

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



UNIVERSITE KASDI MERBAH OUARGLA

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Biologiques



THESE

Présentée en vue de l'obtention du Diplôme de Doctorat ès Sciences

Spécialité: Sciences Biologiques

Option: Biochimie appliquée

THEME

Caractérisation chimique et fermentescibilité in vitro en présence du microbiote ruminal de dromadaire de certaines plantes halophytes de la région d'El Oued

Présenté par :

M^{me} MEDILA Ifriqya

Devant le jury :

Président	CHEHMA Abdelmadjid	Pr. (U. Kasdi Merbah, Ouargla)
Directeur de thèse	ADAMOU Abdelkader	Pr. (U. Kasdi Merbah, Ouargla)
Co-Directeur de thèse	ARHAB Rabah	Pr. (U. Larbi Ben M'Hidi, O E B)
Examineurs	HAMIDECHI Med Abdelhafid	Pr. (U. Mentouri, Constantine)
	OULD EL HADJ Med Didi	Pr. (U. Kasdi Merbah, Ouargla)
	DJABRI Belgacem	MCA (U. Larbi Tébessi, Tébessa)

Année Universitaire : 2015/2016

Remerciements

Au terme de ce travail, je tiens à remercier mon Directeur de thèse Monsieur ADAMOU Abdelkader, Professeur au département des sciences agronomiques à la faculté des sciences de la nature et de la vie de l'université Kasdi Merbah-Ouargla, mon directeur de thèse, dont j'ai eu tant de fois à louer la grande bienveillance, pour ses précieux conseils, et pour le temps qu'il a consacré pour la réalisation de ce travail.

C'est avec un grand honneur et un grand plaisir que je remercie Monsieur ARHAB Rabah, Professeur au Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Larbi Ben M'hidi-Oum El Bouaghi, mon codirecteur de thèse, qui a bien voulu assurer le suivi de près de ce travail avec patience et vigilance. Il m'a soutenu jusqu'à la dernière minute, accordé une attention que je n'oublierai jamais. Je lui exprime ici toute ma gratitude.

Je remercie les membres du jury; à commencer par Monsieur CHEHMA Abdelmadjid, Professeur au département des sciences biologiques à la faculté des sciences de la nature et de la vie de l'université Kasdi Merbah-Ouargla e, pour avoir accepté de juger ce travail et pour l'insigne honneur qu'il me fait en acceptant de présider le jury de ma thèse. Qu'il trouve ici le témoignage de ma haute considération.

J'adresse un grand merci à Monsieur HAMIDECHI Abdelhafid professeur à l'Université des Frères Mentouri Constantine, qui me fait le plaisir et l'honneur de juger ce travail. Sa contribution me sera très bénéfique.

J'adresse également mes remerciements à Monsieur OULD EL HADJ Mohamed Didi, Professeur à l'Université Kasdi Merbah-Ouargla, pour avoir accepté d'examiner ce travail.

Un grand merci à Monsieur DJABRI Belgacem Maître de conférences à l'université de Tébessa qui me fait l'honneur d'examiner ce travail.

Merci à tous les membres de laboratoire des plantes extrêmophiles, Centre de Biotechnologie de Borj Cédria-Tunisie, pour leurs accueils, leurs aides, et leurs sympathies.

Je remercie mon époux pour son soutien moral et ses encouragements au cours de la finalisation de ce travail.

Je n'oublie pas de remercier également toute ma famille et tous mes amis.

TABLE DES MATIERES

Liste des tableaux.....	i
Liste des figures.....	iii
Liste des photographies.....	v
Liste des abréviations.....	vi
Introduction générale	1
PREMIÈRE PARTIE : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE	
CHAPITRE I. Plantes halophytes en relation avec leur biotope	4
I.1. Caractérisation des halophytes dans leur biotope.....	4
I.1.1. Salinité des sols.....	4
I.1.1.1. Définition de la salinité et des sols salins.....	4
I.1.1.2. Répartition des sols salés	4
I.1.1.3. Origine des sols salins	4
I.1.1.4. Echelle de la salinité : Conductivité électrique	5
I.1.2. Halophyte	6
I.1.2.1. Définition et généralité	6
I.1.2.2. Classification des halophytes	7
I.1.2.2.1. Halophytes excrétrices (facultatifs)	7
I.1.2.2.2. Halophytes succulentes (vraie)	7
I.1.2.2.3. Halophytes cumulatives	7
I.1.2.2.4. Halophytes exclusives (type de filtre de racine)	8
I.2. Fourrages	8
I.2. 1. Composition chimique des fourrages.....	8
I.2.1.1. L'eau	8
I.2.1.2. Constituants glucidiques	8
I.2.1.2. 1. Glucides pariétaux	9
I.2.1.2.2. Glucides cytoplasmiques ou intracellulaires.....	9
I.2.1.3. Constituants non glucidiques	10
I.2.1.3.1. Constituants azotés	10
I.2.1.3.2. Constituants lipidiques	10
I.2.1.3.3. Eléments minérales	10

I.2.1.3.4. Constituants phénoliques	10
I.2.2. Potentialité fourragère des espèces natives des écosystèmes salins	13
I.2.2.1. Production de biomasse	13
I.2.2.2. Estimation de la valeur nutritive des fourrages	14
I.2.2.2.1. Méthodes chimiques	14
I.2.2.2.2. Méthodes physiques	15
I.2.2.2.3. Méthodes biologiques	15
I.2.3. Effet de la salinité sur la valeur nutritive des plantes halophytes	17
CHAPITRE II. Le dromadaire et la physiologie de la digestion ruminale	19
II.1. Place du dromadaire dans le règne animal	19
II.2. Répartition et effectifs	19
II.2.1. Dans le monde	19
II.2.2. En Algérie	21
II.3. Comportement alimentaire du dromadaire	21
II.3.1. Ressources alimentaires	21
II.3.2. Dromadaire au pâturage	23
II.3.3. Préférences alimentaires	23
II.4. Particularités anatomiques du tractus digestif du dromadaire	24
II.4.1. Au niveau de la cavité buccale	24
II.4.2. Œsophage	24
II.4.3. Les pré-estomacs	24
II.4.3.1. Rumen (C1)	25
II.4.3.2. Réticulum (C2)	25
II.4.3.3. Omasum (C3)	25
II.4.3.4. Abomasum : caillette (C4)	26
II.4.4. Intestins du dromadaire	26
II.5. Particularités de la physiologie digestive	27
II.5.1. Motricité des pré-estomacs	27
II.5.2. Taille et densité des particules alimentaires dans les pré-estomacs	27
II.5.3. Temps de séjour des particules solides et de la phase liquide des digesta	28
II.5.4. Les conditions physico-chimiques et les fermentations dans les pré-estomacs..	28
III.2. Digestion des fourrages chez les ruminants	30
III.2.1. Différents microorganismes du rumen	30

III.2.1.1. Bactéries	29
III.2.1.2. Protozoaires	31
III.2.1.3. Champignons	31
III.2.2. Biotransformation des constituants de la ration dans le rumen	32
III.2.2.1. Dégradation des glucides	32
III.2.2.2. Dégradation des protéines alimentaires	34
III.2.2.3. Dégradation des lipides	34
DEUXIEME PARTIE : PARTIE PRATIQUE	
CHAPITRE I. MATERIELS ET METHODES	35
I.1. Description de la région d'étude	35
I.2. Collecte des échantillons	35
I.2.1. Echantillons testés	35
I.2.2. Préparation des échantillons	39
I.3. Caractérisation chimique des plantes halophytes	39
I.3.1. Analyse fourragère	39
I.3.1.1. Détermination de la teneur en matière sèche	39
I.3.1.2. Détermination de la matière organique	39
I.3.1.3. Détermination de la matière azotée totale	39
I.3.1.4. Détermination des composés de la paroi végétale	40
I.3.1.4.1. Estimation de la fraction NDF (Neural detergent fibre)	40
I.3.1.4.2. Estimation de la fraction ADF (Acid Detergent Fibre)	40
I.3.1.4.3. Estimation de la fraction ADL (Acid Detergent Lignin)	41
I.3.2. Analyses phytochimiques des composés secondaires	41
I.3.2.1. Procédé d'extraction	41
I.3.2.2. Dosage des phénols totaux (Méthode de Folin-Ciocalteu)	41
I.3.2.3. Dosage des tanins totaux (méthode de MAKKAR, 2003)	42
I.3.2.4. Analyse des tanins condensés : proanthocyanidines	42
I.4. Fermentation <i>in vitro</i> des fourrages par le microbiote ruminal (Technique de production de gaz <i>in vitro</i>)	42
I.4.1. Principe	42
I.4.2. Description du système fermentaire	43
I.4.3. Inoculum	43

I.4.4. Eléments constitutifs du milieu de culture	44
I.4.5. Inoculation	44
I.4.6. Incubation	44
I.4.7. Mesure du pH et calcul des différents paramètres nutritionnels	44
I.4.7.1. Mesure du pH	44
I.4.7.2. Analyse qualitative des gaz	44
I.4.7.3. Analyse quantitative de la phase gazeuse	47
I.4.7.4. Modélisation de la production de gaz	47
I.4.7.5. Dosage de l'azote ammoniacal	48
I.4.7.5.1. Principe	48
I.4.7.5.2. Echantillonnage	48
I.4.7.5.3. Dosage	48
I.4.7.6. Analyse qualitative et quantitative des acides gras volatils (AGV)	48
I.4.7.6.1. Principe	48
I.4.7.6.2. Préparation des échantillons	49
I.4.7.6.3. Dosage chromatographique	49
I.4.8. Détermination de la digestibilité des substrats	50
I.4.8.1. Digestibilité apparente (apparent digestibility)	50
I.4.8.2. Digestibilité réelle (true digestibility)	50
I.4.9. Stœchiométrie des fermentations	51
I.5. Analyses Statistiques	52
CHAPITRE II : RESULTATS ET DISCUSSIONS	53
II.1. Aspects chimiques des substrats sélectionnés	53
II.1.1. Constituants cellulaires	53
II.1.2. Constituants pariétaux	54
II.1.3. Analyse phytochimique	56
II.2. Aspects nutritionnels et digestibilité	58
II.2.1. Production de gaz <i>in vitro</i>	58
II.2.2. Ajustement de la cinétique de production de gaz <i>in vitro</i> par le modèle d'Orskov	59
II.2.3. Cinétique de la production de gaz	62
II.2.4. Interrelations entre les paramètres de la production de gaz et les composants chimiques	63

II.2.5. Profil fermentaire des substrats	65
II.2.5.1. Evolution du pH	64
II.2.5.2. Production d'azote ammoniacal (N-NH ₃)	65
II.2.5.3. Production d'acides gras volatiles (AGV)	66
II.2.6. Estimation de la digestibilité des substrats	68
II.2.6.1. Digestibilité apparente	68
II.2.6.2. Digestibilité réelle	69
II.2.7. Corrélations entre composants des substrats et produits métaboliques	69
II.2.8. Stœchiométrie des fermentations	72
II.2.9. Analyse numérique	76
Conclusion générale	83
Références bibliographiques	87
Annexes	107
Résumés	

