Maisuthisakul *et al.*, 2007](#)) :



DPPH[°] : diphényl picryl-hydrazyl (forme oxydée)

DPPH-H : diphényl picryl-hydrazyl (forme réduite)

Tableau XV : Effet de la cuisson sur la teneur en anthocyanines des alliacées.

Echantillons	Pertes (%)
Poireau I (bulbe)	14,02% ± 4,13 g
Poireau I (feuilles)	31,03% ± 0,62 ed
Poireau II (bulbe)	83,46% ± 1,02 b
Poireau II (feuilles)	14,1% ± 6,25 g
Ail en poudre	83,67% ± 1,7 b
Ail rouge I	91,55% ± 0,73 a
Ail rouge II	35,32% ± 5,3 d
Ail violet	89,67% ± 2,2 a
Oignon vert (bulbe)	76,34% ± 3,1 c
Oignon vert (feuilles)	13,08% ± 0,58 hg
Oignon rouge I	25,4% ± 1,44 f
Oignon rouge II	8,45% ± 4,38 h
Oignon blanc	71,32% ± 3,89 c
Oignon jaune	26,64% ± 0,6 fe

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents (P<0,05).

L'activité antiradicalaire des extraits d'alliacées analysés présente des différences significatives (P<0,05) selon l'espèce, le type, l'origine géographique et l'organe. L'activité antiradicalaire est comprise entre 56,85 mg E.A.A./100g MS (12,9 mg/100g MF) pour le bulbe du poireau I et 595,34 mg E.A.A./100g MS (49,8mg/100g MF) pour les feuilles de l'oignon vert (figure 28). Ces résultats indiquent que les oignons pigmentés possèdent une activité antiradicalaire plus élevée que celle de l'ail et du poireau (bulbe), et confirment les résultats de [Žitňanová et al. \(2006\)](#). Les feuilles des alliacées analysées possèdent une activité antiradicalaire supérieure à celle des bulbes. Ceci est dû à leur richesse en antioxydant dont l'acide ascorbique, les caroténoïdes, les polyphénols (flavonoïdes, flavonols et anthocyanines).

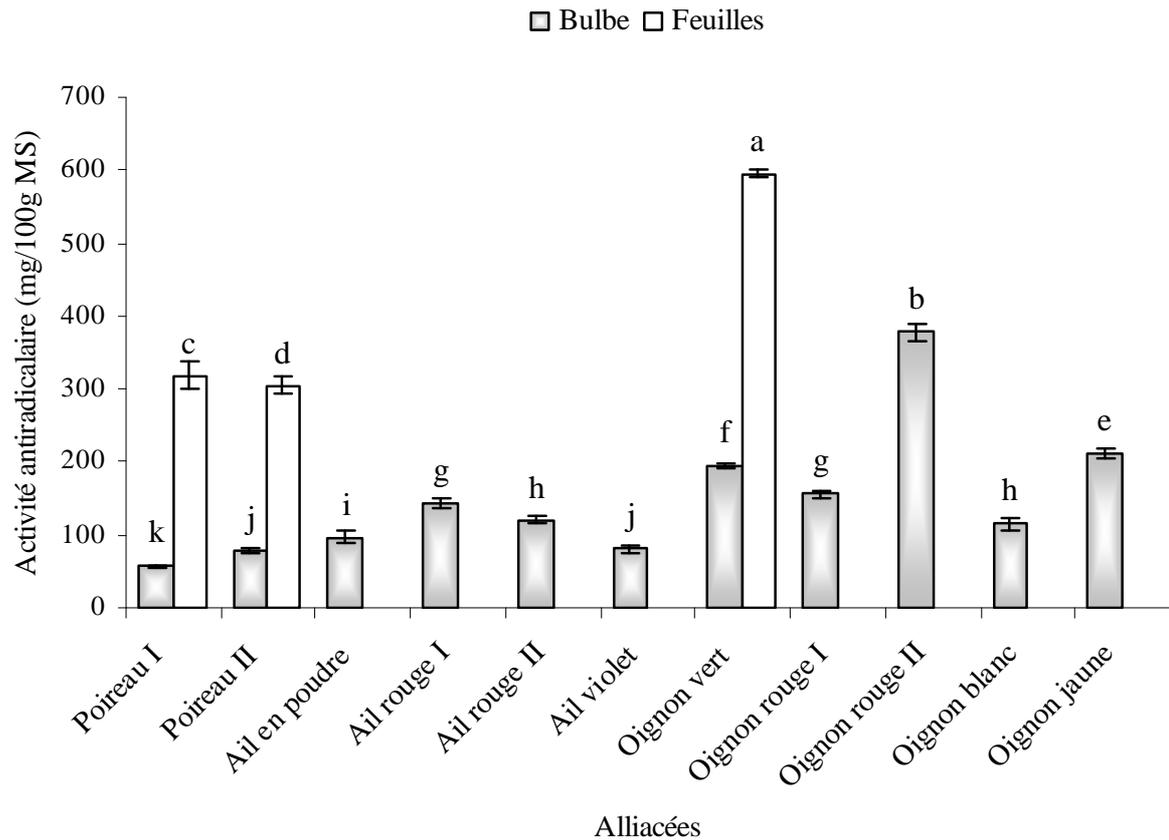


Figure 28 : Activité antiradicalaire des alliacées.

Les barres verticales représentent les écart types.

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0,05$).

Cao *et al.* (1996) ont comparé l'activité antioxydante contre le radical hydroxyle, de 22 légumes et ont montré que l'ail manifeste l'activité la plus élevée. Benkeblia (2005) a également noté que l'ail manifeste une activité antiradicalaire plus élevée suivi par l'oignon violet, rouge et jaune. Tandis que l'oignon vert a manifesté l'activité la plus faible. Gorinstein *et al.* (2008) ont remarqué que l'activité antiradicalaire de l'oignon rouge est supérieure à celle de l'ail et de l'oignon blanc. Selon Gorinstein *et al.* (2009), l'activité antiradicalaire des alliacées dépend largement du type de solvant utilisé. Elle est de 321 μM équivalent trolox/100g MS (acétone) et 900 μM E.T./100g (méthanol), pour l'ail. Pour ces mêmes solvants, elle est de 240 μM E.T./100g et 2305 μM E.T./100g, pour l'oignon blanc et de 268 μM E.T./100g et 2430 μM E.T./100g, pour l'oignon rouge.

L'activité antioxydante des extraits végétaux dépend de plusieurs facteurs tels que la teneur en divers antioxydants, les conditions climatiques de croissance et le stade de maturité, la température et durée de stockage, la teneur en eau et le pH, le type et la polarité du solvant d'extraction, les méthodes de séparation et la pureté des composés bioactifs, ainsi que les techniques d'analyse et le substrat utilisé (Prior *et al.*, 1998 ; Amin *et al.*, 2004 ; Zhao *et al.*, 2007).

Effet de la cuisson

Les pertes dans l'activité antiradicalaire des extraits d'alliacées analysées après cuisson présentent des différences significatives ($P < 0,05$) ; elles sont comprises entre 2,53% (bulbe du poireau II) et 78,46% (ail rouge I) (tableau XVI). Les différences de pertes dans l'activité antiradicalaire sont dues à la nature chimique des antioxydants présents dans ces légumes (solubilité, thermo-résistance,...), à la présence de composés antioxydants (acide ascorbique, tocophérol,...) et/ou pro-oxydants (fer, cuivre,...) et aux caractéristiques du légume (pH, teneur en matière sèche, maturité,...).

Plusieurs études ont montré une diminution de l'activité antiradicalaire des légumes après ébullition. Gazzani *et al.* (1998) ont noté une baisse des propriétés antioxydantes de l'ail et de l'oignon après ébullition pendant 30 min. Yamaguchi *et al.* (2001) ont obtenu une perte de l'activité antioxydante de 55% après ébullition de l'oignon pendant 5 min. Gorinstein *et al.* (2005) ont montré que la diminution de l'activité antiradicalaire de l'ail après cuisson dépend de la durée d'ébullition. Elle varie de 1,45% (20 min) à 31,93% (60 min). Gorinstein *et al.* (2006) ont estimé la diminution de l'activité antioxydante à 15% après ébullition de l'ail pendant 20 min. Cette diminution est due à la perte (par solubilisation) et/ou à la dégradation de certains types de composés phénoliques, ou d'autres composés ayant une activité antiradicalaire envers le DPPH, durant la cuisson. Aoyama et Yamamoto (2007) ont constaté une diminution de l'activité antioxydante de 60 à 80% après ébullition de deux variétés d'oignon (rouge et blanc) pendant 15, 30 et 60 min. 20 à 40 % de cette activité a été retrouvée dans l'eau d'ébullition. Gorinstein *et al.* (2008) ont noté qu'une ébullition pendant 10 min cause une diminution de l'activité antiradicalaire

de 31,89%, 42,36% et de 51,64% pour l'oignon rouge, l'oignon blanc et l'ail, respectivement. Pour ce même temps d'ébullition, *Gorinstein et al. (2009)* ont enregistré des diminutions de l'activité antiradicalaire de 13,77-53,9% (ail), 30,58-33,33% (oignon blanc), 33,13-42,38% (oignon rouge).

Tableau XVI : Effet de la cuisson sur l'activité antiradicalaire des alliacées.

Echantillons	Pertes (%)
Poireau I (bulbe)	28,28% ± 3,3 de
Poireau I (feuilles)	5% ± 2,48 i
Poireau II (bulbe)	2,53% ± 1,05 i
Poireau II (feuilles)	4,29% ± 3,16 i
Ail en poudre	57,1% ± 2,48 c
Ail rouge I	78,46% ± 2,75 a
Ail rouge II	63,12% ± 0,88 b
Ail violet	68,25% ± 0,65 b
Oignon vert (bulbe)	24,81% ± 0,48 ef
Oignon vert (feuilles)	31,34% ± 2,39 d
Oignon rouge I	16,69% ± 7,93 g
Oignon rouge II	13,6% ± 0,45 gh
Oignon blanc	22,04% ± 5,06 f
Oignon jaune	10,89% ± 1,71 h

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents (P<0.05).

2.2. Pouvoir réducteur

Le pouvoir réducteur des extraits d'alliacées analysés présente des différences significatives (P<0,05) selon l'espèce, le type, l'origine géographique et l'organe. Il s'étend entre 7,2 mg E.A.A./100g MS (1,65 mg E.A.A./100g MF) pour le bulbe du poireau I et 504,06 mg E.A.A./100g MS (41,45 mg E.A.A./100g MF) pour les feuilles de l'oignon vert (figure 29). De manière similaire à l'activité antiradicalaire, les résultats montrent que le meilleur pouvoir réducteur a été enregistré pour les oignons pigmentés. Les feuilles des alliacées manifestent un

pouvoir réducteur plus élevé que celui des bulbes ; ce qui est en accord avec les résultats de *Chu et al. (2000)*.

Ou et al. (2002) ont constaté que le pouvoir réducteur de l'oignon violet est supérieur à celui de l'oignon blanc. *Pellegrini et al. (2003)* ont rapporté que le pouvoir réducteur de l'oignon jaune est 2,5 fois plus élevé que celui du poireau. *Shon et al. (2004)* ont noté que le pouvoir réducteur de l'oignon rouge (0,17) est supérieur à celui des oignons jaune et blanc (0,12), ce qui est en accord avec nos résultats.

Les deux méthodes de mesure de l'activité antioxydante (activité anti-radicalaire et pouvoir réducteur) montrent une bonne corrélation positive (figure30), avec un coefficient de corrélation de 0,94.