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
01	Echelle de la salinité pour l'extrait aqueux au 1/5 (RICHARD <i>et al.</i> , 1954)	5
02	Quelques familles renfermant des genres halophytiques (ARONSON, 1989 et HEYWOOD, 1978)	7
03	Evolution de l'effectif camelin (2002-2013) (FAO database, juin 2015)	22
04	Répartition de l'effectif camelin dans les wilayas sahariennes (M.P.A., 2006)	22
05	Principales équations stoechiométriques simplifiées des fermentations dans le rumen. D'après OFFNER et SAUVANT (2006).	33
06	Caractéristiques botaniques et phénotypiques de plantes fourragères collectées dans la région de Benguecha (commune de Taleb El-arbi, El-Oued)	38
07	Composition de la salive artificielle utilisée dans les protocoles décrits par MENKE <i>et al.</i> (1979).	45
08	Teneur en matière sèche et composition chimique (% MS) des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued	55
09	Teneurs en composés secondaires (g/kg MS) et des fourrages halophytes collectées de la région d'EL-Oued	57
10	Production de gaz <i>in vitro</i> des substrats collectés de la région d'El-Oued enregistrée après 96 h d'incubation et les constantes cinétiques (ml/0.2g MS), déduites du modèle exponentiel de ORSKOV et Mc DONALD.	61
11	Corrélations (r) entre les composants chimiques et les paramètres de la fermentation <i>in vitro</i> des substrats examinés.	64
12	Profil fermentaire (pH, concentrations en azote ammoniacal (N-NH ₃), AGVt et proportions des différents AGV exprimés en mmoles /g MS) des substrats étudiées.	67
13	Digestibilité apparente et réelle <i>in vitro</i> des matières sèche et organique (g/100 g MS) des fourrages collectés de la région d'El-Oued	68
14	Coefficients de corrélation de l'analyse chimique, composés phénoliques, <i>in vitro</i> digestibilités, produits métaboliques, et paramètres de dégradations	71

	cinétiques des substrats étudiés.	
15	Stœchiométrie de la fermentation <i>in vitro</i> (mmoles/ g MS) et le taux de récupération d'hydrogène (%) des substrats collectés de la région d'El-Oued et de substrat de référence.	74

Liste des figures

N°	Titre	Page
01	Structure chimique de la cellulose (JEAN-BLAIN, 2002)	12
02	Les trois alcools constitutifs de la lignine fortement polymérisée (cycles OH: hydroxybenzoyl, G: gaiacyl, S: syringyl) et leurs précurseurs (JARRIGE <i>et al.</i> , 1995)	12
03	Structure des tanins hydrolysables (GUIGNARD, 1996)	12
04	Structure des tanins condensés (GUIGNARD, 1996)	13
05	Comparaison des systèmes analytiques de WEENDE et VAN SOEST	15
06	Systématique des camélidés (MUSA, 1990 ; FAYE, 1997)	20
07	Aires de distribution de l'espèce caméline (FAYE <i>et al.</i> , 1999)	22
08	Anatomie de l'estomac d'un ruminant (a) et d'un camélidé (b) (LECHNER-DOLL <i>et al.</i> , 1991).	26
09	Zones de pH dans le rumen (REMOND <i>et al.</i> , 1995).	29
10	Résumé des principales voies des fermentations ruminales des polymères glucidiques (SERMENT, 2012).	33
11	Schéma des fermentations des glucides dans le rumen et des voies d'utilisation de l'hydrogène (MORGAVI <i>et al.</i> , 2010).	33
12	Cinétique de la production de gaz due à la fermentation <i>in vitro</i> des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.	62
13	Relation entre les productions de gaz totaux mesurée et calculée.	74
14	Relation entre la production de gaz indirect calculée à partir de la production d'AGV et la production de CO ₂ mesurée	75
15	Relation entre la production de CH ₄ calculée à partir de la production d'AGV et la production de CH ₄ mesurée	75
16	Discrimination des paramètres les plus influents sur le regroupement observée sur la base de l'analyse en composantes principales effectuée sur les données enregistrées sur la composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil en acides gras volatiles	77

17	Représentation des espèces sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP effectuée par rapport aux données enregistrées sur la composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil en acides gras volatiles	78
18	Dendrogramme de la CAH sur les coordonnées des espèces sur les deux premiers axes de l'ACP.	79
19	Discrimination des espèces végétales sur la base d'une analyse en composante principale effectuée par rapport aux données enregistrées sur la composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil en acides gras volatiles	80
20	Représentation superposée des variables et des espèces sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP	81

Liste des photographies

N°	Titre	Page
01	Site d'échantillonnage (Benguecha, Commune de Taleb El-Larbi El-Oued).	36
02	Plantes halophytes collectées dans la région de Benguecha (commune de Taleb El-arbi, El-Oued).	37
03	Système de fermentation en batch (Seringues 60 ml capacité).	43
04	Étapes de réduction de la salive artificielle indiquées par le virage de la couleur de l'indicateur du bleu au blanc transparent.	46

Liste des abréviations

A : Acétate

ACP : Analyse en composantes principales

ADF : Acid detergent fiber

ADL : Acid detergent lignin

AGV : Acide gras volatils

Aha : *Atriplex halimus*

B : Butyrate

C₂/C₃ : Acétate propionate ratio

CAH : Classification ascendante hiérarchique

Cellu : Cellulose

CH₄ : Méthane

CO₂ : Dioxyde de carbone

CO₂/CH₄ : Dioxyde de carbone et méthane ratio,

CPG : Chromatographie en phase gazeuse

DMO : Digestibilité de la matière organique

DMS : Digestibilité de la matière sèche

EAG : Equivalents acide gallique

FID : Un détecteur à ionisation de flamme

Fva : Foin de vesce avoine

GP : Gaz produit

H₂ : l'hydrogène moléculaire

Hemi : Hemicelluloses,

M : Méthane

MAT : Matières azotées totales

MM : Matière minérale

MO : matières organique

MS : matière sèche

MSi : Matière sèche initiale introduite dans chaque seringue

MSrb : Matière sèche résiduelle moyenne de blanc

MSrs : Matière sèche résiduelle de substrat incubé

NDF: neutral detergent fibre

NH₃: ammoniac

P : Propionate

PT : Polyphénols totaux

PVPP : vinyle polypyrrolidone

Smo : *Sueda mollis*

Tap : *Tamarix aphylla*

TC : Tanins condensés

TRH₂ : taux de récupération de l'hydrogène.

TT : Tanins totaux

V_{liq} : Volume de liquide

V_{NaOH} : Volume enregistré après injection de la soude

V_t : Volume total de gaz produit

v/v : Volume par volume

V0 : Production de gaz enregistré à t0

V96 : Production de gaz enregistré après 96h

Vb : Volume de gaz du blanc

V_{CH4} : Volume de méthane

V_{CO2} : Volume de gaz carbonique

Zal : *Zygophyllum album*

INTRODUCTION

GENERALE

L'augmentation prévisible de la population mondiale, l'urbanisation, l'amélioration de niveau de vie des populations, notamment dans les pays émergents, entraînent une augmentation importante de la demande sur les produits alimentaires d'origine végétale et animale. Pour répondre au besoin croissant de la consommation mondiale, il est devenu nécessaire d'intensifier les cultures et l'élevage.

Le développement de la production animale (viande et produits laitiers) nécessite une amélioration de l'alimentation du bétail et par conséquent l'introduction des cultures fourragères dans les systèmes de production. En effet, l'augmentation des superficies cultivées souvent associée à une quasi disparition des jachères et des forêts, la dégradation des sols et la rareté de l'eau, souvent de qualité médiocre (fortement chargée en sel), nécessitent des mesures pour intensifier la production animale (HESSINI, 2011).

En Algérie, et à cause du déséquilibre due au manque de stratégie de gestion des parcours en zones arides ainsi qu'au surpâturage, la production fourragère diminue de façon continue et le taux de satisfaction des besoins alimentaires du bétail par la production fourragère locale est passé de 70% en 1978 à 40% en 1986 et s'est maintenu jusqu'en 1996 (HOUMANI, 1997). Ainsi, la superficie des parcours naturels représente environ 31.615 à 32.400 millions d'hectares (ABDELGUERFI *et al.*, 1996) dont la majeure partie est située dans les régions arides et semi-arides. Dans ces zones, la salinité des sols et des eaux d'irrigation est l'un des facteurs limitatifs de la productivité végétale et du rendement agricole (ZID et GRIGNON, 1991 ; BAATOUR *et al.*, 2004). De telles conditions climatiques engendrent certes une faible production agricole et une disponibilité limitée de fourrages pour les ruminants mais elle assure un couvert végétal adapté à la sécheresse et à la salinité.

Il est possible de limiter l'ampleur prise par la salinisation des terres et des eaux par l'exploration des écosystèmes salins et l'identification des espèces halophytiques à potentialités économique et /ou écologique afin d'utiliser ces espèces naturellement tolérantes au sel pour la réhabilitation et la valorisation des sols salés (BELKHODJA et BIDAI, 2004). Ainsi, plusieurs halophytes exprimant de fortes potentialités de croissance, de prélèvement et de stockage de sel dans leurs parties aériennes sont intéressantes pour la fixation et le dessalement des sols dans les zones arides et semi-arides (MESSAIDI et ABDELLY, 2004). Cependant, peu de travaux sur la possibilité de leur utilisation dans les rations des ruminants et sur leur valeur nutritive sont disponibles, particulièrement pour les dromadaires, animaux ruminants les plus présents dans ces régions. Ainsi, le recours à ces substrats locaux pour palier à la rareté et à l'irrégularité des ressources fourragères présente

un intérêt majeur pour le développement de l'élevage dans ces régions. Mais la présence avérée de composés phénoliques dans ces végétaux, synthétisés en réponse aux conditions hostiles de l'environnement, pourrait limiter leur ingestion et leur digestibilité par les ruminants (MAKKAR, 2005).

Les ruminants sont les seuls animaux capables de valoriser l'énergie des végétaux, mobilisée dans leurs composés cellulosiques alimentaires. Pour cela, ils dépendent entièrement de l'activité métabolique du microbiote ruminal, implanté essentiellement dans leur rumen, car à l'instar des autres mammifères, ils ne possèdent pas d'enzymes digestives capables de digérer la cellulose. Ainsi, le potentiel de valorisation des différents substrats peut, et devrait, être préalablement déterminé par une estimation des aptitudes fermentaires du microbiote ruminal à son égard, en amont des études zoologiques.

La valeur nutritive des aliments des ruminants est classiquement déterminée par la teneur de ses composants chimiques, ainsi que par leur vitesse et leur ampleur de dégradation (GUETACHEW *et al.*, 1998). La méthode de base par excellence pour évaluer cette activité métabolique est la digestibilité *in vivo*. Elle représente le processus de dégradation entier (digestion et absorption des aliments), ayant lieu dans le tractus digestif de l'animal. Mais elle est lourde et longue à mettre en œuvre et onéreuse. De même, qu'elle est largement inadaptée à l'évaluation d'aliments singuliers et donc inapte à l'estimation routinière de la valeur nutritive des aliments. Alternativement, les méthodes *in vitro* (production de gaz *in vitro*), simulant une partie de ce processus digestif, offrent l'avantage d'être peu coûteuses, rapides et faciles à réaliser. De plus, elles sont fortement associées à la composition en éléments nutritifs des substrats, déterminée par les procédés chimiques (BLÜMMEL et ORSKOV, 1993; MENKE et STEINGASS, 1988; MENKE *et al.*, 1979).

Dans ce travail, nous nous sommes intéressés à évaluer la valeur nutritive de plantes halophytes collectés de parcours camelins de régions arides d'Algérie, par la détermination de leur composition chimique et l'estimation de l'activité métabolique du microbiote ruminal camelin à leur égard *in vitro*.

Le but est d'évaluer la possibilité de leur utilisation comme constituant des rations alimentaires dans l'élevage camelin et de sélectionner les espèces halophytiques les plus intéressantes sur le plan nutritionnel.

Le travail expérimental est divisé en trois parties.

- Une première partie est consacrée à la détermination et à la sélection de plantes halophytes majeures, présentes dans la région d'El-Oued et choisies sur la base des préférences nutritionnelles camelines.
- Une seconde partie s'intéresse à l'évaluation de la valeur nutritive des substrats retenus par la détermination de leur composition chimique,
- La troisième et dernière partie est consacrée à l'étude de l'estimation biologique de leur fermentation *in vitro* par le microbiote ruminal camelin.