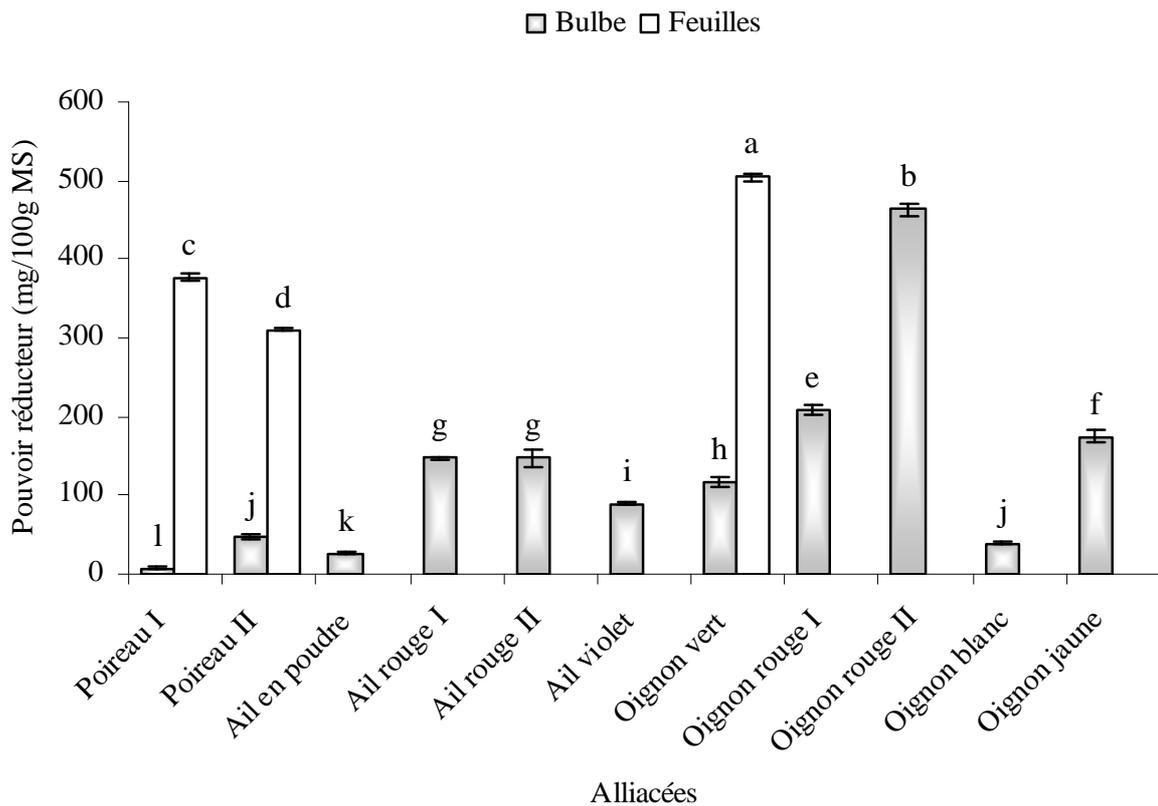


Figure 29 : Pouvoir réducteur des alliacées.

Les barres verticales représentent les écart types.

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0.05$).

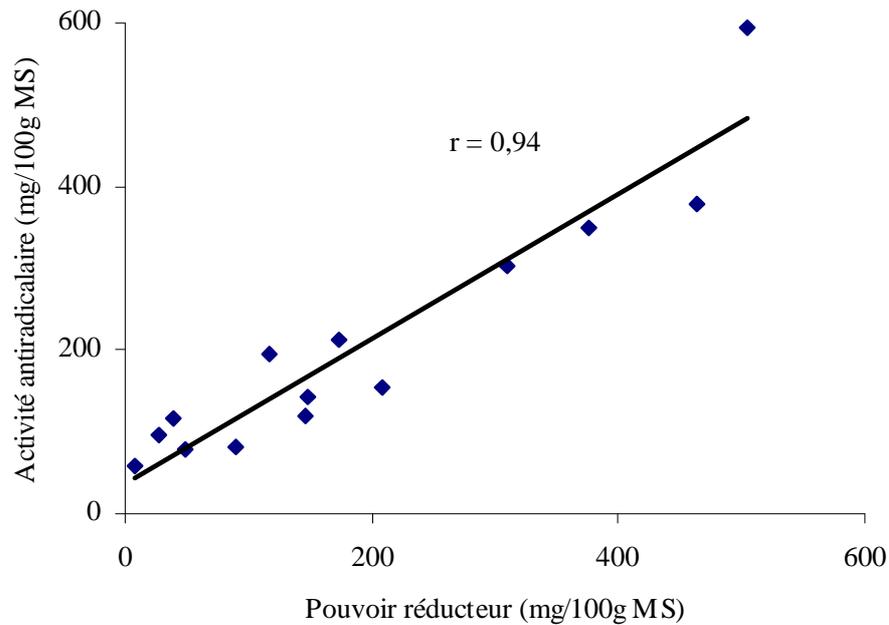


Figure 30 : Corrélacion entre l'activité antiradicalaire et le pouvoir réducteur des alliacées.

Effet de la cuisson

Les pertes dans le pouvoir réducteur des extraits d'alliacées analysés après cuisson présentent des différences significatives ($P < 0,05$) ; elles sont comprises entre 30,6% pour les feuilles du poireau I et 93% pour l'ail rouge I (tableau XVII). Ces pertes résultent du passage des antioxydants des légumes vers l'eau de cuisson et/ou de leur dégradation thermique.

Gorinstein *et al.* (2008) ont noté qu'une ébullition pendant 10 min cause une diminution du pouvoir réducteur de 26,73%, 28,98% et 38,07% pour l'oignon rouge, blanc et l'ail, respectivement. Pour ce même temps d'ébullition, Gorinstein *et al.* (2009) ont enregistré des pertes de 16,66-30,16% pour l'oignon rouge, 6,33-37,75% pour l'oignon blanc, et 33,86-49,42% pour l'ail.

Tableau XVII : Effet de la cuisson sur le pouvoir réducteur des alliacées

Echantillons	Pertes (%)
Poireau I (bulbe)	72,62% ± 2,26 f
Poireau I (feuilles)	30,59% ± 0,78 l
Poireau II (bulbe)	81,82% ± 0,82 d
Poireau II (feuilles)	62,69% ± 4,82 h
Ail en poudre	92,33% ± 0,4 ab
Ail rouge I	93% ± 0,34 a
Ail rouge II	89,9% ± 0,51 b
Ail violet	80,47% ± 0,85 d
Oignon vert (bulbe)	77,27% ± 0,72 e
Oignon vert (feuilles)	85,95% ± 0,4 c
Oignon rouge I	68,41% ± 1,97 g
Oignon rouge II	46,68% ± 0,51 k
Oignon blanc	58,44% ± 2,35 i
Oignon jaune	55,2% ± 2,58 j

Des lettres différentes indiquent des résultats significativement différents ($P < 0,05$).

2.3. Relation entre l'activité antioxydante et les teneurs en antioxydants

Dans la présente étude, les polyphénols totaux, les flavonoïdes, les flavonols et les anthocyanines semblent contribuer d'une façon significative à l'activité antioxydante (activité antiradicalaire et pouvoir réducteur). De bonnes corrélations positives sont observées entre l'activité antiradicalaire et les teneurs en polyphénols totaux ($r=0,84$), en flavonoïdes ($r=0,76$), en flavonols ($r=0,81$) et en anthocyanines ($r=0,82$) (figure 30). De bonnes corrélations positives sont également notées entre le pouvoir réducteur et les teneurs en polyphénols ($r=0,91$), en flavonoïdes ($r=0,82$), en flavonols ($r=0,86$) et en anthocyanines ($r=0,91$) (figure 31).

L'acide ascorbique manifeste une corrélation positive non significative avec l'activité antioxydante. Les caroténoïdes et les thiosulfates ne montrent aucun effet sur l'activité antioxydante des extraits d'alliacées analysés. Ceci pourrait être dû au fait que le solvant utilisé ne permet pas l'extraction de ces composés.

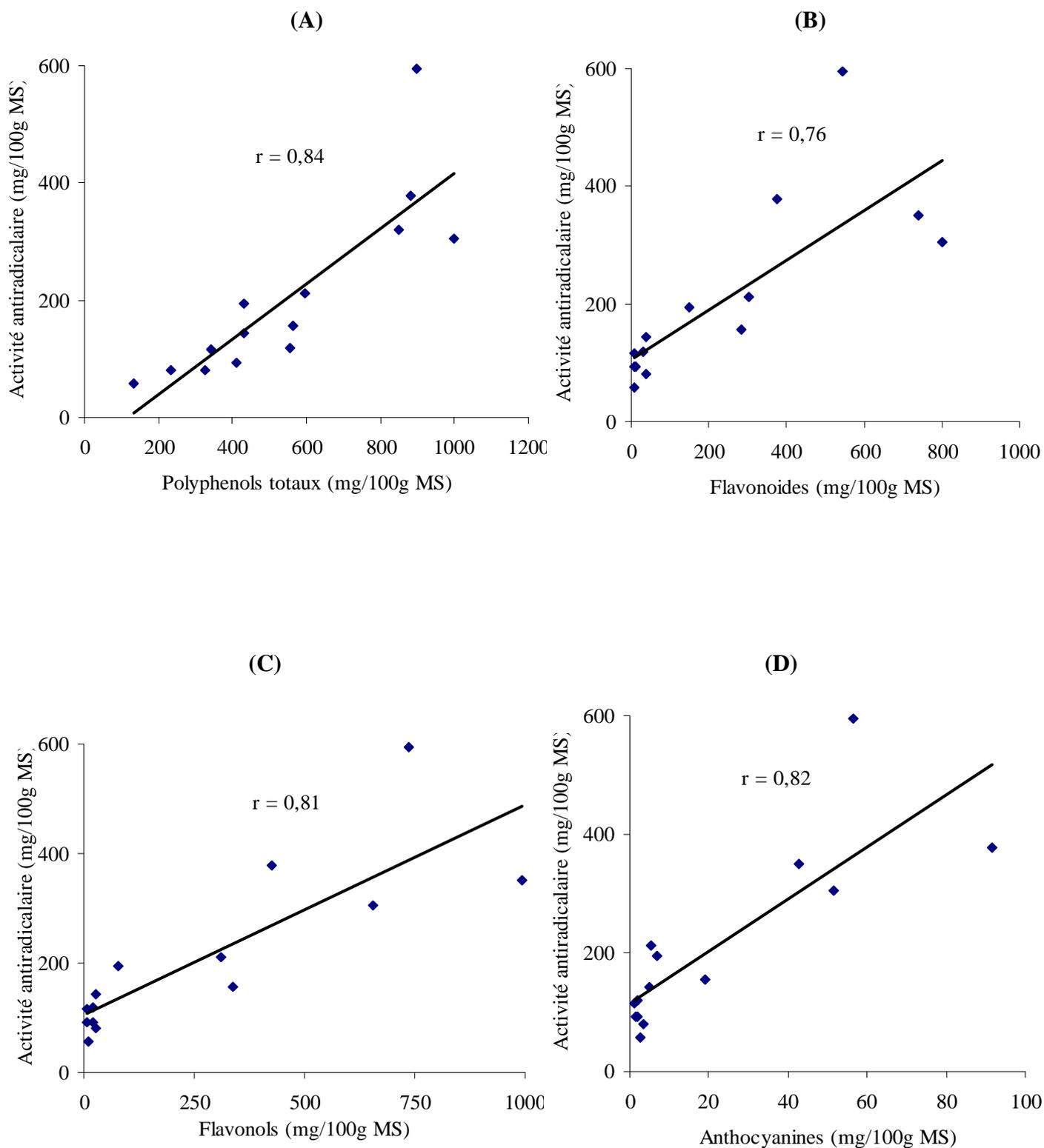


Figure 31 : Corrélation entre l'activité antiradicalaire et les teneurs en polyphenols totaux (A), flavonoïdes (B), flavonols (C) et anthocyanines (D).