PREMIÈRE PARTIE

SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I

**Plantes halophytes en relation avec leur
biotope**

CHAPITRE I. Plantes halophytes en relation avec leur biotope

La salinité est l'un des facteurs physiques dominants structurant les écosystèmes terrestres et aquatiques avec surabondance ou manque créant un stress physiologique (PITMAN et LAUCHLI, 2002). Certains organismes ont évolué en des mécanismes adaptatifs pour faire face aux stress qui peuvent affecter les modèles de végétation successoraux, les interactions compétitives, la diversité et la distribution des espèces (BERTNESS et HACKER, 1994).

I.1. Caractérisation des halophytes dans leur biotope

I.1.1. Salinité des sols

I.1.1.1. Définition de la salinité et des sols salins

La salinité est la présence de concentrations excessives de sels solubles dans le sol ou dans l'eau d'irrigation (MASS et NIEMAN, 1978). Des auteurs s'accordent pour considérer qu'un sol ou une eau d'irrigation ou encore une solution nutritive, est salée lorsque les concentrations en Na^+ , Ca^{++} et Mg^{++} sous formes de chlorures, carbonates ou bicarbonates ou sulfates, sont présentes en concentrations anormalement élevées (CHAPMAN, 1975). Cependant, dans l'usage courant, le terme " salé " correspond souvent à une prédominance de NaCl (HELLER, 2004).

Les sols salins sont naturellement présents sous tous les climats dans tous les continents. Ils sont étroitement liés à une source de salinité d'ordre géologique (évaporites), hydrogéologique (eaux souterraines) ou hydrologique (eaux marines) (GIRARD *et al.*, 2005).

I.1.1.2. Répartition des sols salés

A l'échelle mondiale, les sols salés occupent des surfaces étendues et constituent un grand problème pour l'agriculture. Ils représentent environ 24% des terres agricoles (FAO, 1984). Leur distribution géographique se superpose presque entièrement à celle des zones arides et semi arides du globe et des zones côtières (DURANT, 1983).

En Algérie, les sols agricoles sont dans leur majorité, affectés par la salinité ou susceptibles de l'être. Les sols salins sont très répartis dans les basses plaines d'Oranie, dans la vallée de Mina près de Rélizane, sur les hautes plaines au sud de Sétif et de Constantine et aux bords des chotts. Ils ont aussi une grande extension dans les régions sahariennes au sud de Biskra jusqu'à Ouargla et au-delà (DURANT, 1983).

I.1.1.3. Origine des sols salins

GAUCHER et BURDIN (1974) affirment que la salure avec laquelle le pédologue se trouve confronté peut avoir trois origines distinctes :

- Couches sédimentaires salifères : salure d'origine continentale ou géologique.
- Certaines manifestations généralement posthumes de volcanisme: salure d'origine volcanique.
- Contact de la mer: salure d'origine marine actuelle ou récente ou salinisation des lagunes littorales

I.1.1.4. Echelle de la salinité : Conductivité électrique

United States Salinity Laboratory de Riverside a mis en place une échelle, dite agronomique, exprimée en terme de conductivité électrique de l'extrait de pâte saturée qui varie de 0 à 16 mmhos/cm (RICHARD *et al.*, 1954), réparti comme suit:

0 – 2 : pas de salinité;

2 – 4 : salinité très faible;

4 – 8 : salinité modérée (de nombreuses cultures sont affectées, par contre les plantes résistantes se développent convenablement) ;

8 – 16 : sol salé (seules les plantes particulièrement résistantes réussissent à croître) ;

> 16 : très fortement salin (seules les halophytes strictes réussissent à croître).

Une deuxième échelle a été mise en place par ce même laboratoire américain. Il s'agit d'une échelle de salinité en termes de conductivité électrique de l'extrait aqueux au 1/5 (Tableau 1).

Tableau 1. Echelle de la salinité pour l'extrait aqueux au 1/5 (RICHARD *et al.*, 1954)

Classes	Catégories	Conductivité (mmhos/cm)
1	Faiblement salé	0,20 à 0,65
2	Moyennement salé	0,65 à 1,40
3	Salé	1,40 à 2,20
4	Fortement salé	2,20 à 3,75
5	Très fortement salé	3,75 à 6,00
6	Hyper salé	>6

I.1.2. Halophyte

I.1.2.1. Définition et généralité

Les halophytes, terme venant du grec «halo», c'est-à-dire sel, et «phyton» qui signifie plante. On les appelle halophytes ou les plantes halophiles (HOPKINS, 2003). Elles fréquentent les sols salés ou halomorphes qui sont chargés de chlorure de sodium (et d'autres sels) tels qu'on les rencontre au voisinage des côtes, et des régions imprégnées de sels en Afrique du nord ou en Asie (HELLER *et al.*, 2004). Les halophytes sont des plantes qui s'adaptent de diverses manières aux régimes élevés de sels (WAISEL, 1972). Ce sont des plantes remarquables qui tolèrent des concentrations en sel tuant 99% des autres espèces. Cependant, bien que les halophytes aient été identifiés il y a des centaines d'années, leur définition demeure équivoque. La définition se base sur la capacité à «accomplir son cycle de vie dans une concentration en sel au moins de 200 mM de NaCl dans des conditions semblables à ceux qui pourraient être produites dans l'environnement normal» (FLOWERS *et al.*, 1977).

Les halophytes sont naturellement tolérantes au sel et poussent aussi bien, voire mieux dans un environnement salin qu'en conditions normales (LEVIGNERON, 1995).

Selon HAMDY *et al.* (1999), une halophyte est une espèce pouvant se produire seulement dans des conditions naturellement salines. Elles accumulent les électrolytes dans leurs vacuoles, mais la concentration dans le cytoplasme et les organites est maintenue basse (LEVIGNERON, 1995). Elles sont largement distribuées parmi les familles des plantes à fleurs, un fait qui suggère une origine poly-phylogénique de tolérance au sel (FLOWERS *et al.*, 1977).

Parmi les Monocotylédones, les Poaceae contiennent plus de genres halophytes que n'importe quelle autre famille (45 genres, qui sont, cependant, seulement 7% de ceux dans la famille)(tableau 2) ; 14% des genres, où environ 83 espèces chez les Cyperaceae sont tolérantes au sel. Parmi les dicotylédones, les Amarantacées ont la proportion la plus élevée de genres halophytes (44%). Avec environ 312 espèces halophytes c'est probablement la famille dans laquelle la tolérance au sel est la plus répandue et mieux étudiée; en particulier les genres *Atriplex*, *Salicornia*, et *Suaeda*.

Les données ont été prises d'une liste d'halophytes préparée par ARONSON (1989). Les nombres de genres dans les familles ont été pris de HEYWOOD (1978). La liste contient 499 genres dont 129 familles.

Tableau 2. Quelques familles renfermant des genres halophytiques (ARONSON, 1989 et HEYWOOD, 1978)

Famille	Nombre de Genres Halophyles	Nombre d'espèces Halophyles	Nombre de genres dans la famille	Pourcentage de genres Halophytes
Poaceae	45	109	650	7
Chenopodiaceae	44	312	100	44
Asteraceae	34	53	1100	3
Aizoaceae	21	48	143	15
Papilionaceae	19	35	700	3
Apiaceae	19	31	300	
Euphorbiaceae	15	33	300	5
Brassicaceae	15	30	380	4
Cyperaceae	13	83	90	14
Arecaceae	13	22	212	6
Scrophulariaceae	13	21	220	6
Caryophyllaceae	9	16	80	11

I.1.2.2. Classification des halophytes

Selon le mécanisme d'adaptation des halophytes vis -à-vis de la salinité du sol, on distingue quatre groupes distincts: halophytes excrétrices, halophytes succulentes, halophytes cumulatives et halophytes exclusives.

I.1.2.2.1. Halophytes excrétrices (facultatifs)

Les halophytes excrétrices sont des plantes qui possèdent des glandes spécifiques au niveau des feuilles et des tiges telles que *Tamarix sp*, *Cressa sp* et *Limonium sp* (ZAHRANE, 1995).

I.1.2.2.2. Halophytes succulentes (vraie)

Les halophytes succulentes sont des plantes qui absorbent une grande quantité de la solution de sol et de l'eau d'où une succulence au niveau des feuilles ou des tiges telles que *Halocnemum*, *Halopeplis*, *Suaeda*, *Salsola*, *Zygophyllum* et *Arthrocnemum* (ZAHRANE, 1995 ; GRIGORE *et al.*, 2014).

I.1.2.2.3. Halophytes cumulatives

Les halophytes cumulatives dites aussi «inclusives» sont des halophytes sans mécanismes particuliers, la teneur en sels augmente constamment au cours d'une période de végétation

jusqu'à une limite létale. La période est toutefois assez longue, pour faire l'objet justement d'un cycle de développement complet, à l'exemple *Juncus spp* (BORDONNEAU *et al.*, 2005).

I.1.2.2.4. Halophytes exclusives (type de filtre de racine)

L'exclusion des sels par les racines est souvent décrite en termes de substitution élémentaire ou choix préférentiel des ions. En outre, certaines halophytes sont connues pour avoir des racines avec une membrane intérieure cireuse qui filtre efficacement les sels tout en permettant à l'eau de passer à travers (*ex. Salicornia spp*) (ZHRANE, 1995). D'autres espèces non halophytes, trouvées dans la nature sous des conditions à la fois salines et non salines peuvent être absolument tolérantes au sel. Ce sont «les halophytes alternées » telles que : *Medicago sativa L.*, *Phoenix spp* et *Gassypium spp* (LEVIGNERON, 1995).

I.2. Fourrages

I.2.1. Composition chimique des fourrages

I.2.1.1. L'eau

Tous les aliments contiennent de l'eau, même ceux qui apparaissent très secs. Elle représente un solvant idéal pour plusieurs constituants cellulaires et un grand nombre de molécules, elle intervient aussi dans de nombreuses réactions biochimiques.

L'organisme ne peut pas faire des réserves d'eau et il réagit très vite à un déficit d'apport, ce qui confère à l'eau un rôle nutritionnel important malgré son apparente banalité.

L'apport de l'eau par les aliments est extrêmement variable, chez les herbivores, les fourrages succulents comme l'herbe et les betteraves renferment entre 80 et 90% d'eau, ce qui consommant ainsi 70 Kg d'herbe jeune ingère par cette voie 60 litres d'eau (JEAN-BLAIN, 2002), le même animal n'absorbe que 1,5 litre d'eau en consommant 12 Kg de foin d'excellente qualité. La quantité d'eau de boisson spontanément absorbée varie en fonction de degrés d'hydratation de la ration et peut même devenir insignifiante. La connaissance de la teneur en eau d'un aliment constitue la première étape dans l'évaluation de sa valeur nutritive ainsi que l'appréciation de son aptitude à la conservation, un aliment ayant une teneur en humidité inférieure à 14% se conserve spontanément sans traitement particulier (JEAN-BLAIN, 2002), et au-dessus de 17% d'humidité, la conservation est impossible.

I.2.1.2. Constituants glucidiques

Les rations des ruminants sont constituées de plusieurs types de glucides répartis dans les différents tissus des végétaux. Nous ferons la distinction entre les glucides pariétaux et les glucides présents dans les contenus cellulaires. La paroi végétale est constituée de polysides

amorphes (pectines et hémicelluloses) et de fibres de cellulose. Notons qu'elle contient également des substances non glucidiques comme de la lignine et des cires (COLONNA *et al.*, 1995). La paroi végétale représente 30 à 40 % de la MS des fourrages jeunes et 60 à 75 % de la MS des fourrages plus tardifs (SAUVANT *et al.*, 1995).

I.2.1.2.1. Glucides pariétaux

Ou fibres alimentaires qui ne se trouvent que dans les aliments d'origine végétale, on distingue:

- **Cellulose**

Elle représente le constituant principal des parois, il s'agit de longues chaînes de glucose qui sont liées entre elles par des liaisons β 1-4 (Figure 1), les chaînes linéaires sont associées par des liaisons hydrogène qui ne peuvent être rompues, que par des enzymes bactériennes (caractéristiques des ruminants), le degré de polymérisation peut aller jusqu'à 1400 unités glucose (FONTY et FORANO ,1999); c'est le polysaccharide le plus abondant et le plus largement répandu dans la nature, constitue de 20-50% de la matière sèche de la plus part des tissus végétaux.

- **Hémicelluloses**

Ce sont des polysides qui accompagnent toujours la cellulose, mais elles sont moins résistantes à l'hydrolyse chimique enzymatique, elles sont composées d'oses neutre (pentoses, xylènes, arabanes, mannes, glaucanes, B- glaucanes) elles constituent le principal composant des parois primaires des cellules végétales (ROBERT et ROLAND, 1998).

- **Substances pectiques**

Ce sont des polymères qui donnent par hydrolyse des acides uroniques, ainsi que d'autres oses : pentoses (fructose, arabinose), et l'hexoses (galactose), les pectines se rencontrent dans les lamelles moyennes des cellules, ce sont des constituants très digestibles (ROBERT et ROLAND, 1998).

I.2.1.2.2. Glucides cytoplasmiques ou intracellulaires

Les glucides intracellulaires sont essentiellement constitués de sucres solubles (glucose, fructose, saccharose,...) et de polysides de réserve (COLONNA *et al.*, 1995). L'amidon, polyside de réserve, est présent dans de nombreux aliments concentrés (céréales : 40 à 70 % de la MS ; graines de protéagineux : 35 à 50 % de la MS, tables INRA-AFZ (2004).

I.2.1.3. Constituants non glucidiques

I.2.1.3.1. Constituants azotés

Les constituants azotés se trouvent sous forme protéique, essentiellement dans les cellules chlorophylliennes et sous forme non protéique dans les vacuoles de la cellule végétale (DEMARQUILLY, 1986).

- **Constituants azotés protéiques**

Ils représentent de 75 à 85 % de l'azote total. Ils proviennent en grande partie des chloroplastes (55 à 65%) et du cytoplasme (15 à 35 %). Les protéines insolubles peuvent constituer jusqu'à 50% des protéines des feuilles.

- **Constituants azotés non protéiques**

Ils sont essentiellement abondants dans les vacuoles, les tissus conducteurs de l'appareil végétatif et les racines. Sur le plan chimique, ils représentent la fraction soluble dans l'éthanol (JARRIGE, 1980). Les constituants azotés protéiques représentent 15 à 25% de l'azote des fourrages verts. Ils diffusent très vite dans le rumen, sont rapidement dégradés en ammoniac et ne sont utilisables par les ruminants qu'une fois transformés en protéines microbiennes (JOUANY, 1994).

I.2.1.3.2. Constituants lipidiques

Chez les végétaux les lipides se localisent au niveau du chloroplaste des cellules. Ils sont représentés par les triglycérides (esters d'acides gras) et le glycérol.

I.2.1.3.3. Eléments minérales

Quelques soit l'origine de l'aliment soit végétale ou animale, il contient des minéraux qui se trouvent sous forme de sels libres ou d'atomes au sein de combinaison organiques. Les minéraux sont classés en deux groupes, éléments minéraux majeurs et éléments minéraux mineurs.

I.2.1.3.4. Constituants phénoliques

- **Lignines**

Les lignines sont responsables de la rigidité des végétaux, de la conduction des solutés et de la résistance face aux agents pathogènes. Ils ont aussi, une action inhibitrice vis-à-vis à la dégradation des polysides pariétaux dans le rumen (JUNG et DEETZ, 1993).

Les lignines sont des polymères phénoliques tridimensionnels, structurés en réseau. Elles proviennent de la copolymérisation de trois alcools hydroxycinnamiques : l'alcool coumarilyque,

l'alcool coniférylique et l'alcool sinapylique, auxquels correspondent les noyaux (H), gaiacycle (G) et syringyl (S) qui comportent respectivement 0,1, 2 groupements méthoxyl (figure 2).

La lignine est totalement indigestible. En plus de leur faible digestibilité, les parois lignifiées résistent longtemps à la dégradation microbienne et à la mastication. Les particules résultant de cette dégradation vont séjourner plus longtemps dans le rumen que dans le cas des fourrages de bonne qualité (INRAT, 1997).

- **Acides phénoliques**

La paroi végétale est également constituée de composés phénoliques de faible poids moléculaire (PM) qui sont les acides phénoliques : acide p-coumarique, acide férulique et acide diférulique (JUNG, 1989). Ces composés peuvent être extraits par les alcalins ou bien par voie enzymatique cellulolique. Le type d'acide phénolique présent dans les parois peut influencer la qualité des fourrages. L'acide p-coumarique, qui est le plus toxique, est le plus étroitement lié à la partie non dégradable du végétal (KONDO *et al.*, 1990; JUNG et BRUXTON, 1994).

- **Tanins**

Les tanins sont des molécules naturellement synthétisées par les plantes, en réponse aux différents stress abiotiques et biotiques (FRUTOS *et al.*, 2002 ; SLIWINSKI *et al.*, 2002). Ils sont présents approximativement dans 80% des plantes ligneuses et dans 15% des plantes herbacées. Les tanins sont des composés polyphénoliques qui sont classés en deux grands groupes: tannins hydrolysables, composés d'un noyau central de glucides auquel des acides carboxyliques phénoliques sont liés par liaison esters (Figure 3) et les tanins condensés ou proanthocyanidines, constitués d'oligomères de deux ou plusieurs flavan-3-ols, tels que la catéchine, l'épicatéchine, ou le gallocatéchine (Figure 4). Les tanins ont une très haute affinité pour les protéines et forment des complexes protéines- tanins. L'ingestion d'une plante contenant des tannins condensés diminue l'utilisation des nutriments et les protéines peuvent être affectées dans une grande mesure, diminuant de ce fait la prise alimentaire. D'autre part, les tanins hydrolysables sont potentiellement toxiques pour les animaux. La consommation d'aliments contenant des niveaux élevés de tanins hydrolysables provoque une toxicité hépatique et rénale et peut entraîner la mort de certains animaux.

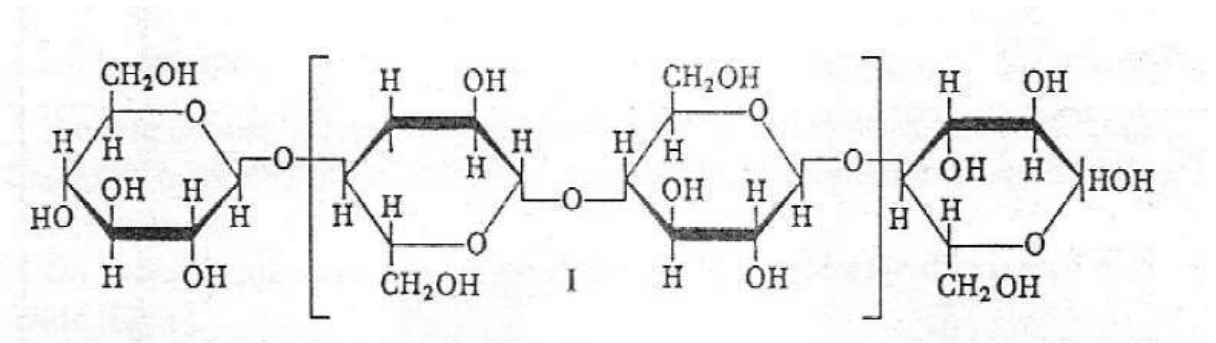


Figure 1. Structure chimique de la cellulose (JEAN-BLAIN, 2002)

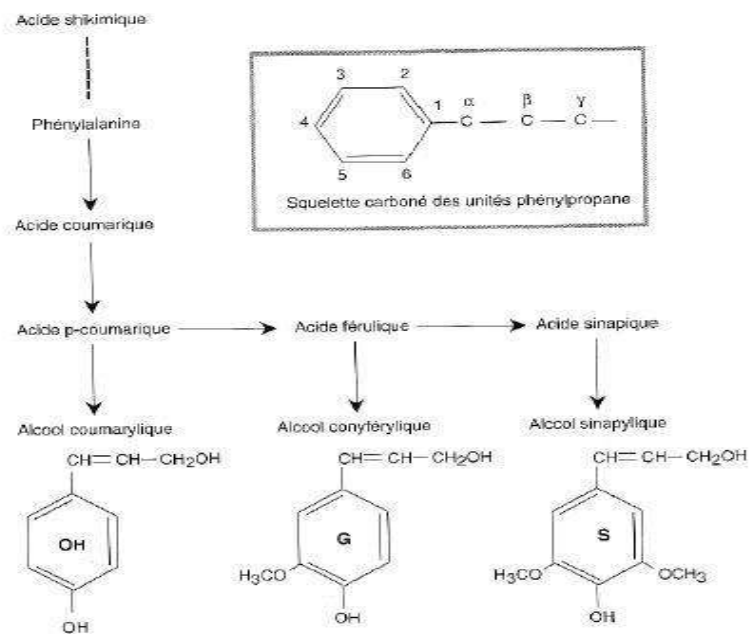


Figure 2. Les trois alcools constitutifs de la lignine fortement polymérisée (cycles OH: hydroxybenzoyl, G: gaiacyl, S: syringyl) et leurs précurseurs (JARRIGE *et al.*, 1995)

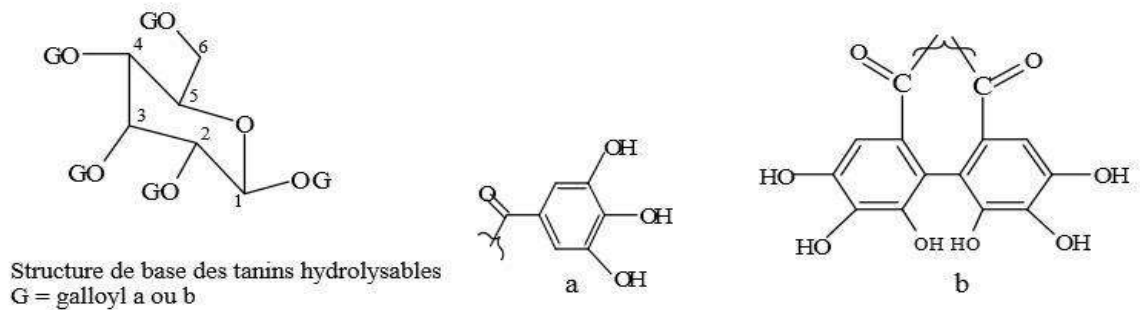


Figure 3. Structure des tanins hydrolysables (GUINGARD, 1996)

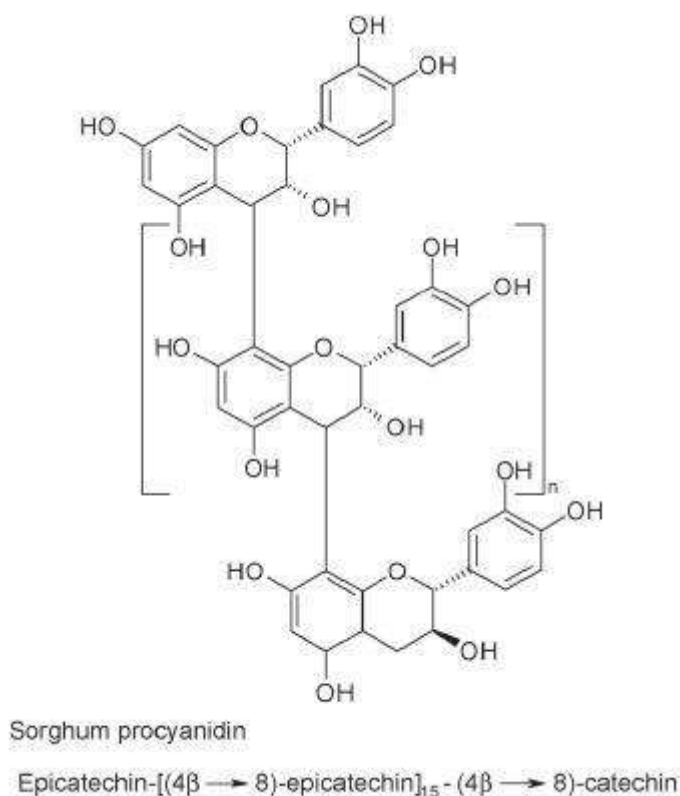


Figure 4. Structure des tanins condensés (GUIGNARD, 1996)