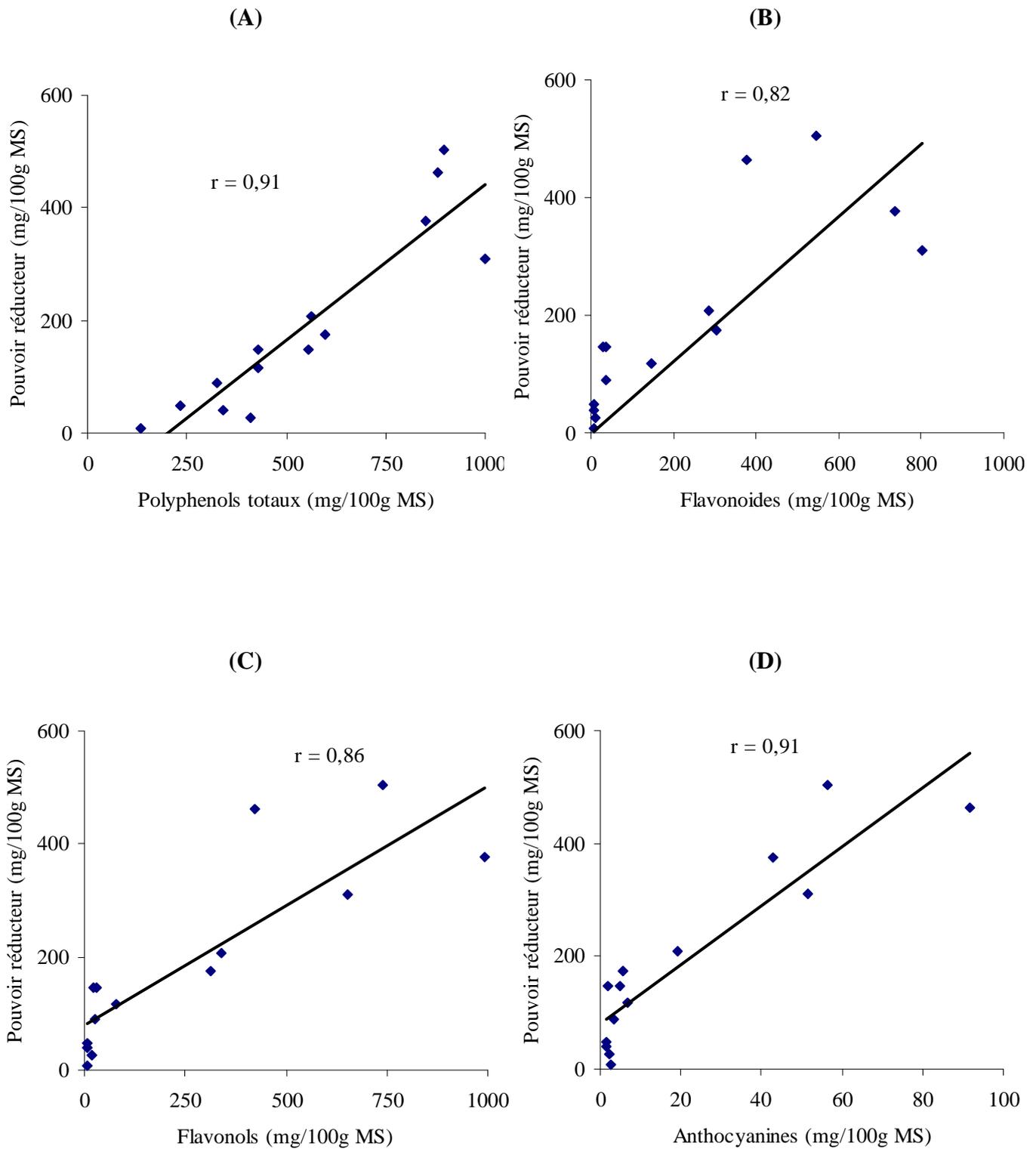


Figure 32 : Corrélation entre le pouvoir réducteur et les teneurs en polyphenols totaux (A), flavonoïdes (B), flavonols (C) et anthocyanines (D).

L'analyse statistique indique l'existence de bonnes corrélations positives entre la diminution de l'activité antiradicalaire et les pertes en polyphénols totaux ($r=0,73$), flavonoïdes ($r=0,84$) et en flavonols ($r=0,76$) après cuisson (figure 33). Cependant, les pertes en anthocyanines semblent ne pas influencer d'une manière significative sur la diminution de l'activité antiradicalaire des alliacées ($r=0,49$).

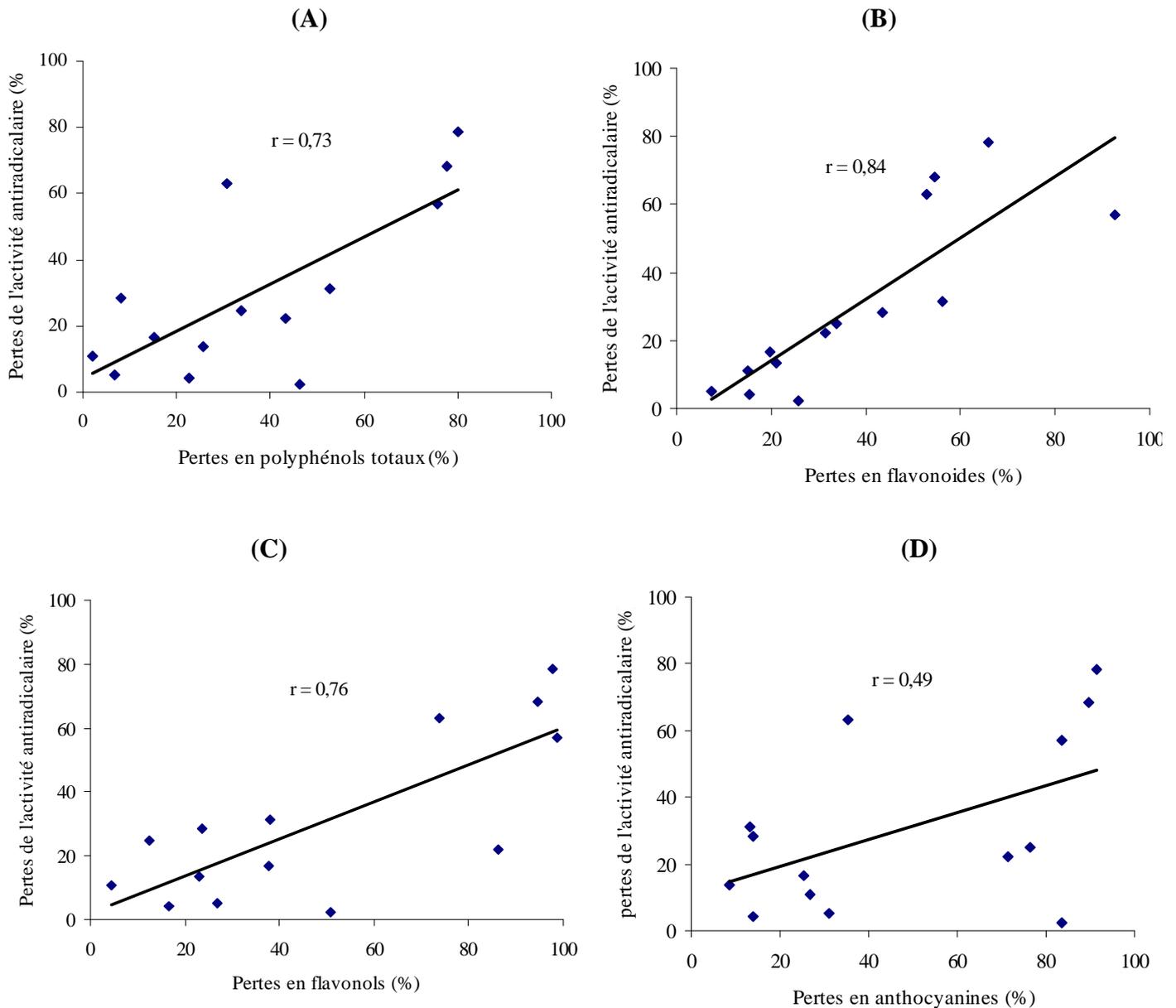


Figure 33 : Corrélation entre la diminution de l'activité antiradicalaire et les pertes en polyphénols totaux (A), flavonoïdes (B), flavonols (C) et en anthocyanines (D).

De bonnes corrélations positives sont également notées entre la diminution du pouvoir réducteur et les pertes en polyphénols ($r=0,67$), flavonoïdes ($r=0,80$), flavonols ($r=0,60$) et en anthocyanines ($r=0,60$) (figure 34).

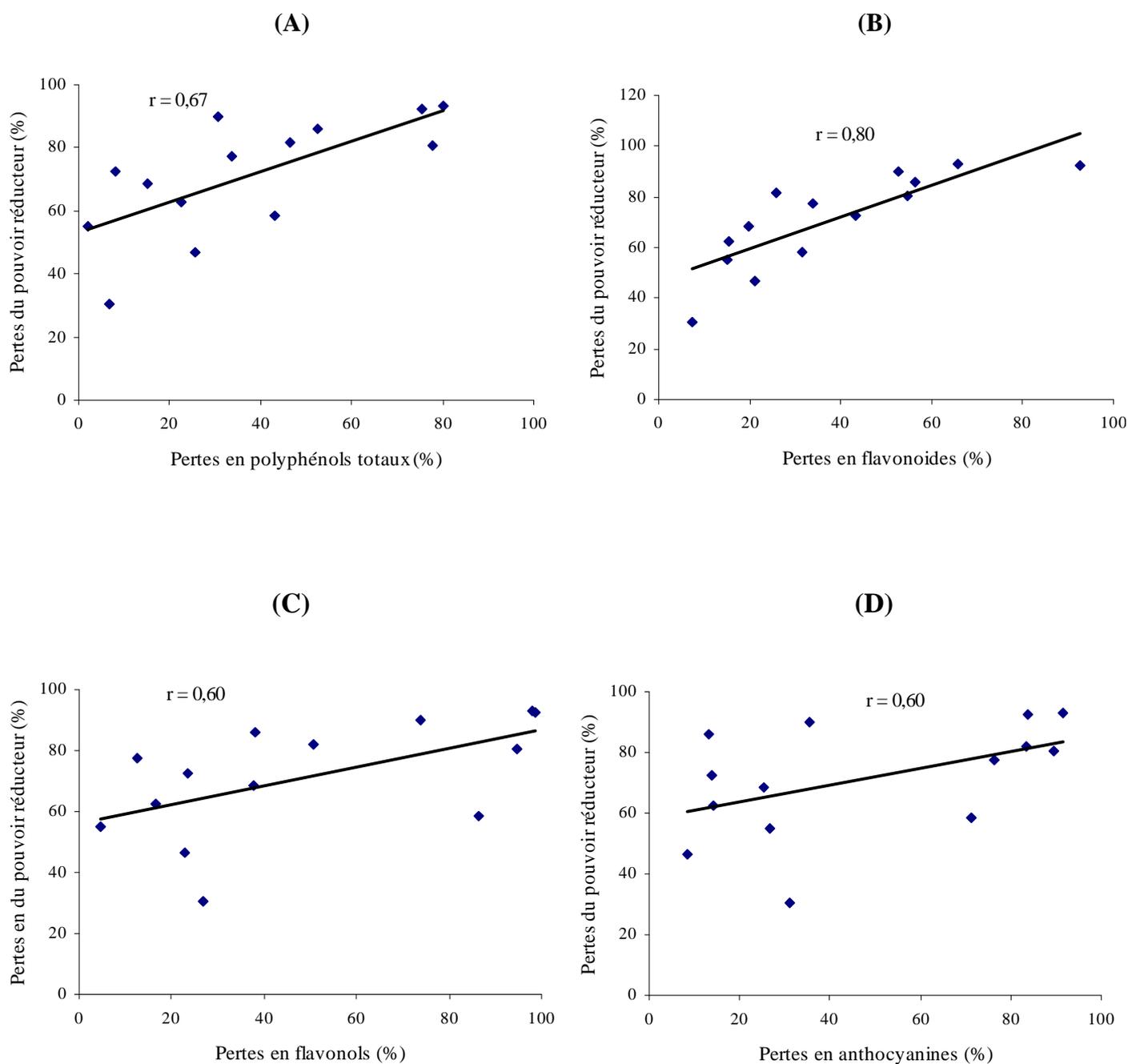


Figure 34 : Corrélation entre la diminution du pouvoir réducteur et les pertes en polyphénols totaux (A), flavonoïdes (B), flavonols (C) et en anthocyanines (D).

Conclusion

Conclusion

La présente étude a permis d'une part, le dosage des principaux antioxydants (acide ascorbique, caroténoïdes, thiosulfates, polyphénols, flavonoïdes, flavonols, anthocyanines), ainsi que la détermination du pouvoir antioxydant de quelques échantillons d'alliacées.

Les résultats obtenus montrent que les teneurs en antioxydants diffèrent selon l'espèce, le type, l'origine géographique et l'organe.

Parmi les alliacées analysées, seules les feuilles d'oignon vert et de poireau présentent des concentrations considérables en caroténoïdes. La richesse des feuilles en caroténoïdes est associée à la présence des chloroplastes.