I.2.2. Potentialité fourragère des espèces natives des écosystèmes salins

I.2.2.1. Production de biomasse

L'irrigation avec une eau de faible salinité 4-5 dS m⁻¹ entraîne une diminution (50% du témoin) de la croissance des glycophytes sensibles et une augmentation de celle des halophytes. La croissance de ces dernières ne diminue de 50% par rapport au témoin qu'à une très forte salinité de 40 dS.m⁻¹ (87% de l'eau de mer). Les non halophytes tolérantes maintiennent leur croissance au même niveau que le témoin à faible salinité (5–10 dS. m⁻¹) et la réduisent graduellement à mesure que la salinité augmente (BARRETT-LENNARD *et al.*, 2003). Ainsi, pour une salinité faible ou modérée, la production de biomasse de certaines espèces tolérantes (*Festuca arundinacea* cv *Alta*; *Trifolium michelianum*, *Lolium multiflorum* etc...) peut être suffisante (4 à 13 t MS. ha⁻¹.an⁻¹) pour assurer une production fourragère importante, en particulier lorsque le pâturage est géré de manière rationnelle (EVANS et KEARNEY, 2003 ; SUYAMA *et al.*, 2006). Certaines espèces halophytes (*Atriplex*, *Salicornia*, *Distichlis*, *Cressa* et *Batis*) peuvent produire à forte salinité (70 dS m⁻¹) plus de 10 t MS. ha⁻¹. an⁻¹ (GLENN et

O'LEARY, 1985). *Spartina alterniflora*, est considérée comme une plante fourragère hautement productive (6 à 9 t MS. ha⁻¹. an⁻¹) en milieu salé (60 à 120 dS m⁻¹) (MORALES *et al.*, 1998).

I.2.2.2. Estimation de la valeur nutritive des fourrages

Outre la production de biomasse, d'autres critères peuvent être considérés dans l'évaluation des potentialités fourragères des espèces tolérantes à la salinité.

L'évaluation de la valeur nutritive des aliments fournit aux nutritionnistes les informations nécessaires pour la formulation d'une ration alimentaire qui tienne compte à la fois des aspects physiologique et économique. Les méthodes de laboratoire pour l'estimation de la valeur nutritive des aliments se sont développées depuis les années 1730. Initialement, les techniques sont désignées essentiellement pour caractériser la valeur nutritive des fourrages, plutôt que la prédiction des performances zootechniques. Dans l'évaluation des fourrages, différentes méthodes sont couramment disponibles et elles peuvent être subdivisées en deux grandes catégories: les méthodes n'utilisant pas les microorganismes (chimiques et physiques) et les méthodes biologiques, basées sur l'utilisation des microorganismes du rumen.

La valeur nutritive dépend de plusieurs paramètres comme la quantité d'énergie libérée par le fourrage, la digestibilité de sa matière organique, son contenu en fibres et en protéines ainsi que d'autres composantes diététiques (ions minéraux, oxalates, polyphénols, ...).

I.2.2.2.1. Méthodes chimiques

L'analyse chimique est la méthode la plus simple pour évaluer les fourrages. Beaucoup de données sur la composition des aliments sont basées sur les analyses approximatives, développées à travers le siècle dernier (MC DONALD *et al.*, 1995). Fréquemment, ces analyses sont appelées « procédé de Weende ». Actuellement, ce procédé est presque totalement abandonné et remplacé par d'autres méthodes analytiques plus fiables (Figure 5). Une des méthodes chimiques, divise le substrat en six fractions : la matière sèche, la matière minérale, les protéines brutes, l'extrait étheré, les fibres brutes et l'azote libre. Il existe un autre procédé alternatif pour l'estimation des fibres (VAN SOEST and WINE, 1967). Ce dernier est maintenant le plus utilisé et le plus fiable. Ce procédé offre l'avantage de prédire l'ingestion et la valeur nutritive à partir du moment où il sépare les composants fibreux suivant leur dégradabilité, plutôt qu'en entités chimiques définies. Il a été développé pour quantifier à la fois les composants cellulaires et les composants pariétaux, principalement présents dans le matériel végétal (MOULD, 2003).

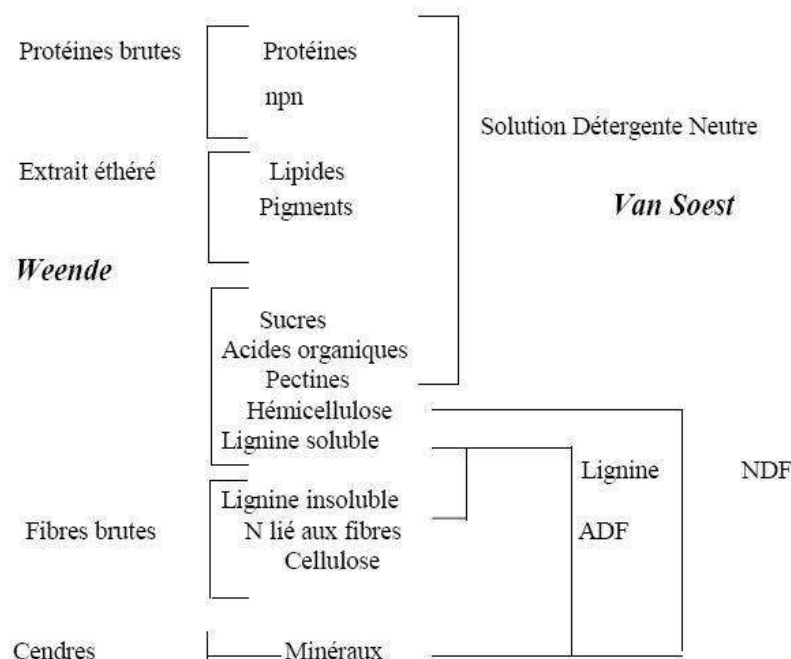


Figure 5. Comparaison des systèmes analytiques de WEENDE et VAN SOEST.

I.2.2.2.2. Méthodes physiques

La spectrophotométrie à réflectance dans l'infrarouge (NIRS) est une méthode analytique et physique. Elle repose sur l'étude des spectres de réflectance, c'est-à-dire l'émission de radiations par la substance étudiée, lorsqu'elle est soumise aux rayons infrarouges sous différentes longueurs d'ondes, étalées de 730 à 2500 nm (GIVENS et DEAVILLE, 1999 ; MOULD, 2003). Les spectres d'absorption obtenus dépendent des liaisons chimiques établies entre les différents constituants de l'aliment. Il est, de ce fait, possible d'identifier à l'aide de témoins dans un spectre, des régions spécifiques qui correspondent aux différents composants alimentaires.

I.2.2.2.3. Méthodes biologiques

Les méthodes biologiques ont été mises au point pour représenter ou simuler la totalité ou une partie de l'activité du tractus digestif, ainsi que le processus digestif chez les ruminants. Les méthodes par excellence pour la détermination de la valeur nutritive sont :

- la technique de digestibilité in vitro (TILLEY et TERRY, 1963) : elle permet d'évaluer la dégradation du substrat considéré en un seul temps d'incubation de 48h. Le substrat subit en premier lieu une fermentation anaérobie dans une salive artificielle composée du jus de rumen et d'une solution tampon. Après, il est soumis à un traitement « pepsine acide » pour digérer le substrat non dégradé et les protéines microbiennes.

- la technique de dégradation *in situ* (MEHREZ et ORSKOV, 1977; ORSKOV et MC DONALD, 1979), appelée aussi méthode des sachets (La méthode *in sacco*) est basée sur le placement des échantillons dans des sachets spéciaux. Ils sont ensuite incubés directement dans le rumen d'animaux munis d'une canule ruminale. Le principal objectif est la mesure de la disparition de la matière sèche et/ou d'autres composants (protéines, fibres et amidon).
- les méthodes enzymatiques (AUFRERE et MICHALET-DOREAU, 1983), ce sont des méthodes simples et peu coûteuses. Elles pallient à l'inconvénient majeur des méthodes *in vitro* et *in situ* de disposer d'animaux munis de fistules. Ces méthodes montrent une bonne reproductibilité, permettant une prédiction correcte de la digestibilité *in vivo* des fourrages, à l'exception des aliments riches en tanins (AUFRERE et GUERIN, 1996).
- les techniques de production de gaz *in vitro*. Ces méthodes fermentaires consistent à incuber un substrat (ration, aliment, additif, ...), pendant une durée définie (relativement courte maximum 120 h (CALABRO *et al.*, 2008)), en présence d'un inoculum constitué d'une population microbienne (fluide et / ou contenu ruminal) et d'une solution saline tamponnée. Ces méthodes nécessitent des animaux donneurs, fistulés du rumen. Différentes mesures sont possibles : AGV, protéines microbiennes, dégradation de la MS et de la matière organique (MO), etc... Les prélèvements et mesures sont généralement faits en fin d'incubation ou à des temps donnés pendant l'incubation pour étudier la cinétique de fermentation (MAAROUFI *et al.*, 2009). Au cours de ces 30 dernières années, de nombreuses équipes ont mesuré le volume de gaz produit, car cette mesure permet d'estimer la digestibilité de la MO des aliments (MENKE *et al.*, 1979). Elle nécessite des dispositifs spécifiques automatisés ou non: seringues (MENKE *et al.*, 1979), « liquid displacement system » (BEUVINK et SPOELSTRA, 1992), « pressure transducer » (PELL et SCHOFIELD, 1993 ; THEODOROU *et al.*, 1994 ; CONE *et al.*, 1996 ; MAURICIO *et al.*, 1999 ; ADESOGAN *et al.*, 2005). De nombreux auteurs ont cherché des outils mathématiques pour interpréter les courbes de production de gaz cumulée obtenues avec ces méthodes (FRANCE *et al.*, 2000).

Il est à noter que les méthodes biologiques sont beaucoup plus significatives et donnent de très bons résultats par rapport aux méthodes chimiques et physiques, du fait que les microorganismes et les enzymes sont plus sensibles aux facteurs influençant la vitesse et l'ampleur de la digestion (BALLET, 1989).

I.2.3. Effet de la salinité sur la valeur nutritive des plantes halophytes

La plupart des plantes modérément tolérantes à la salinité sont incapables de limiter l'absorption et l'accumulation du sel dans les parties aériennes. Le premier effet des fortes concentrations salines dans le milieu est plutôt de diminuer la croissance et le taux de survie des plantes que de modifier radicalement leur valeur nutritive. Les travaux de ROBINSON *et al.* (2004) sur 10 espèces fourragères irriguées avec une eau de salinité variable (15 à 25 dS m⁻¹) montrent que la valeur nutritive est très peu modifiée par le sel. Par contre, chez le ray gras d'Italie cultivé sur milieu présente une faible salinité (1,4-9,8 ds m⁻¹), BEN-GHEDALIA *et al.* (2001) notent une augmentation de la digestibilité de la matière organique et du taux des carbohydrates solubles, avec toutefois une diminution du contenu en fibres digestibles indiquant un effet positif du sel sur la valeur nutritive de cette plante.