Les résultats du dosage de l'acide ascorbique, des polyphénols, des flavonoïdes, des flavonols et des anthocyanines montrent que l'oignon est plus riche en ces composés que l'ail et le bulbe du poireau. Les oignons pigmentés (vert, rouge et jaune) contiennent plus d'acide ascorbique et de composés phénoliques que l'oignon blanc. Les feuilles sont plus riches en antioxydants (excepté les thiosulfates) que les bulbes. Ce phénomène est dû à l'exposition des feuilles à la lumière ou aux radiations UV qui augmente la teneur en antioxydants. Tous les types d'oignon (à l'exception de l'oignon blanc) contiennent des teneurs en anthocyanines supérieures à celles de l'ail et du bulbe de poireau.

Les résultats du dosage des thiosulfates révèlent que l'ail est plus riche en ces composés organo-sulfurés que l'oignon et le poireau. Cependant, les feuilles d'oignon vert et de poireau sont moins riches en thiosulfates que leurs bulbes.

Les résultats de mesure de l'activité antioxydante des extraits d'alliacées évaluée par deux méthodes, l'activité antiradicalaire et le pouvoir réducteur, indiquent que l'oignon manifeste une activité antiradicalaire et un pouvoir réducteur supérieurs à ceux de l'ail et du bulbe de poireau. Les oignons pigmentés (vert, rouge, jaune), plus riches en antioxydants que l'oignon blanc, possèdent une activité antiradicalaire et un pouvoir réducteur plus élevés. Les feuilles d'oignon vert et de poireau montrent une activité antioxydante plus élevée que celle de leurs bulbes.

L'ébullition pendant 15 min des alliacées entraîne une diminution des teneurs de tous les composés antioxydants analysés et de l'activité antioxydante. Ces pertes sont principalement dues au passage (solubilisation) des antioxydants des légumes vers l'eau de cuisson et/ou à leur dégradation par le traitement thermique. Les taux de perte en antioxydants pendant la cuisson dépendent de l'espèce, du type, de l'organe, de la taille du légume (feuilles, bulbe, poudre) et de la nature chimique des antioxydants. Une augmentation de la teneur en caroténoïdes a été notée pour les feuilles du poireau et de l'oignon vert; cette augmentation est due à une meilleure extractabilité des caroténoïdes.

De bonnes corrélations positives ont été observées entre l'activité antiradicalaire et les teneurs en polyphénols totaux, en flavonoïdes, en flavonols et en anthocyanines avec des coefficients respectifs de 0,84, 0,76, 0,81 et 0,82. De bonnes corrélations positives ont été également notées entre le pouvoir réducteur et les teneurs en polyphénols ($r=0,91$), en flavonoïdes ($r=0,82$), en flavonols ($r=0,86$) et en anthocyanines ($r=0,91$).

Les données de la présente étude nous permettent de conclure que les alliacées, surtout à l'état cru, constituent une bonne source d'antioxydants (acide ascorbique, caroténoïdes, thiosulfates, polyphénols, flavonoïdes, flavonols et anthocyanines). Dans le but de compléter ce travail, il serait souhaitable :

- D'élargir l'échantillonnage aux autres types d'alliacées (échalote, ciboule, ail sauvage,...).
- D'étudier l'effet des traitements technologiques (conservation) sur l'activité antioxydante des alliacées.
- D'utiliser d'autres méthodes pour quantifier et identifier les composés phénoliques des alliacées analysées et voir réellement l'effet de la cuisson sur ces constituants antioxydants et de déterminer leur effet *in vivo*.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

Adrian J., Potus J. et Poiffait A. (1998). Introduction à l'analyse nutritionnelle des denrées alimentaires. Ed. Tec. et Doc., Paris.

Aguero M.V., Pereda J., Roura S.I., Moreira M.R., and del Valle C.E. (2005). Sensory and biochemical changes in Swiss chard (*Beta vulgaris*) during blanching. LWT 38: 772-778.

Aherne S.A. and O'Brien N.M. (2002). Dietary Flavonols: Chemistry, Food Content and Metabolism. Nutrition 18: 75-81.

Al-Mamary M.A. (2002). Antioxidant Activity of Commonly Consumed Vegetables in Yemen. Mal J Nutr 8(2): 179-189.

Alvi S., Khan K. M., Sheikh M.A. and Shahid M. (2003). Effect of Peeling and Cooking on Nutrients in Vegetables. Pakistan Journal of Nutrition 2 (3): 189-191.

Amin I., Norazaidah Y., Emmy Hainida K.I. (2006). Antioxidant activity and phenolic content of raw and blanched *Amaranthus* species. Food Chemistry 94: 47-52.

Amin I., Zamaliah M.M. and Chin W.F. (2004). Total antioxidant activity and phenolic content in selected vegetables. Food Chemistry 87: 581-586.

Anonyme, 2007. USDA Database for the Flavonoid Content of Selected Foods, Release 2.1. Nutrient Data Laboratory. Beltsville Human Nutrition Research Center. Agricultural Research Service. U.S. Department of Agriculture. Maryland, USA.

Aoyama S. and Yamamoto Y. (2007). Antioxidant Activity and Flavonoid Content of Welsh Onion (*Allium fistulosum*) and the Effect of Thermal Treatment. Food Sci. Technol. Res. 13 (1): 67-72.

Arnault I., Christides J.P., Mandon N., Haffner T., Kahane R. and Augera J. (2003). High-performance ion-pair chromatography method for simultaneous analysis of alliin, deoxyalliin, allicin and dipeptide precursors in garlic products using multiple mass spectrometry and UV detection. Journal of Chromatography A 991: 69-75.

Auger J., Dugravot S., Naudin A., Abo-Ghalia A., Pierre D. et Thibout E. (2002). Utilisation des composés allelochimiques des *Allium* en tant qu'insecticides. IOBC wprs Bulletin 25: 1-13.

Awika J.M., Rooney L.W., and Waniska R.D. (2004). Anthocyanins from black sorghum and their antioxidant properties. Food Chemistry 90: 293-301.

- Azuma K., Minami Y., Ippoushi K., and Terao J.(2007). Lowering effect of onion intake on oxidative stress biomarkers in streptozotocin-induced diabetic rats. *J. Clin. Biochem. Nutr.* 40: 131-140.
- Bahorun T., Luximon-Ramma A., Crozier A. and Aruoma O.I. (2004). Total phenol, flavonoid, proanthocyanidin and vitamin C levels and antioxidant activities of Mauritian vegetables. *J Sci Food Agric* 84, 1553–1561.
- Balasundram N., Sundram K., Samman S. (2006). Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food Chemistry* 99: 191-203.
- Ball. G.F.M. (2004). *Vitamins: Their Role in the Human Body*. Ed. Blackwell Publishing Ltd, Oxford, UK.
- Benkeblia N. and Lanzotti V. (2007). *Allium* Thiosulfinates: Chemistry, Biological Properties and their Potential Utilization in Food Preservation. *Food* 1(1), x-y.
- Benkeblia, N. (2005). Free-Radical Scavenging Capacity and Antioxidant Properties of Some Selected Onions (*Allium cepa* L.) and Garlic (*Allium sativum* L.) Extracts. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 48 (5): 753-759.
- Bernhardt S. and Schlich E.(2006). Impact of different cooking methods on food quality: Retention of lipophilic vitamins in fresh and frozen vegetables. *Journal of Food Engineering* 77: 327-333.
- Bianchini F. and Vainio H. (2001). *Allium* Vegetables and Organosulfur Compounds: Do They Help Prevent Cancer? *Environ Health Perspect.* 109: 893-902.
- Birt D.F., Hendrich S., and Wang W. (2001). Dietary agents in cancer prevention: flavonoids and isoflavonoids. *Pharmacology & Therapeutics* 90: 157-177.
- Bonaccorsi P., Caristi C., Gargiulli C and Leuzzi U. (2008). Flavonol glucosides in *Allium* species : A comparative study by means of HPLC–DAD–ESI-MS–MS. *Food Chemistry* 107: 1668-1673.
- Bonaccorsi P., Caristi C., Gargiulli C., and Leuzzi U. (2005). Flavonol Glucoside Profile of Southern Italian Red Onion (*Allium cepa* L.). *J. Agric. Food Chem.* 53 (7): 2733-2740.
- Borel P., Drai J., Faure H., Fayol V., Galabert C., Laromiguière M. et Le Moël G. (2005). Données récentes sur l'absorption et le catabolisme des caroténoïdes. *Ann Biol Clin.* 63 (2): 165-77.

Brat P., George S., Bellamy A., Du Chaffaut L., Scalbert A., Mennen L., Arnault N., and Amiot M.J. (2006). Daily Polyphenol Intake in France from Fruit and Vegetables. *J. Nutr.* 136: 2368-2373.

Bunea A., Andjelkovic M., Socaciu C., Bobis O., Neacsu M., Verhe R., Van Camp J. (2008). Total and individual carotenoids and phenolic acids content in fresh, refrigerated and processed spinach (*Spinacia oleracea L.*). *Food Chemistry* 108: 649-656.

Cao G., Sofic E. and Prior R.L. (1996). Antioxidant Capacity of Tea and Common Vegetables. *J. Agric. Food Chem.* 44: 3426-3431.

Caridi D., Trenerry V.C., Rochfort S., Duong S., Laughler D., Jones R. (2007). Profiling and quantifying quercetin glucosides in onion (*Allium cepa L.*) varieties using capillary zone electrophoresis and high performance liquid chromatography. *Food Chemistry* 105: 691-699.

Castañeda-Ovando A., Pacheco-Hernández M.L., Páez-Hernández E., Rodríguez J.A., Galán-Vidal C.A. (2009). Chemical studies of anthocyanins: A review. *Food Chemistry* 113: 859-871.

Cavagnaro P.F., Camargo A., Galmarini C.R. and Simon P.W. (2007). Effect of Cooking on Garlic (*Allium sativum L.*) Antiplatelet Activity and Thiosulfinates Content. *J. Agric. Food Chem.* 55: 1280-1288.

Ceriello A. (2004). La glycémie après les repas : est-ce important ? *Métabolisme et alimentation* 49: 8-11.

Cheng J.C., Dai F., Zhou B., Yang L. and Liu Z.L. (2007). Antioxidant activity of hydroxycinnamic acid derivatives in human low density lipoprotein: Mechanism and structure–activity relationship. *Food Chemistry* 104: 132-139.

Chevallier A. (2001). *Encyclopédie des plantes médicinales*. Ed. Larousse, Paris.

Chu Y.F., Sun J., Wu X. and Liu R. (2002). Antioxidant and Antiproliferative Activities of Common Vegetables. *J. Agric. Food Chem.* 50: 6910-6916.

Chu Y.H., Chang C.L. and Hsu H.F. (2000). Flavonoid content of several vegetables and their antioxidant activity. *J Sci Food Agric.* 80: 561-566.

Chuah A.M., Lee Y.C., Yamaguchi T., Takamura H., Yin L.J., Matoba T. (2008). Effect of cooking on the antioxidant properties of coloured peppers. *Food Chemistry* 111: 20-28.

Chun O.K., Kim D.O., Smith N., Schroeder D., Han J.T. and Lee C.Y. (2005). Daily consumption of phenolics and total antioxidant capacity from fruit and vegetables in the American diet. *J Sci Food Agric.* 85:1715-1724.

Corzo-Martinez M., Corzo N. and Villamiel M. (2007). Biological properties of onions and garlic. *Trends in Food Science & Technology* 18: 609-625.

Crozier A., Lean M.E. J., McDonald M.S. and Black C. (1997). Quantitative Analysis of the Flavonoid Content of Commercial Tomatoes, Onions, Lettuce, and Celery. *J. Agric. Food Chem.* 45: 590-595.

Derbel S. et Ghedira K. (2005). Les phytonutriments et leur impact sur la santé. *Phytothérapie* 1: 28-34.

Djeridane A., Yousfi M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocker P. and Vidal N. (2006). Antioxidant activity of some algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry* 97: 654-660.

Dorant E., van den Brandt P.A. and Goldbohm R.A. (1996). A prospective cohort study on the relationship between onion and leek consumption, garlic supplement use and the risk of colorectal carcinoma in The Netherlands. *Carcinogenesis* 17 (3): 477-484.

Dufour C. and Loonis M. (2007). Flavonoids and their oxidation products protect efficiently albumin-bound linoleic acid in a model of plasma oxidation. *Biochimica et Biophysica Acta* 1770: 958-965.

Duthie G.G. (1999). Determination of activity of antioxidants in human subjects. *Proceedings of the Nutrition Society* 58: 1015-1024.

Duthie G.G., Gardner P.T. and Kyle J.A.M. (2003). Plant polyphenols: are they the new magic bullet? *Proceedings of the Nutrition Society* 62: 599-603.

Dutta D., Chaudhuri U.R. and Runu Chakraborty R. (2005). Structure, health benefits, antioxidant property and processing and storage of carotenoids. *African Journal of Biotechnology* 4 (13): 1510-1520.

Fattorusso E., Lanzotti V., Tagliatela-Scafati O., Cicala C. (2001). The flavonoids of leek, *Allium porrum*. *Phytochemistry* 57: 565-569.

Favier A. (1997). Le stress oxydant : intérêt de sa mise en évidence en biologie médicale et problèmes posés par le choix d'un marqueur. *Ann Biol Clin.* 55, 9-16.

Favier A. (2003). Le stress oxydant : intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité chimique.* 108-115.

Favier A. (2006). Stress oxydant et pathologies humaines. *Ann Pharm Fr.* 64, 390-396.

- Firuzi O., Lacanna A., Petrucci R., Marrosu G., Saso L. (2005). Evaluation of the antioxidant activity of flavonoids by “ferric reducing antioxidant power” assay and cyclic voltammetry. *Biochimica et Biophysica Acta* 1721: 174-184.
- Fleischauer A.T., Poole C., and Arab L. (2000). Garlic consumption and cancer prevention: meta-analyses of colorectal and stomach cancers. *Am J Clin Nutr.* 72:1047-1052.
- Fontaine E., Barnoud D., Schwebel C. et Lerverve X. (2002). Place des anti-oxydants dans la nutrition du patient septique. *Réanimation* 11 : 411-20.
- Flourie F., Arab K., Rossary A. et Steghens J.-P. (2006). Effets de différents antioxydants sur la lipoperoxydation in vitro initiée par le radical °OH. *Immuno-analyse et biologie spécialisée* 21 : 229-233.
- Fossen T. and Andersen O.M. (2003). Anthocyanins from red onion, *Allium cepa*, with novel aglycone. *Phytochemistry* 62: 1217-1220.
- Franke A.A., Custer L.J., Arakaki C. and Murphy S.P. (2004). Vitamin C and flavonoid levels of fruits and vegetables consumed in Hawaii. *Journal of Food Composition and Analysis* 17: 1-35.
- Fritsch R.M. and Keusgen M. (2006). Occurrence and taxonomic significance of cysteine sulphoxides in the genus *Allium* L. (Alliaceae). *Phytochemistry* 67: 1127-1135.
- Fritsch, R.M. and Friesen, N. (2002). Evolution, domestication, and taxonomy. In: Rabinowitch, H.D. and Currah, L. *Allium Crop Science: Recent Advances*. Ed. CABI Publishing, Wallingford, UK, pp. 5-30.
- Galeone C., Pelucchi C., Talamini R., Negri E., Maso L.D., Montella M., Ramazzotti V., Franceschi S. and La Vecchia C. (2007). Onion and Garlic Intake and the Odds of Benign Prostatic Hyperplasia. *UROLOGY* 70: 672-676.
- Galvano F., La Fauci L., Lazzarino G., Fogliano V., Ritieni A., Ciappellano S., Battistini N.C., Tavazzi B. and Galvano G. (2004). Cyanidins: metabolism and biological properties. *Journal of Nutritional Biochemistry* 15: 2-11.
- Gayathri G.N., Platel K., Prakash J. and Srinivasan K. (2004). Influence of antioxidant spices on the retention of β -carotene in vegetables during domestic cooking processes. *Food Chemistry* 84: 35-43.
- Gazzani G., Papetti A., Daglia M., Berte F., and Gregotti C. (1998). Protective Activity of Water Soluble Components of Some Common Diet Vegetables on Rat Liver Microsome and the Effect of Thermal Treatment. *J. Agric. Food Chem.* 46: 4123-4127.

- Ghedira (2005). Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie* 4: 162-169.
- Gibault T. (2005). Quoi de neuf ? l'ail. *Equation Nutrition* 49. Aprifel – agence pour la recherche et l'information en fruits et légumes frais.
- Gil M. I., Ferreres F. and Thomas-Barberan F. A. (1999). Effect of postharvest storage and processing on the antioxidant constituents (flavonoids and vitamin C) of fresh-cut spinach. *J. Agric. Food Chem.* 47: 2213-2217.
- Godevac D., Vujisic L., Mojovic M., Ignjatovic A., Spasojevic I. and Vajs V. (2008). Evaluation of antioxidant capacity of *Allium ursinum* L. volatile oil and its effect on membrane fluidity. *Food Chemistry* 107: 1692-1700.
- Gorinstein S., Drzewiecki J., Leontowicz H., Leontowicz M., Najman K., Jastrzebski Z., Zachwieja Z., Barton H., Shtabsky B., Katrich E. and Trakhtenberg S. (2005). Comparison of the Bioactive Compounds and Antioxidant Potentials of Fresh and Cooked Polish, Ukrainian, and Israeli Garlic. *J. Agric. Food Chem.* 53: 2726-2732.
- Gorinstein S., Jastrzebski Z., Leontowicz H., Leontowicz M., Namiesnik J., Najman K., Park Y.S., Heo B.G., Cho J.Y., Bae J.H. (2009). Comparative control of the bioactivity of some frequently consumed vegetables subjected to different processing conditions. *Food Control* 20: 407-413.
- Gorinstein S., Jastrzebski Z., Namiesnik J., Leontowicz H., Leontowicz M. and Trakhtenberg S. (2007). The atherosclerotic heart disease and protecting properties of garlic: contemporary data. *Mol. Nutr. Food Res.* 51: 1365-1381.
- Gorinstein S., Leontowicz H., Leontowicz M., Drzewiecki J., Najman K., Katrich E., Barasch D., Yamamoto K. and Trakhtenberg S. (2006). Raw and boiled garlic enhances plasma antioxidant activity and improves plasma lipid metabolism in cholesterol-fed rats. *Life Sciences* 78: 655-663.
- Gorinstein S., Leontowicz H., Leontowicz M., Namiesnik J., Najman K., Drzewiecki J., Cvikrova M., Martincova O., Katrich E. and Trakhtenberg S. (2008). Comparison of the Main Bioactive Compounds and Antioxidant Activities in Garlic and White and Red Onions after Treatment Protocols. *J. Agric. Food Chem.* 56: 4418-4426.
- Griffiths G, Trueman L, Crowther T, Thomas B, Smith B. Onions-a global benefit to health. *Phytother Res.* 16(7): 603-615.
- Groussard C. (2006). Stress oxydatif et exercice anaérobie. *Science et Sports* 21:62-67.

- Hadi M. (2004). La quercétine et ses dérivés: molécules à caractère pro-oxydant ou capteurs de radicaux libres; études et applications thérapeutiques. Thèse de doctorat en Sciences. Domaine : Pharmacochimie. Université Louis Pasteur. Strasbourg I, France.
- Heim K.E., Tagliaferro A.R., Bobilya D.J. (2002). Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure-activity Relationships. *Journal of Nutritional Biochemistry* 13: 572-584.
- Hennebelle T., Sahpaz S. et Bailleul F. (2004). Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie* Numéro 1: 2-5.
- Hsing A.W., Chokkalingam A.P., Gao Y.T., Madigan M.P., Deng J., Gridley G. and Fraumeni J.F. (2002). Allium Vegetables and Risk of Prostate Cancer: A Population-Based Study. *J Natl Cancer Inst.* 94:1648-1651.
- Ioku K., Aoyama Y., Tokuno A., Terao J., Nakatani N. and Takei Y. (2001). Various cooking methods and the flavonoid content in onion. *J. Nutr. Sci. Vitaminol.* 47:78-83.
- Iqbal M.P., Kazim S.F. and N. Mehboobali. (2006). Ascorbic acid contents of Pakistani fruits and vegetables. *Pak. J. Pharm. Sci.* 19 (4): 282-285.
- Kahkonen M.P. and Heinonen M. (2003). Antioxidant Activity of Anthocyanins and Their Aglycons. *J. Agric. Food Chem.* 51: 628-633.
- Kahkonen M.P., Hopia A.I., Vuorela H.J., Rauha J.P., Pihlaja K., Kujala T.S. and Heinonen M. (1999). Antioxidant Activity of Plant Extracts Containing Phenolic Compounds. *J. Agric. Food Chem.* 47: 3954-3962.
- Kalt W. (2005). Effects of Production and Processing Factors on Major Fruit and Vegetable Antioxidants. *Journal of Food Science* 70 (1): 11-19.
- Kamenetsky R. and Rabinowitch H.D. (2006). The Genus *Allium*: A Developmental and Horticultural Analysis. *Horticultural Reviews* 32:329-37.
- Karadeniz F., Burdurlu H.S., Koca N. and Soyer Y. (2005). Antioxidant Activity of Selected Fruits and Vegetables Grown in Turkey. *Turk J Agric For.* 29: 297-303.
- Kaymak-Ertekin F. and Gedik A. (2005). Kinetic modelling of quality deterioration in onions during drying and storage. *Journal of Food Engineering* 68, 443-453.
- Kimura M. and Rodriguez-Amaya D.B. (2003). Carotenoid Composition of Hydroponic Leafy Vegetables. *J. Agric. Food Chem.* 51, 2603-2607.

- Koechlin-Ramonatxo C. (2006). Oxygène, stress oxydant et suppléments antioxydantes ou un aspect différent de la nutrition dans les maladies respiratoires. *Nutrition clinique et métabolisme* 20 : 165-177.
- Kong J.M., Chia L.S., Goh N.K., Chia T.F. and Brouillard R. (2003). Analysis and biological activities of anthocyanins. *Phytochemistry* 64: 923-933.
- Krest I. and Keusgen M. (2002). Biosensoric flow-through method for the determination of cysteine sulfoxides. *Analytica Chimica Acta* 469: 155-164.
- Krinsky N.I. and Johnson E.J. (2005). Carotenoid actions and their relation to health and disease. *Molecular Aspects of Medicine* 26: 459-516.
- Kubec R. and Dadáková E. (2008). Quantitative determination of *S*-alk(en)yl-cysteine-*S*-oxides by micellar electrokinetic capillary chromatography. *Journal of Chromatography A*, 1212: 154-157.
- Lanzotti V. (2006). The analysis of onion and garlic. *Journal of Chromatography A* 1112: 3-22.
- Lee S.K. and Kader A.A. (2000). Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. *Postharvest Biology and Technology* 20: 207-220.
- Leelarungrayub N., Rattanapanone V., Chanarat N., and Gebicki J.M. (2006). Quantitative evaluation of the antioxidant properties of garlic and shallot preparations. *Nutrition* 22: 266-274.
- Lemkecher T., Dartigues S., Vaysse J., Kulski O., Barraud-Lange V., Gattegno L., et Wolf J.-P. (2005). Leucospermie, stress oxydatif et fertilité masculine: certitudes et hypothèses. *Gynécologie Obstétrique & Fertilité* 33 : 2-10.
- Lila M.A. (2004). Anthocyanins and Human Health: An In Vitro Investigative Approach. *Journal of Biomedicine and Biotechnology* 5: 306-313.
- Lin J.Y. and Tang C.Y. (2007). Determination of total phenolic and flavonoid contents in selected fruits and vegetables, as well as their stimulatory effects on mouse splenocyte proliferation. *Food Chemistry* 101: 140-147.
- Liu R.H. (2004). Potential Synergy of Phytochemicals in Cancer Prevention: Mechanism of Action. *J. Nutr.* 134: 3479-3485.
- Lombard K., Peffley E., Geoffriau E., Thompson L. and Herring A. (2005). Quercetin in onion (*Allium cepa* L.) after heat-treatment simulating home preparation. *Journal of Food Composition and Analysis* 18: 571-581.