Les données relatives aux halophytes sont rares. Certains résultats disponibles concernent seulement quelques paramètres de la valeur nutritive comme la digestibilité de la matière organique et la teneur des fourrages en protéines brutes (MASTERS *et al.*, 2001). Cependant, le contenu des plantes en protéines brutes est estimé d'une manière indirecte sur la base de leur teneur en azote en supposant que la totalité de cet élément est sous forme protéique. En réalité, le fourrage peut contenir l'azote sous forme non protéique. Ainsi, chez *Atriplex barclayna* la fraction non protéique peut atteindre 42% du contenu total en azote (BENJAMIN *et al.*, 1992).

Le paramètre valeur énergétique des halophytes est aussi peu étudié. Chez *Atriplex confertifolia*, une halophyte à potentialité fourragère (ABU-ZANAT et TABBAA, 2006), la digestibilité *in vivo* de la matière organique, utilisée comme indicateur de la quantité d'énergie potentiellement libérable, varie de 34,2 à 66,3 %. Chez *Salicornia bigelovii* ce paramètre est plus élevé (67,3 et 75,3%) que chez l'espèce précédente (GLENN *et al.*, 1992 ; ABOUHEIF *et al.*, 2000). Avec le développement de la spectroscopie infrarouge, il devient possible, de nos jours, de faire des mesures rapides et directes de la digestibilité de la matière organique et de la teneur en protéines totales. De ce fait, la sélection, sur la base de ces deux critères, des espèces fourragères adaptées aux zones salées est devenue possible. D'autres paramètres, comme la teneur des fourrages en éléments minéraux et en composés secondaires, sont aussi utilisés (MASTERS *et al.*, 2007).

Un sol salin contient, outre le sodium et le chlorure, d'autres éléments comme le potassium, le calcium, le magnésium, les chlorures, les sulfates et les bicarbonates.

D'autres ions minéraux (molybdène, sélénium, brome, arsénique, uranium) sont apportés par les eaux d'irrigation de qualité médiocre (RETANA *et al.*, 1993). De ce fait, dans les zones

salées, le bétail est souvent exposé à des concentrations élevées en éléments minéraux dont certains peuvent être toxiques.

Les aliments riches en sels, notamment en sodium et en chlorure, peuvent entraîner des perturbations sanitaires chez le bétail. En effet, l'animal n'a pas la capacité de stocker l'excès des électrolytes ou de les excréter dans les fèces. L'excès de sodium dans la ration alimentaire est concomitant avec un abaissement de la température rectale, une augmentation de la vitesse de pulsation et de respiration ainsi qu'une rétention de l'eau (MARAI *et al.*, 1995). La fonction digestive est aussi modifiée avec une augmentation de la vitesse de transit à travers le tube digestif, une réduction de la concentration des protozoaires et de salmonidés dans le rumen ainsi qu'une diminution de la digestibilité de la matière organique (HEMSLEY, 1975).

Le niveau élevé de sodium dans la ration diminue aussi l'appétit (MASTERS *et al.*, 2007) et l'efficacité d'utilisation de l'énergie pour la production (ARIELI *et al.*, 1989). Cependant, certaines données bibliographiques montrent que les teneurs tolérées de la ration alimentaire en NaCl sont de l'ordre de 7 à 10%, 6% et 3% de la matière sèche respectivement chez les ovins, les bovins, les chèvres et les poulets (RU *et al.*, 2004).

Sur la base de l'ensemble des résultats disponibles, le National Research Council a défini en 2005 un seuil de tolérance à NaCl (taux de sel dans la ration alimentaire qui n'affecte pas la santé de l'animal) de l'ordre de 3 à 6% de la matière sèche pour les ruminants et de 2 à 3% de la matière sèche pour le porc et les volailles.

Toutefois, l'absorption de sel en quantité modérée peut avoir certains effets bénéfiques sur la production animale. HEMSLEY (1975) a montré que la production de la laine est améliorée chez les moutons buvant une eau fortement concentrée en NaCl et alimentés avec des graines oléagineuses. Plus récemment, MASTERS *et al.* (2005) ont montré que la quantité de laine produite par kilogramme de matière organique de fourrage consommé augmente de 50% quand les chlorures de sodium et de potassium sont ajoutés à la ration alimentaire à raison de 25% de la matière sèche. D'autres résultats montrent que le pourcentage des protéines par rapport à celui des graisses dans la carcasse du mouton augmente quand la ration alimentaire est riche en sel (KRAIDEES *et al.*, 1998).

Ces données bibliographiques, quoique fragmentaires, suggèrent que l'utilisation des halophytes comme plantes fourragères peut avoir une portée économique certaine.

CHAPITRE II

Le dromadaire et la physiologie de la digestion ruminale

CHAPITRE II. Le dromadaire et la physiologie de la digestion ruminale

II.1. Place du dromadaire dans le règne animal

Les caractéristiques anatomiques des camélidés les classent dans une famille zoologique bien définie et différente de celle des bovidés. La famille des camélidés appartient à l'embranchement des vertébrés, classe des mammifères ongulés et sous classe des placentaires. Elle appartient à l'ordre des Artrodactyles et sous-ordre des Tylopodes. Dépourvus de cornes et de vésicule biliaire, CUVIER (1835) classait les camélidés dans le sous-ordre des ruminants. Les zoologues américains mettaient le dromadaire dans la classe des mammifères ongulés, ordre des Diplathra (articulation double) et sous-ordre des Artiodactyles (PRAT, 1993).

D'après le "Dictionnaire des animaux" (1981), cette famille du sous-ordre des ruminants ne comprend que deux genres : *Camelus* et *Lama*. Le genre *Camelus* occupe les régions désertiques de l'Ancien Monde alors que le genre *Lama* est spécifique des déserts d'altitude du Nouveau Monde où il a donné naissance à 4 espèces distinctes : le *Lama* au sens strict (*Lama glama*), le guanaco (*Lama guanacoe*), l'alpaga (*Lama pacos*) et la vigogne (*Lama vicugna*), seul camélidé non domestiqué. L'alpaga est composé de deux sous espèces : suri et huacaya (Figure 6).

Il est à noter la découverte d'un troisième genre vivant à l'état sauvage en Mongolie : il s'agit du wild bacterian camel (*Camelus ferus*).

MUSA *et al.* (1990) et FAYE (1997) ont signalé que les Camélidés d'Asie, confrontés au froid et à l'aridité comme dans le désert de Gobi, évoluèrent en chameau à deux bosses : le chameau de Bactriane (*Camelus bactrianus*). Ceux qui se déplacèrent dans les régions chaudes et arides, Afrique et Moyen-Orient, évoluèrent en chameau à une bosse: le dromadaire (*Camelus dromedarius*).

II.2. Répartition et effectifs

II.2.1. Dans le monde

La population caméline mondiale est confinée dans la ceinture semi-aride et désertique d'Afrique et d'Asie. Le dromadaire est d'autant plus performant et d'autant mieux portant qu'il vit dans un climat plus chaud et plus sec. Il ne supporte pas un climat trop froid. Vers le sud, son habitat n'est limité que par la présence de végétation équatoriale (BECHIR, 1983).

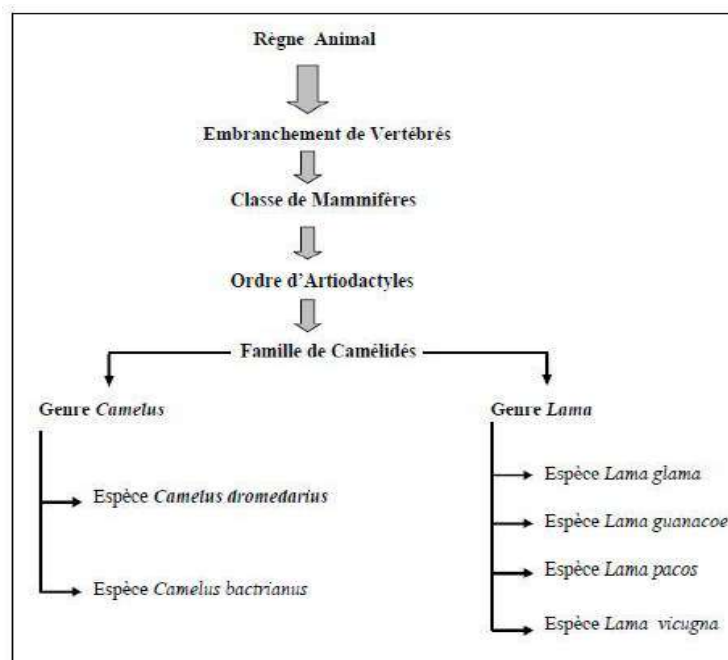


Figure 6. Systématique des camélidés (MUSA *et al.*, 1990 ; FAYE, 1997)

Selon (FAYE, 1997) le dromadaire est répertorié dans 35 pays "originaires" qui s'étendent du Sénégal à l'Inde et du Kenya à la Turquie. Par contre, le chameau de Bactriane (à deux bosses) ne supporte pas la chaleur. Vers le nord, son habitat ne connaît de limites que celles que lui impose l'absence de nourriture. Il n'est présent que dans une zone étroite localisée de la Turquie à la Chine et qui comprend à peine une dizaine de pays (figure 7).

L'effectif est d'au moins 20 millions de "grands camélidés" (regroupant seulement les dromadaires et les chameaux) dont un peu plus de un million de chameaux de Bactriane (FAYE, 2002). Ce qui est peu par rapport au cheptel mondial de bovins, d'ovins et de caprins. Depuis 60 ans, les effectifs mondiaux ne cessent d'augmenter en dépit de la diminution de l'activité caravanère. Près de 80 % de la population de dromadaires se situe en Afrique où l'essentiel des effectifs est concentré dans les pays de la Corne (Somalie, Ethiopie, et Djibouti, Kenya, Soudan) qui abritent environ 60 % du cheptel camélin mondial. La Somalie, à elle seule, avec ses 6 millions de dromadaires, possède près de 50 % du cheptel africain, ce qui lui vaut vraisemblablement l'appellation de "pays du chameau". L'économie cameline est également importante en Afrique de l'ouest notamment en Mauritanie où l'effectif est passé de 700 000 têtes en 1966 à 1.247 000 têtes en 2001. Le dromadaire a aussi été introduit dans d'autres régions comme l'Australie où il vit actuellement à l'état sauvage. Il y est essentiellement concentré dans les zones méridionale et occidentale du pays (FAYE, 1997).

II.2.2. En Algérie

L'élevage, en Algérie, concerne principalement les ovins, les caprins, les bovins et les camelins. Les effectifs camelins recensés durant les dix dernières années sont représentés dans le tableau 3.

Selon (FAO, 2003), l'effectif camelin national en 2002, compte 249690 soit 12,76% de l'effectif Maghrébin et presque 2% de la population mondiale cameline.

Durant la dernière décennie (2003-2013) le cheptel camelin national s'est élevé à 299327 têtes en 2008, et à 344015 têtes en 2013.

Le dromadaire est réparti sur 17 Wilayas avec : 92.15% du cheptel soit dans les huit Wilayas sahariennes. 4% du cheptel soit 12511 têtes dans les neuf Wilayas steppiques. 1% du cheptel est réparti sur le reste de l'ensemble des Wilayas (tableau 4). La wilaya de Tamanrasset occupe le 1er rang national avec 79980 têtes, soit 28% du cheptel national.