- Lugasi A., Hóvári J., Sági K.V. and Bíró L. (2003). The role of antioxidant phytonutrients in the prevention of diseases. *Acta Biologica Szegediensis* Volume 47(1-4): 119-125.
- Maisuthisakul P., Suttajit M. and Pongsawatmanit R. (2007). Assessment of phenolic content and free radical-scavenging capacity of some Thai indigenous plants. *Food Chemistry* 100: 1409-1418.
- Makris D.P. and Rossiter J.T. (2001). Domestic Processing of Onion Bulbs (*Allium cepa*) and Asparagus Spears (*Asparagus officinalis*): Effect on Flavonol Content and Antioxidant Status. *J. Agric. Food Chem.* 49: 3216-3222.
- Manach C., Scalbert A., Morand C., Rémésy C., and Jimenez L. (2004). Polyphenols : food sources and bioavailability. *Am J Clin Nutr* 79: 727-47.
- Marfak A. (2003). Radiolyse gamma des flavonoïdes. Etude de leur réactivité avec les radicaux issus des alcools : formation de depsides. Thèse de doctorat. Spécialité : biophysique. Faculté de Pharmacie. Université de Limoges.
- Marinova D., Ribarova F. and Atanassova M.. Total phenolics and total flavonoids in Bulgarian fruits and vegetables.(2005). *Journal of the University of Chemical Technology and Metallurgy* 40 (3): 255-260.
- Mattila P.and Hellstrom J. (2007). Phenolic acids in potatoes, vegetables, and some of their products. *Journal of Food Composition and Analysis* 20:152-160.
- Mau J.L., Tsai S.Y., Tseng Y.H. and Huang S.J. (2005). Antioxidant properties of methanolic extracts from *Ganoderma tsugae*. *Food Chemistry* 93: 641-649.
- Mélo E.A., Lima V.L.A.G, Maciel M.I.S., Caetano A.C.S. and Leal F.L.L. (2006). Polyphenol, Ascorbic Acid and Total Carotenoid Contents in Common Fruits and Vegetables. *Braz. J. Food Technol.* 9 (2): 89-94.
- Miglio C., Chiavaro E., Visconti A., Fogliano V. and Pellegrini N. (2008). Effects of Different Cooking Methods on Nutritional and Physicochemical Characteristics of Selected Vegetables. *J. Agric. Food Chem.* 56: 139-147.
- Miron T., Rabinkov A., Mirelman D., Weiner L., and Wilchek M. A. (1998). Spectrophotometric Assay for Allicin and Alliinase (*Alliin lyase*) Activity: Reaction of 2-Nitro-5-thiobenzoate with Thiosulfinates. *Analytical Biochemistry* 265: 317-325.
- Miron T., SivaRaman H., Rabinkov A., Mirelman D. and Wilchek M. (2006). A method for continuous production of allicin using immobilized alliinase. *Analytical Biochemistry* 351: 152-154.

- Mojzisova G. and Kuchta M. (2001). Dietary Flavonoids and Risk of Coronary Heart Disease. *Physiol. Res.* 50: 529-535.
- Mullen W., Boitier A., Stewart A.J. and Crozier A. (2004). Flavonoid metabolites in human plasma and urine after the consumption of red onions: analysis by liquid chromatography with photodiode array and full scan tandem mass spectrometric detection. *Journal of Chromatography A* 1058: 163-168.
- Murkovic M., Gams K., Draxl S., and Pfannhauser W. (2000). Development of an Austrian Carotenoid Database. *Journal of Food Composition and Analysis* 13: 435-440.
- Naczki M. and Shahidi F. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis* 41: 1523-1542.
- Najjaa H., Neffati M., Zouari S. and Ammar E. (2007). Essential oil composition and antibacterial activity of different extracts of *Allium roseum* L., a North African endemic species. *C. R. Chimie* 10: 820-826.
- Nencini C., Cavallo F., Capasso A., Franchi G.G., Giorgio G. and Micheli L. (2007). Evaluation of Antioxidative Properties of *Allium* species growing wild in Italy. *Phytother. Res.* 21: 874-878.
- Niizu P.Y. and Rodriguez-Amaya D.B. (2005). New data on the carotenoid composition of raw salad vegetables. *Journal of Food Composition and Analysis* 18: 739-749.
- Nijveldt R.J., Nood E., Hoorn D.E.C., Boelens P.G., Norren K. and Leeuwen P.A.M. (2001). Flavonoids: a review of probable mechanisms of action and potential applications. *Am J Clin Nutr.* 74: 418-425.
- Ninfali P., Mea G., Giorgini S., Rocchi M. and Bacchiocca M. (2005). Antioxidant capacity of vegetables, spices and dressings relevant to nutrition. *British Journal of Nutrition* 93: 257-266.
- Nuutila A.M., Puupponen-Pimia R., Aarni M. and Oksman-Caldentey K.M. (2003). Comparison of antioxidant activities of onion and garlic extracts by inhibition of lipid peroxidation and radical scavenging activity. *Food Chemistry* 81: 485-493.
- Orzechowski A., Ostaszewski P., Jank M. and Berwid S.J. (2002). Bioactive substances of plant origin in food - impact on genomics. *Reprod. Nutr. Dev.* 42: 461-477.

- Ou B., Huang D., Hampsch-Woodill M., Flanagan J. A. and Deemer E. K. (2002). Analysis of Antioxidant Activities of Common Vegetables Employing Oxygen Radical Absorbance Capacity (ORAC) and Ferric Reducing Antioxidant Power (FRAP) Assays: A Comparative Study. *J. Agric. Food Chem.* 50: 3122-3128.
- Padayatty S.J., Katz A., Wang Y., Eck P., Kwon O., Lee J.H., Chen S., Corpe C., Dutta A., Dutta S.K, and Levine M. (2003). Vitamin C as an Antioxidant: Evaluation of Its Role in Disease Prevention. *Journal of the American College of Nutrition* 22(1): 18-35.
- Pastre J. et Priymenko N. (2007). Intérêt des antioxydants dans l'alimentation des carnivores domestiques. *Revue Méd. Vét.* 158(4) : 180-189.
- Pellegrini N., Colombi B., Salvatore S., Brenna O.V., Galaverna G., Rio D.D., Bianchi M., Bennett R.N. and Brighenti F. (2007). Evaluation of antioxidant capacity of some fruit and vegetable foods: efficiency of extraction of a sequence of solvents. *J Sci Food Agric* 87:103-111.
- Pellegrini N., Serafini M., Colombi B., Del Rio D., Salvatore S., Bianchi M. and Brighenti F. (2003). Total Antioxidant Capacity of Plant Foods, Beverages and Oils Consumed in Italy Assessed by Three Different In Vitro Assays. *J. Nutr.* 133: 2812-2819.
- Pietta P.G. (2000). Flavonoids as Antioxidants. *J. Nat. Prod.* 63: 1035-1042.
- Pincemail J., Defraigne J.O., Meurisse M. et Limet R. (1998a). Antioxydants et prévention des maladies cardiovasculaires; 1^{ère} partie: la vitamine C. *Medi-Sphere* 89: 27-30.
- Pincemail J., Bonjean K., Cayeux K. et Defraigne J.O. (2002). Mécanismes physiologiques de la défense antioxydante. *Nutrition clinique et métabolisme* 16 : 233-239.
- Pincemail J., Degrunne F., Voussure S., Malherbe C., Paquot N. et Defraigne J.O. (2007). Effet d'une alimentation riche en fruits et légumes sur les taux plasmatiques en antioxydants et des marqueurs des dommages oxydatifs. *Nutrition clinique et métabolisme* 21: 66-75.
- Pincemail J., Meurisse M., Limet R. et Defraigne J.O. (1998). Mesure et utilisation des antioxydants en médecine humaine. *Medi Sphere* 73.
- Prakash D., Singh B.N. and Upadhyay G. (2007). Antioxidant and free radical scavenging activities of phenols from onion (*Allium cepa*). *Food Chemistry* 102: 1389-1393.

- Price K.R. and Rhodes M.J.C. (1997). Analysis of the Major Flavonol Glycosides Present in Four Varieties of Onion (*Allium cepa*) and Changes in Composition Resulting from Autolysis. *J Sci Food Agric.* 74: 331-339.
- Price K.R., Casascelli F., Colquhoun I.J. and Rhodes M.J.C. (1998). Composition and Content of Flavonol Glycosides in Broccoli Florets (*Brassica olearacea*) and their Fate during Cooking. *J Sci Food Agric* 77: 468-472.
- Price, K.R., Bacon, J. R., and Rhodes, M. J.C. (1997). Effect of storage and domestic processing on the content and composition of flavonol glucosides in onion (*Allium Cepa*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 45: 938-942.
- Prior R.L., Cao G., Martin A., Sofic E., McEwen J., O'Brien C., Lischner N., Ehlenfeldt M., Kalt W., Krewer G., and Mainland C.M. (1998). Antioxidant Capacity As Influenced by Total Phenolic and Anthocyanin Content, Maturity, and Variety of *Vaccinium* Species. *J. Agric. Food Chem.* 46: 2686-2693.
- Rahman K. (2001). Historical Perspective on Garlic and Cardiovascular Disease. *J. Nutr.* 13: 977-979.
- Raju M., Varakumar S., Lakshminarayana R., Krishnakantha T.P., Vallikannan Baskaran V. (2007). Carotenoid composition and vitamin A activity of medicinally important green leafy vegetables. *Food Chemistry* 101: 1598-1605.
- Randle W.M., Block E., Littlejohn M.H., Putman D., and Bussard M.L. (1994). Onion (*Allium cepa* L.) Thiosulfinates Respond to Increasing Sulfur Fertility. *J. Agric. Food Chem.* 42(10): 2085-2088.
- Ré D.B., Nafia I., Nieoullon A., Le Goff L.K., Had-Aissouni L. (2005). Stress oxydatif cérébral : les astrocytes sont-ils vulnérables aux faibles concentrations intracellulaires de glutamate ? Implications sur la survie neuronale. *Annales Françaises d'Anesthésie et de Réanimation* 24: 502-509.
- Reyes L.F., Villarreal J.E., Cisneros-Zevallos L. (2007). The increase in antioxidant capacity after wounding depends on the type of fruit or vegetable tissue. *Food Chemistry* 101: 1254-1262.
- Robards K. (2003). Strategies for the determination of bioactive phenols in plants, fruit and vegetables. *Journal of Chromatography A* 1000: 657-691.
- Robards K. and Antolovich M. (1997). Analytical Chemistry of Fruit Bioflavonoids. *Analyst* 122: 11-34.
- Rodrigues A.S., Fogliano V., Graziani G., Mendes S., Vale A.P. and Gonçalves C. (2003). Nutritional value of onion regional varieties in northwest Portugal. *EJEAFChe.* 2 (4): 519-524.

- Rodriguez-Amaya DB. (1997). Carotenoids and Food Preparation: The Retention of Provitamin A Carotenoids in Prepared, Processed, and Stored Foods. Opportunities for Micronutrient Intervention (OMNI), Washington DC.
- Rodriguez-Amaya D.B. and Kimura M. (2004). HarvestPlus Handbook for Carotenoid Analysis. HarvestPlus Technical Monograph 2. Ed. International Food Policy Research Institute (IFPRI) and International Center for Tropical Agriculture (CIAT). Washington DC and Cali.
- Rose R.C. and Bode A. M. (1993). Biology of free radical scavengers: an evaluation of ascorbate. *The Journal of the Federation of American Societies for Experimental Biology* 7: 1135-1142.
- Ruiz-Rodriguez A., Marin F.R., Ocana A. and Soler-Rivas C. (2007). Effect of domestic processing on bioactive compounds. *Phytochem Rev.*
- Santas J., Carbo R., Gordon M.H., Almajano M.P. (2008). Comparison of the antioxidant activity of two Spanish onion varieties. *Food Chemistry* 107: 1210-1216.
- Sass-Kiss A., Kiss J., Milotay P., Kerek M. M. and Toth-Markus M. (2005). Differences in anthocyanin and carotenoid content of fruits and vegetables. *Food Research International* 38: 1023-1029.
- Satué-Gracia M.T., Heinonen M., and Frankel E.N. (1997). Anthocyanins as Antioxidants on Human Low-Density Lipoprotein and Lecithin-Liposome Systems. *J.Agric. Food Chem.* 45: 3362-3367.
- Scalbert A. and Williamson G. (2000). Dietary Intake and Bioavailability of Polyphenols. *J. Nutr.* 130: 2073-2085.
- Scott C.E. and Eldridge A.L. (2005). Comparison of carotenoid content in fresh, frozen and canned corn. *Journal of Food Composition and Analysis* 18: 551-559.
- Sellappan S. and Akoh C.C.(2002). Flavonoids and Antioxidant Capacity of Georgia-Grown Vidalia Onions. *J. Agric. Food Chem.* 50, 5338-5342.
- Sengupta A., Ghosh S. and Bhattacharjee S. (2004). Allium Vegetables in Cancer Prevention: An Overview. *Asian Pacific J Cancer Prev.* 5: 237-245.
- Shon M.Y., Choi S.D., Kahng G.G., Nam S.H. and Sung N.J. (2004). Antimutagenic, antioxidant and free radical scavenging activity of ethyl acetate extracts from white, yellow and red onions. *Food and Chemical Toxicology* 42: 659-666.

- Sikora E., Cieslik E., Leszczynska T., Filipiak-Florkiewicz A., Pisulewski P.M. (2008). The antioxidant activity of selected cruciferous vegetables subjected to aquathermal processing. *Food Chemistry* 107: 55-59.
- Silva M.M., Santos M.R., Caroco G., Rocha R., Justino G. and Mira L. (2002). Structure-antioxidant Activity Relationships of Flavonoids: A Re-examination. *Free Radical Research* 36 (11): 1219-1227.
- Skerget M., Kotnik P., Hadolin M., Hras A.R., Simonic M. and Knez Z. (2005). Phenols, proanthocyanidins, flavones and flavonols in some plant materials and their antioxidant activities. *Food Chemistry* 89: 191-198.
- Slimestad R., Fossen T. and Vagen I.M. (2007). Onions: A Source of Unique Dietary Flavonoids. *J. Agric. Food Chem.* 55: 10067-10080.
- Smith C., Lombard K.A., Peffley E.B. and Liu W. (2003). Genetic Analysis of Quercetin in Onion (*Allium cepa* L.) 'Lady Raider'. *The Texas Journal of Agriculture and Natural Resource* 16: 24-28.
- Song K. and Milner J.A. (2001). The Influence of Heating on the Anticancer Properties of Garlic. *J. Nutr.* 131: 1054-1057.
- Soobrattee M.A., Neergheen V.S., Luximon-Ramma A., Aruoma O.I. and Bahorun T. (2005). Phenolics as potential antioxidant therapeutic agents: Mechanism and actions. *Mutation Research* 579: 200-213.
- Souci S.W., Fachmann W. and Kraut H. (1994). Food composition and nutrition value. *Vegetables*. 5^{ème} édition. Ed. CRC Press.
- Stahl W. and Sies H. (2005). Bioactivity and protective effects of natural carotenoids. *Biochimica et Biophysica Acta* 1740: 101-107.
- Stajner D. and Varga I.S. (2003). An evaluation of the antioxidant abilities of *Allium* species. *Acta Biologica Szegediensis* 47(1-4):103-106.
- Stintzing F.C., Stintzing A.S., Carle R., Frei B. and Wrolstad R.E. (2002). Color and Antioxidant Properties of Cyanidin-Based Anthocyanin Pigments. *J. Agric. Food Chem.* 50: 6172-6181.
- Sultana B. and Anwar F. (2008). Flavonols (kaempferol, quercetin, myricetin) contents of selected fruits, vegetables and medicinal plants. *Food Chemistry* 108: 879-884.
- Sun M. and Temelli F. (2006). Supercritical carbon dioxide extraction of carotenoids from carrot using canola oil as a continuous co-solvent. *J. of Supercritical Fluids* 37: 397-408.

- Szeto Y.T., Tomlinson B. and Benzie I.F.F. (2002). Total antioxidant and ascorbic acid content of fresh fruits and vegetables: implications for dietary planning and food preservation. *British Journal of Nutrition* 87: 55-59.
- Tsouvaltzis P., Gerasopoulos D., Siomos A.S. (2007). Effects of base removal and heat treatment on visual and nutritional quality of minimally processed leeks. *Postharvest Biology and Technology* 43: 158-164.
- Turkmen N., Sari F. and Velioglu S.Y. (2005). The effect of cooking methods on total phenolics and antioxidant activity of selected green vegetables. *Food Chemistry* 93: 713-718.
- Vagen I.M. and Sliestad R. (2008). Amount of characteristic compounds in 15 cultivars of onion (*Allium cepa* L.) in controlled field trials. *J Sci Food Agric.* 88 : 404-411.
- Vaidya V., Ingold K.U., and Pratt D.A. (2009). Garlic: Source of the Ultimate Antioxidants-Sulfenic Acids. *Angew. Chem.* 121: 163-166.
- Vinson J. A., Hap Y., Su X. and Zubik L. (1998). Phenolic antioxidant quantity and quality in foods: vegetables. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 46: 3630-3634.
- Walle T. (2004). Absorption and Metabolism of Flavonoids. *Free Radical Biology & Medicine* 36 (7): 829-837.
- Wang H., Cao G., and Prior R.L. (1997). Oxygen Radical Absorbing Capacity of Anthocyanins. *J. Agric. Food Chem.* 45: 304-309.
- Wu X., Beecher G.R., Holden J.M., Haytowitz D.B., Gebhardt S.E. and Prior R.L. (2006). Concentrations of Anthocyanins in Common Foods in the United States and Estimation of Normal Consumption. *J. Agric. Food Chem.* 54: 4069-4075.
- Wu X., Beecher G.R., Holden J.M., Haytowitz D.B., Gebhardt S.E. and Prior R.L. (2004). Lipophilic and Hydrophilic Antioxidant Capacities of Common Foods in the United States. *J. Agric. Food Chem.* 52: 4026-4037.
- Xiao H. and Parkin K.L. (2002). Antioxidant Functions of Selected *Allium* Thiosulfates and *S*-Alk(en)yl-L-Cysteine Sulfoxides. *J. Agric. Food Chem.* 50: 2488-2493.
- Yamaguchi T., Katsuda M., Oda Y., Terao J., Kanazawa K., Oshima S, Inakuma T., Ishiguro Y., Takamura H. and Matoba T. (2003). Influence of Polyphenol and Ascorbate Oxidases during Cooking Process on the Radical Scavenging Activity of Vegetables. *Food Sci. Technol. Res.* 9 (1): 79-83.

Yamaguchi T., Mizobuchi T., Kajikawa R., Kawashima H., Miyabe F., Terao J., Takamura H. and Matoba T. (2001). Radical-Scavenging Activity of Vegetables and the Effect of Cooking on Their Activity. *Food Sci. Technol. Res.* 7 (3): 250-257.

Yang J., Meyers K.J., van der Heide J. and Liu R.H. (2004). Varietal differences in phenolic content and antioxidant and antiproliferative activities of onions. *J Agric Food Chem.* 52(22): 6787-93.

Yeh C.T. and Yen G.C. (2003). Effects of Phenolic Acids on Human Phenolsulfotransferases in Relation to Their Antioxidant Activity. *J. Agric. Food Chem.* 51: 1474-1479.

Yildirim A., Oktay M., and Bilaloglu V. (2001). The Antioxidant Activity of the Leaves of *Cydonia vulgaris*. *Turk J Med Sci* 31: 23-27.

Zhang D. and Hamazu Y. (2004). Phenolics, ascorbic acid, carotenoids and antioxidant activity of broccoli and their changes during conventional and microwave cooking. *Food Chemistry* 88: 503-509.

Zhao X., Iwamoto T. and Carey E.E. (2007). Antioxidant capacity of leafy vegetables as affected by high tunnel environment, fertilisation and growth stage. *J Sci Food Agric* 87: 2692-2699.

Zielinska D., Nagels L. and Piskula M.K. (2008). Determination of quercetin and its glucosides in onion by electrochemical methods. *Analytica Chimica Acta* 617: 22-31.

Zitnanova I., Ranostajova S., Sobotova H., Demelova D., Pechan I. and Durackova Z. (2006). Antioxidative activity of selected fruits and vegetables. *Biologia, Bratislava* 61(3): 279-284.

Annexes

Tableau I : Composition des alliacées en minéraux et en vitamines (valeur moyenne par 100g de matière comestible) (Souci *et al.*, 1994).

Composant	Ail	Oignon	Poireau
Calcium (mg)	38	31	87
Phosphore (mg)	134	42	46
Fer (mg)	1,4	0,5	1
Manganèse (µg)	460	83,65	190
Cuivre (µg)	149	46,44	53,07
Zinc (µg)	575	220	310
Nickel	10	8,12	5,58
Molybdène (µg)	70	32	10
Chlore (mg)	30	-	24
Iode (µg)	2,7	2,09	1,3
Bor (µg)	440	170	280
Sélénium (µg)	5,69	1,47	0,76
Nitrate (mg)	-	20	51
Equivalent rétinol (µg)	-	1,15	166,67
Activité vitamine E (µg)	10,9	73,8	529
Tocophérols totaux (µg)	100	267	547
α-Tocophérol (µg)	10	67	527
Vitamine B1 (µg)	200	34,2	86
Vitamine B2 (µg)	80	20,4	68
Vitamine B6 (µg)	-	152	257
Nicotinamide (µg)	600	200	530
Biotine (µg)	-	3,5	1,6
Acide folique (µg)	-	7	103
Acide pantothénique (µg)	-	170	140

Tableau II : Principaux composés organo-sulfurés présents dans les légumes du genre *Allium* (Bianchini et Vainio, 2001).

Structure chimique	composé
Composés liposolubles	
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}(\text{O})-\text{CH}_2-\text{CH}(\text{NH}_2)-\text{COOH}$	<i>S</i> -Allylcysteine sulfoxyde (Alliine)
$\text{CH}_3-\text{CH}=\text{CH}-\text{S}(\text{O})-\text{CH}_2-\text{CH}(\text{NH}_2)-\text{COOH}$	<i>S</i> -Propenylcysteine sulfoxyde (Précurseur lacrymogène)
$\text{CH}_3-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{S}(\text{O})-\text{CH}_2-\text{CH}(\text{NH}_2)-\text{COOH}$	<i>S</i> -Propylcysteine sulfoxyde
$\text{CH}_3-\text{S}(\text{O})-\text{CH}_2-\text{CH}(\text{NH}_2)-\text{COOH}$	<i>S</i> -Methylcysteine sulfoxyde
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}(\text{O})-\text{S}-\text{CH}_2-\text{CH}=\text{CH}_2$	Allicine
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}(\text{O})-\text{CH}_2-\text{CH}=\text{CH}-\text{S}-\text{S}-\text{CH}_2-\text{CH}=\text{CH}_2$	Ajoène
$\text{CH}_3-\text{CH}_2-\text{CH}=\text{SO}$	<i>S</i> -oxyde propanéthial (Facteur lacrymogène)
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}-\text{CH}_2-\text{CH}=\text{CH}_2$	Diallylsulfide
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}-\text{S}-\text{CH}_2-\text{CH}=\text{CH}_2$	Diallyldisulfide
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}-\text{S}-\text{S}-\text{CH}_2-\text{CH}=\text{CH}_2$	Diallyltrisulfide
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}-\text{CH}_3$	Allylmethylsulfide
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}-\text{S}-\text{CH}_3$	Allylmethylsulfide
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}-\text{S}-\text{S}-\text{CH}_3$	Allylmethyltrisulfide
$\text{CH}_3-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{S}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{CH}_3$	Dipropylsulfide
$\text{CH}_3-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{S}-\text{S}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{CH}_3$	Dipropyldisulfide
$\text{CH}_3-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{S}-\text{S}-\text{S}-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{CH}_3$	Dipropyltrisulfide
$\text{CH}_3-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{S}-\text{CH}_3$	Propylmethylsulfide
$\text{CH}_3-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{S}-\text{S}-\text{CH}_3$	Propylmethylsulfide
$\text{CH}_3-\text{CH}_2-\text{CH}_2-\text{S}-\text{S}-\text{S}-\text{CH}_3$	Propylmethyltrisulfide
Composés hydrosolubles	
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}-\text{CH}_2-\text{CH}(\text{NH}_2)-\text{COOH}$	<i>S</i> -Allylcysteine
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}-\text{S}-\text{CH}_2-\text{CH}(\text{NH}_2)-\text{COOH}$	<i>S</i> -Allylmercaptocysteine
$\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CH}_2-\text{S}-\text{H}$	Allylmercaptan