II.3. Comportement alimentaire du dromadaire

II.3.1. Ressources alimentaires

En tant qu'animal des zones arides et semi-arides, le dromadaire se base pour son alimentation essentiellement, sur le broutage des plantes spontanées, qui sont divisées selon leur mode d'adaptation à la sécheresse en deux catégories (OZENDA, 1991 ; CHEHMA *et al.*, 2005; LONGO, 2007) :

- Les plantes éphémères, ou « aheb », n'apparaissant qu'après la période des pluies et effectuent tout leur cycle végétatif avant que le sol ne soit desséché. Elles sont fort capricieuses et n'occupent que sporadiquement et fugacement le terrain. La longueur de ce cycle est très variable d'une espèce à une autre et dure généralement de un à quatre mois (OZENDA, 1991 ; CHEHMA, 2005).
- Les plantes permanentes, comprennent toutes les plantes vivaces, où l'adaptation met ici en jeu, à côté de phénomènes physiologiques encore mal connus, un ensemble d'adaptations morphologiques et anatomiques qui constituent surtout en un accroissement du système absorbant et en une réduction de la surface évaporante. Elles ont la capacité de survivre en vie ralentie durant de longues périodes et sont dotées de mécanismes d'absorption racinaire et de rétention d'eau performants (OZENDA, 1991 ; FAYE, 1997). Ce type de végétation est constamment présent et est moins sujet aux variations saisonnières; il constitue les seuls parcours camelins toujours disponibles même en été (CHEHMA, 1987 ; LONGO *et al.*, 1989).

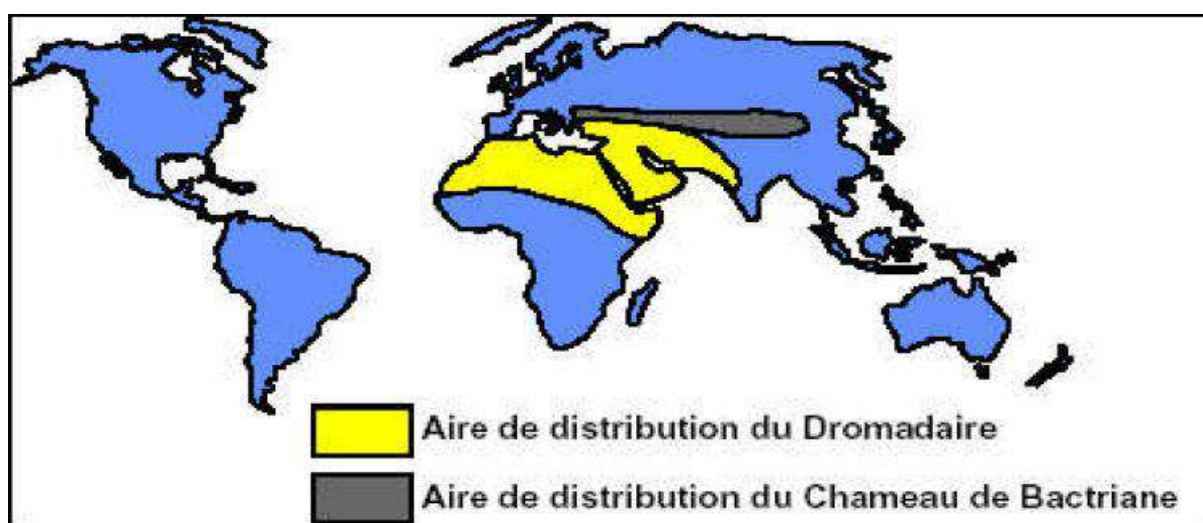


Figure 7. Aires de distribution de l'espèce caméline (FAYE *et al.*, 1999)

Tableau 3. Evolution de l'effectif camelin (2002-2013) (FAO database, juin 2015)

Année Tête	2003	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012	2013
Effectif camelin	249975	286670	292851	299327	301120	313990	318755	340140	344015

Tableau 4. Répartition de l'effectif camelin dans les wilayas sahariennes (M.P.A., 2006)

Wilaya	Ouargla	Ghardaia	El- Oued	Bêchar	Tindouf	Tamanrasset	Adrar	Illizi	Total
Effectifs	29000	10200	28950	21900	35000	79980	38015	21130	264175
Chamelles	19270	4800	13800	21900	10000	34840	16525	11200	122335

II.3.2. Dromadaire au pâturage

Le comportement alimentaire du dromadaire connu par sa pratique d'un pâturage ambulante, même si le fourrage est abondant, pouvant parcourir quotidiennement de 50 à 70 km, lui permet d'être sélectif et non destructif (FOLLEY et MUSSO, 1925 ; ASAD, 1970).

Quand le pâturage est utilisé par d'autres animaux, le dromadaire peut atteindre des différents étages de la végétation inaccessibles aux autres herbivores et ce grâce à ses longues jambes et à sa encolure effilée (RICHARD, 1985). Par ailleurs, la technique de prélèvement des végétaux (par broyage des rameaux en les pressant latéralement dans sa bouche) conduit à un feuillage non traumatisant des branches des ligneux les plus épineux (BENKADDOUR, 1978 ; FAYE, 1997). Le dromadaire est par conséquent bien adapté au type de végétation présent dans le désert (NARJISSE, 1989).

II.3.3. Préférences alimentaires

Le dromadaire est capable de consommer plusieurs types d'aliments inappréciés par les autres ruminants. Il mange des plantes très épineuses non seulement par nécessité mais aussi par goût (GAUTHIER-PILTERS, 1977). Il consomme des espèces très variées aussi bien sur le plan botanique (Poaceae et Fabaceae, arbre et plantes herbacées, etc.) que sur la composition chimique (FAYE et TISSERAND, 1989).

Bien que cet animal soit sélectif, il ne cause pas de dégradation aux parcours; bien au contraire, il contribue à la conservation d'écosystèmes extrêmement fragiles (LONGO, 2007); il se comporte en solitaire sur les parcours ce qui évite la surcharge conséquence d'une dégradation de la végétation et du milieu. Contrairement aux petits ruminants et aux bovins qui provoquent un surpâturage intense autour des points d'eau, le dromadaire est capable de stabiliser son apport nutritif annuel malgré les fluctuations temporelles causées par l'irrégularité climatique de son milieu (CHEHMA et FAYE, 2009).

Le plus souvent, le dromadaire préfère consommer des productions végétales vertes plutôt que sèches, aussi longtemps qu'il le peut. En saison des pluies, il donnera la préférence aux Poaceae vertes et les tapis herbacés en vie active. Au contraire en saison sèche, il recherche les formations ligneuses encore vertes plutôt que les pailles du tapis herbacé, cela est dû à la rapidité de la satisfaction des besoins grâce à l'importance relative des bouchées de paille, face à la lente satisfaction des besoins en éléments verts (RICHARD, 1985).

FAYE (1997) rapporte qu'en saison favorable, le dromadaire ingère environ 2 à 3 Kg de fourrage par heure et entre 1 et 1,5 Kg en saison sèche; il prélève de préférence les fourrages

riches en sel et/ou azote, ce qui lui permet de tirer le meilleur parti des écosystèmes pauvres en ressources fourragères.

II.4. Particularités anatomiques du tractus digestif du dromadaire

II.4.1. Au niveau de la cavité buccale

Les lèvres du dromadaire sont extrêmement mobiles et sensibles permettant à l'animal de discerner les épines du feuillage et de séparer l'aliment du sable ou autres matières non comestibles (YAGIL, 1985). La langue est relativement étroite, mais elle est très mobile (avec 5 à 7 papilles avec 1 cm de diamètre pour chacune).

Les molaires jouent un rôle important lors de la mastication ingestive et merycique en réduisant les aliments en petites particules (DJEHAM *et al.*, 1993) d'où leur rôle primordial dans la digestion. Les mâchoires sont animées, lors de la mastication d'un double mouvement de propulsion dans le sens antéropostérieur et des mouvements de réduction dans le sens latéral (LONGO et MOUATS, 2008).

Selon HOPPE *et al.* (1975), le dromadaire secrète des quantités plus importantes de salive que les bovins et les ovins. Chez le dromadaire, les glandes salivaires diffèrent de celles des bovins : on trouve ainsi les glandes parotides, mandibulaires, sublinguales, buccales, de nombreuses petites glandes dans la muqueuse et dans la sous-muqueuse des joues et des palais mous. Il semble que le flux des glandes parotides est continu bien que corrélé à la rumination ; alors que le flux salivaire n'est produit que pendant la prise de nourriture et pendant la rumination. Le flux parotidien est estimé à 30 litres par jour chez le dromadaire hydraté, et seulement à 6 litres par jour quand il est déshydraté ce qui entraîne une perte d'appétit (ENGELHARDT et HÖLLER, 1982). La salive a la particularité de contenir de l'amylase, du bicarbonate, du phosphate de potassium et son pH est alcaline.

II.4.2. Œsophage

Du fait de la longueur du cou, le tube œsophagien est long et présente des glandes sécrétoires en grande quantité, ce qui conduit à humecter en permanence la ration alimentaire souvent sèche de l'animal, facilitant ainsi le transit dans les voies supérieures du tube digestif (FAYE, 1997).

II.4.3. Les pré-estomacs

Chez les Camélidés, l'anatomie des réservoirs gastriques diffère non seulement de ceux des autres Mammifères, mais aussi de ceux des autres ruminants par l'absence de feuillet, plus ou moins confondu avec la caillette, la présence de cellules aquifères, un volume du réservoir aussi

grand chez le chamelon que chez l'adulte (AÇOINE, 1985). Ces réservoirs gastriques ont communément reçu l'appellation de compartiments C1 (rumen), C2 (réticulum : réseau), C3 (Omasum : feuillet), et C4 (Abomasum : caillette) (figure 8). C3 et C4 ne sont pas nettement séparés comme chez les ruminants (JOUANY, 2000).

II.4.3.1. Rumen (C1)

Le compartiment C1 est un vaste réservoir réniforme, incurvé sur lui-même (JOUANY, 2000). Ce compartiment est subdivisé en 2 portions inégaux au niveau de la face ventrale par un pilier transversal de muscle, une craniale petite et l'autre caudale nettement plus volumineuse (YAGIL, 1985). A l'extérieur, on note l'existence de 2 lobes appelés "sacs glandulaires " ou "sacs aquifères" se distinguant en un lobe antérieur ou gauche et un lobe postérieur ou droit (JOUANY et KAYOULI, 1988), ou en compte une cinquantaine dans chaque lobe pouvant contenir chacune 200 à 300 cm³ d'eau (SHAHRASBI et RADMER, 1975).

II.4.3.2. Réticulum (C2)

Le réticulum fait suite au rumen, Il est relativement et partiellement séparé du premier compartiment, car il n'y a pas de sphincter. Il présente une forme de poire, il ne présente pas une structure alvéolaire de la muqueuse interne, une extrémité gauche est délimitée par le sillon rumino-réticulaire; l'extrémité droite, plus étroite, se constitue par le feuillet au niveau d'un très large sillon réticulo-omasique.

La cavité est, sauf au niveau de la petite courbure, entièrement bordée par de nombreux sacs aquifères analogues à ceux du rumen mais plus petits (BARONE, 1966). Il sont remplis de matériel végétal très fin qui s'évacue difficilement (CORDIER, 1994 ; HIFNY *et al.*, 1985). Il communique avec le compartiment 3 par un orifice beaucoup plus petit que celui observé chez les ruminants (JOUANY et KAOULL, 1988).

II.4.3.3. Omasum (C3)

Le C3 a été à l'origine de nombreuses controverses entre les physiologistes. C'est un organe tabulaire placé directement après le réseau et qui s'étend jusqu'au pylore (JOUANY et KAYOULI, 1988). Il est long, cylindrique et ne peut pas être distingué de l'abomasum de l'extérieur. A l'intérieur, la séparation est marquée par la cessation des plis de l'omiasum qui contient les glandes tabulaires sécrétrices (WILSON, 1984).