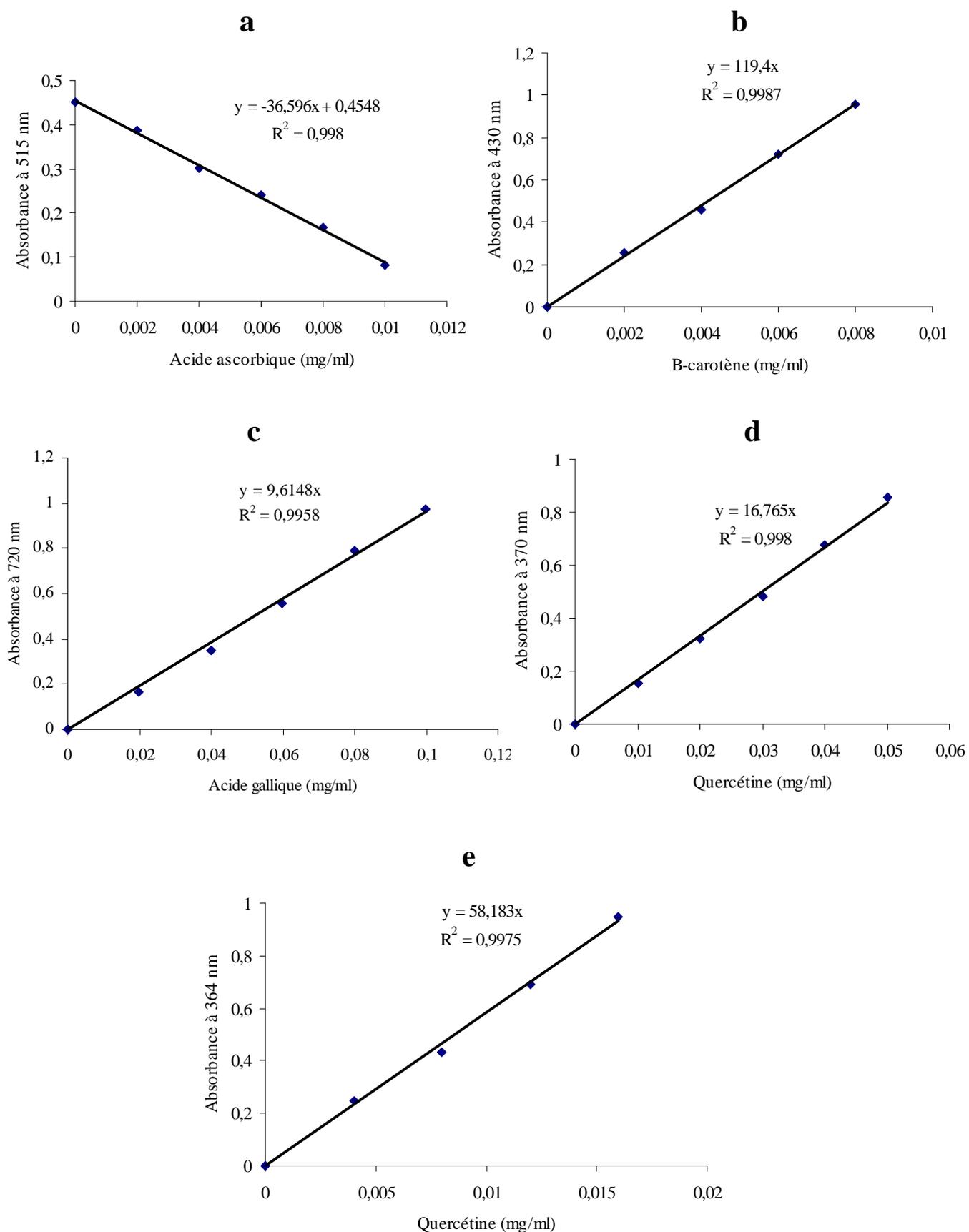


Figure 1 : Courbes d'étalonnage de l'acide ascorbique (a), des caroténoïdes (b), des composés phénoliques (c), des flavonoïdes (d) et des flavonols (e).

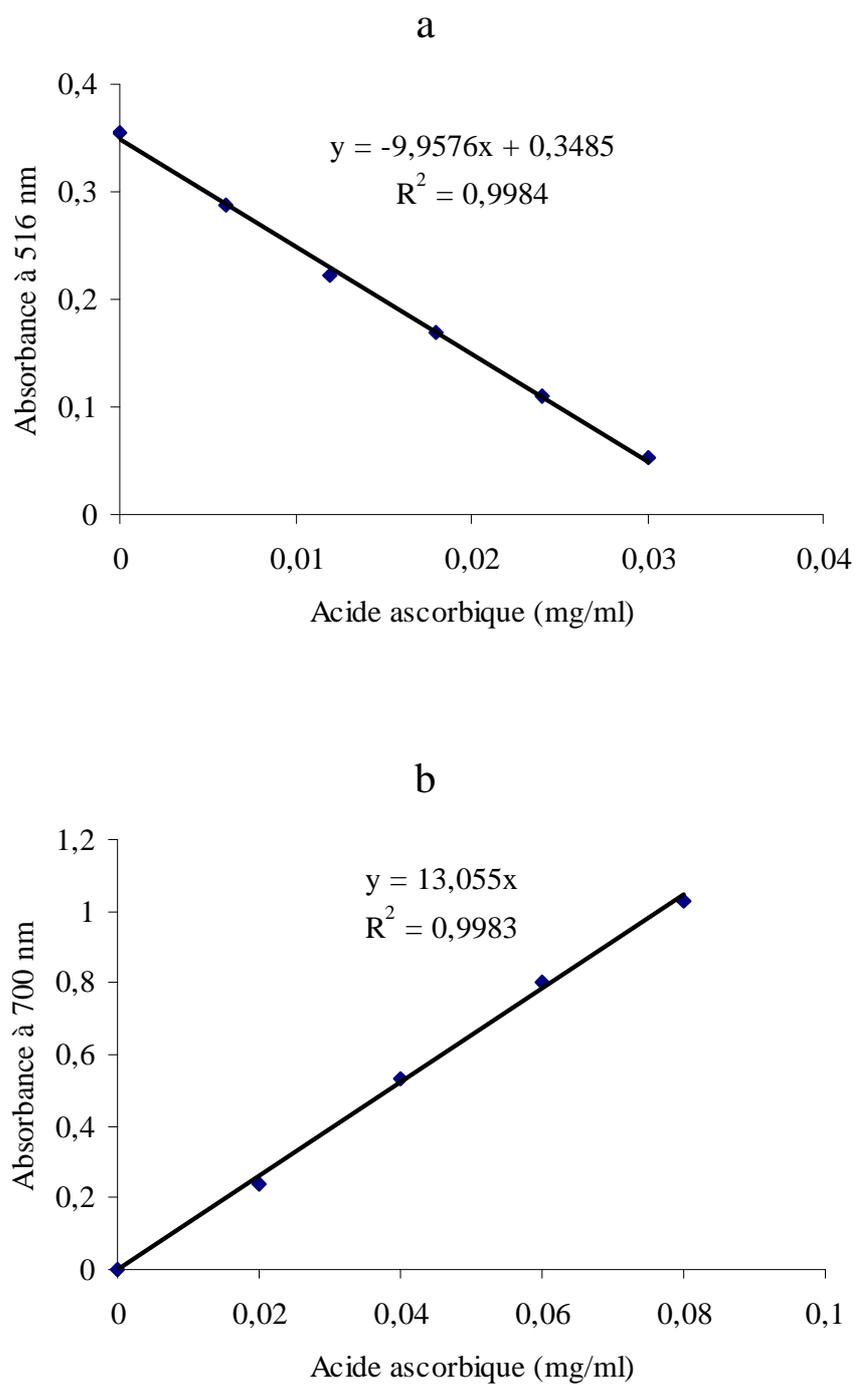


Figure 1 : Courbes d'étalonnage de l'activité antiradicalaire (a) et du pouvoir réducteur (b)

Résumé : La présente étude nous a permis, d'une part, de comparer les teneurs en polyphénols, flavonoïdes, flavonols, anthocyanines, acide ascorbique, caroténoïdes et en thiosulfates ainsi que l'activité antioxydante (activité antiradicalaire et pouvoir réducteur) de trois alliacées (ail, oignon et poireau), et d'autre part de déterminer l'effet de la cuisson sur les teneurs en ces antioxydants et l'activité antioxydante de ces légumes. Les résultats montrent que les teneurs en antioxydants varient en fonction de l'espèce, du type, de l'origine géographique et de l'organe. Parmi les alliacées analysées, seules les feuilles d'oignon vert et de poireau présentent des concentrations considérables en caroténoïdes. Les résultats du dosage de l'acide ascorbique, des polyphénols, des flavonoïdes, des flavonols et des anthocyanines montrent que l'oignon est plus riche en ces composés que l'ail et le bulbe du poireau, par conséquent ; il manifeste une activité antiradicalaire et un pouvoir réducteur plus élevés. Les oignons pigmentés (vert, rouge et jaune), contiennent plus d'acide ascorbique et de composés phénoliques que l'oignon blanc. Les feuilles sont plus riches en antioxydants (excepté les thiosulfates) que les bulbes. Tous les types d'oignon (à l'exception de l'oignon blanc) contiennent des teneurs en anthocyanines supérieures à celles de l'ail et du bulbe de poireau. Les résultats du dosage des thiosulfates révèlent que l'ail est plus riche en ces composés que l'oignon et le poireau. Cependant, les feuilles d'oignon vert et de poireau sont moins riches en thiosulfates que leurs bulbes. Les résultats de mesure de l'activité antioxydante des extraits d'alliacées indiquent que les oignons pigmentés (vert, rouge et jaune), possèdent une activité antiradicalaire et un pouvoir réducteur plus élevés. Les feuilles d'oignon vert et de poireau montrent une activité antioxydante plus élevée que celle de leurs bulbes. L'ébullition pendant 15 min des alliacées entraîne une diminution des teneurs de tous les composés antioxydants analysés et de l'activité antioxydante. Une augmentation de la teneur en caroténoïdes a été notée pour les feuilles du poireau et de l'oignon vert. De bonnes corrélations positives ont été observées entre l'activité antioxydante et les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes, flavonols et en anthocyanines. Les données de la présente étude nous permettent de conclure que les alliacées, surtout à l'état cru, constituent une bonne source d'antioxydants.

Mots clés : ail, oignon, poireau, acide ascorbique, caroténoïdes, polyphénols, flavonoïdes, flavonols, anthocyanines, activité antioxydante, cuisson.

Abstract: The present study enabled us, on the one hand, to compare the contents of polyphenols, flavonoids, flavonols, anthocyanins, ascorbic acid, carotenoids and thiosulfates as well as the antioxidant activity (radical scavenging activity and reducing power) of three alliaceae (garlic, onion and leek), and on the other hand, to determine the effect of cooking on the contents of these antioxidants and the antioxidant activity of these vegetables. The results show that the contents of antioxidants vary according to the species, the type, the geographical origin and the part of plant. Among the alliaceae analyzed, only the leaves of leek and green onion present considerable concentrations of carotenoid. The results of the quantifying of ascorbic acid, polyphenols, flavonoids, flavonols and anthocyanins show that the onion is richer in these compounds than the garlic and the leek bulb; consequently, it expresses a higher antiradical scavenging activity and reducing power. Pigmented onions (green, red and yellow), contain more ascorbic acid and phenolic compounds than white onion. The leaves are richer in antioxidants (except the thiosulfates) than the bulbs. All the types of onion (except for white onion) contain contents of anthocyanins higher than those of garlic and leek bulb. The results of the quantifying of thiosulfates reveal that garlic is richer in these compounds than onion and leek. However, the leaves of leek and green onion are less rich in thiosulfates than their bulbs. The results of measurement of the antioxidant activity of the alliaceae extracts indicate that pigmented onions (green, red and yellow), richer in antioxidants than white onion, have a higher antiradical scavenging activity and reducing power. The leaves of leek and green onion show an antioxidant activity higher than their bulbs. Boiling alliaceae during 15 min involve a reduction in the contents of all the analyzed antioxidant compounds and antioxidant activity. An increase in the carotenoids content was noted for the leaves of leek and green onion. Good positive correlations were observed between the antioxidant activity and the contents of polyphenols total, flavonoids, flavonols and anthocyanins. The data of this study enable us to conclude that alliaceae, especially in a raw state, constitute a good source of antioxidants.

Keywords: garlic, onion, leek, ascorbic acid, carotenoids, polyphenols, flavonoids, flavonols, anthocyanins, antioxidant activity, cooking.