JOUANY et KAYOULI (1988) rapportent que l'omasum est composé de 3 parties, la partie initiale qui est fortement dilatée, suivie d'un rétrécissement long, lequel se termine par une zone dilate située près du pylore où est sécrété l'HCl. Les 2 premières parties qui occupent les 2

tiers du 3eme compartiment sont tapissées d'une muqueuse glandulaire et présentent des plis longitudinaux (DOUGBAG *et al.*, 1980) et peut être assimilée à la muqueuse de la région fundique de la caillette (HIFNY *et al.*, 1985).

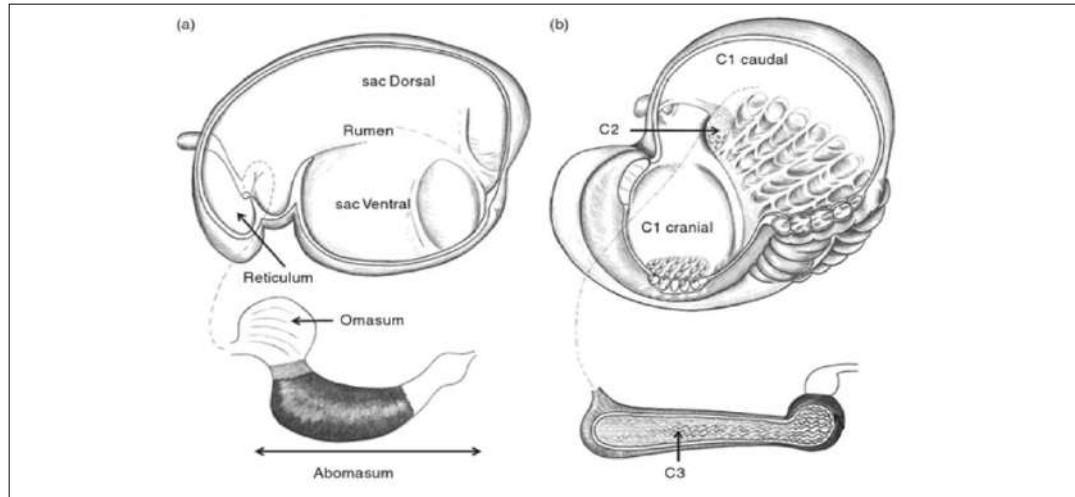


Figure 8. Anatomie de l'estomac d'un ruminant (a) et d'un camélidé (b) (LECHNER-DOLL *et al.*, 1991).

II.4.3.4. Abomasum : caillette (C4)

Il est la dilation terminale de l'Omasum. Cette partie est plus petite par rapport aux autres ruminants (SHAHRASBI et RADMER, 1975 ; WILSON, 1984 ; YAGIL, 1985 ; JOUANY, 2000). Elle est tapissée d'une muqueuse beaucoup plus épaisse que les 2 premières parties et forme de gros plis moins nombreux que dans la partie proximale (JOUANY et KAYOULI, 1988).

La muqueuse de l'abomasum renferme des glandes à mucus qui sont différentes de celles des parties antérieures ainsi que de véritables glandes à pepsine (JOUANY et KAYOULI, 1988). Le pH diminue de 6.5 au niveau de l'ornasum jusqu' au-dessous de 4 dans l'estomac postérieur (YAGIL, 1985).

II.4.4. Intestins du dromadaire

Les intestins du dromadaire ne présentent pas de différences marquées par rapport à ceux des bovins (OUHSINE, 1989). Le jéjuno-iléon est en contact de la paroi abdominale droite et recouvert en partie par le grand omentum. La muqueuse de l'intestin grêle est tapissée de plus de 700 petites plaques de Peyer (PRAT, 1993).

II.5. Particularités de la physiologie digestive

II.5.1. Motricité des pré-estomacs

La motricité des pré-estomacs assure le mélange des phases liquide et solide des digestas et favorise la vidange des réservoirs digestifs. Les cycles d'activité motrice ont été décrits par (MALBERT *et al.* 1995) pour le ruminant.

Chez les camélidés, on note la présence de deux séquences basiques de contraction appelées A et B (HELLER *et al.*, 1986 ; ENGELHARDT *et al.*, 1992). Les séquences A commencent par une contraction de C2 suivie d'une contraction de la partie caudale de C1 environ 4 secondes après. Les séquences B débutent par une contraction de la partie caudale de C1 suivie de la contraction de C2 puis de celle de la partie caudale de C1. Les séquences B durent environ 9 secondes. Les digestas sont évacués à travers le canal situé entre C2 et C3 pendant la contraction de C2. Le canal se relâche pendant une période très courte qui précède chaque contraction de C3. L'éructation des gaz se produit lors de la contraction de la partie caudale de C1 au cours de la séquence B. On note alors une courte contraction de la partie dorsale de C1 immédiatement après celle de la partie caudale. L'ingestion et la rumination sont des phases pendant lesquelles les activités motrices sont fréquentes (100 contractions des types A et B par heure). La motricité peut s'arrêter pendant environ 20 minutes aux moments de repos des animaux. La pression exercée à l'intérieur des préestomacs de camélidés à la suite des différentes contractions est particulièrement forte. Elle conduit à des brassages des digesta qui dépassent en puissance ceux observés chez les ruminants (JOUANY, 2000).

II.5.2. Taille et densité des particules alimentaires dans les pré-estomacs

Les études conduites chez les ruminants et les camélidés montrent que la taille et la densité des particules alimentaires varient selon leur localisation géographique dans le réticulo-rumen (EVANS *et al.*, 1973, LECHNER-DOLL, 1991). Les particules situées dans le sac dorsal du rumen ont une densité faible et sont plutôt de grande taille (supérieures à 1 cm). Celles présentes dans le sac ventral ont une densité élevée et sont de petite taille.

Le temps de séjour moyen des particules dans le réticulo-rumen est déterminé par les critères « taille » et « densité ». La réduction de la taille des particules est due à la fois à la mastication ingestive et mérycique et à la dégradation microbienne. La densité des particules évolue au cours de leur séjour dans le rumen. Les fourrages ingérés par les ruminants ont une densité de l'ordre de 0,8 g/ml. Elle augmente jusqu'à la valeur 1,1 en une heure et peut atteindre la valeur 1,3 en 76 à 100 heures (NOCEK et KOHN, 1987). La densité des particules dépend de nombreux facteurs : la structure des fourrages, les espaces internes remplis de gaz au moment de

l'ingestion, les microorganismes adhérents, la taille et la forme des particules, le transfert de liquide vers les parties internes, les microbulles gazeuses produites à l'interface microbe-particule. Les particules les plus grosses et les plus légères sont sélectivement retenues plus longtemps dans le rumen. Elles doivent atteindre une densité égale à 1,2 g/ml et la taille du millimètre pour quitter le réticulo-rumen (JOUANY, 2000).

La vidange de C1 chez les camélidés obéit probablement aux mêmes lois, mais nous ne disposons pas de données bibliographiques permettant de les valider. Des différences peuvent toutefois exister entre espèces animales puisque LECHNER-DOLL *et al.* (1991) ont montré que la taille critique de sortie des particules du rumen est de 3 mm chez les lamas, tandis qu'elle n'est que de 1 à 2 mm chez les moutons et les bovins.

II.5.3. Temps de séjour des particules solides et de la phase liquide des digesta

Le temps de séjour moyen des particules solides est plus long chez les camélidés que chez les ruminants (LECHNER-DOLL *et al.*, 1991; KAYOULI *et al.*, 1993). Il est de 46 heures chez le dromadaire (RICHARD, 1985), 44 heures chez le lama et de 27 heures chez le mouton (JOUANY, 2000 ; LONGO et MOUATS, 2008). De tels écarts peuvent être dus à la faible activité de rumination des camélidés durant la journée; celle-ci n'étant pas compensée par l'activité nocturne. LEMOSQUET *et al.* (1996) rapportent que les camélidés ruminent 1 heure de moins par jour, ce qui entraîne une augmentation du temps de séjour des particules dans C1 cela explique la plus grande teneur en matière sèche du contenu des pré-estomacs de camélidés par rapport aux ruminants (LONGO et MOUATS, 2008). Quant à la phase liquide, elle séjourne 11 et 13 heures respectivement dans les préestomacs de lama et de mouton (LEMOSQUET *et al.*, 1996).

II.5.4. Les conditions physico-chimiques et les fermentations dans les pré-estomacs

Selon JOUANY (2000), les conditions physico-chimiques sont plus stables dans les compartiments de fermentation du tube digestif de camélidés par rapport aux ruminants. La température moyenne des *digesta* dans le compartiment 1 des lamas est inférieure de 2°C à celle des *digesta* dans le rumen. Cela s'explique par une élimination plus importante des calories *via* la phase liquide des pré-estomacs dont le débit est plus important chez les camélidés, ou par une faible production de chaleur par les populations microbiennes ; ce qui signifierait que le rendement énergétique des fermentations en ATP serait supérieur chez les camélidés. Cela pourrait conduire à une capacité de synthèse de protéines microbiennes supérieure chez ces animaux.

Le pH doit être compris entre 6 et 7 pour assurer une bonne prolifération des microorganismes (Figure 9). Le pH ruminal est la résultante de différents éléments : production d'acides, leur absorption, leur sortie avec les digesta, et effet de tampons contenus dans la salive et dans la ration.

Le pH des *digesta* des pré-estomacs des camélidés évolue lentement après le repas, même quand les régimes sont supplémentés en glucides rapidement fermentescibles (orge). Le pH ne descend jamais au-dessous de 6,5, ce qui permet d'éviter les troubles digestifs observés chez les ruminants alimentés avec des régimes riches en énergie digestible (JOUANY, 2000).

La concentration en N-NH₃ est plus stable et plus faible dans le C1 du dromadaire que dans le rumen de mouton (FARID *et al.*, 1984 ; KAYOULI *et al.*, 1993; ROUISSI, 1994). Selon JOUANY (2000), ce résultat peut s'expliquer par une absorption plus forte au niveau de la muqueuse et par une élimination plus importante de NH₃ via le flux liquide hors de C1 et son utilisation par les bactéries pour assurer leur croissance.

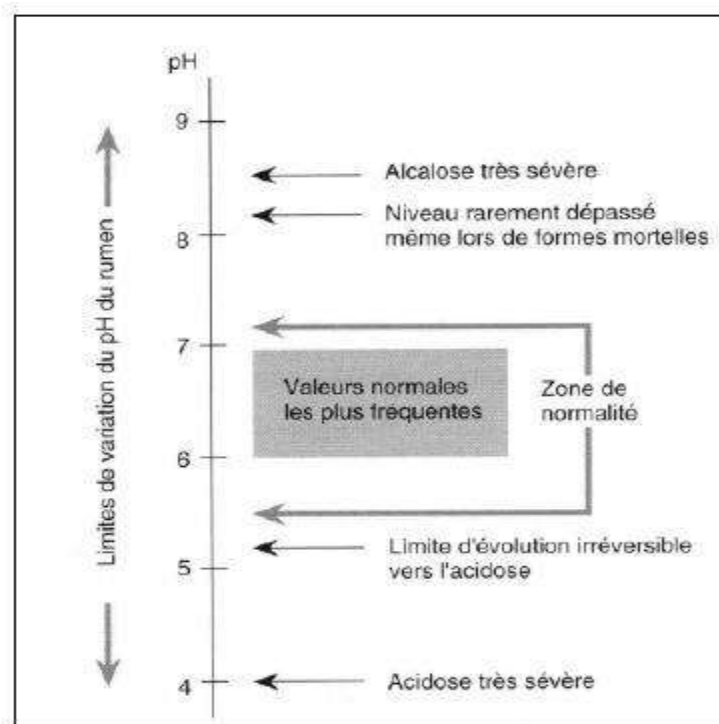


Figure 9. Zones de pH dans le rumen (REMOND *et al.*, 1995).

II.6. Digestion des fourrages chez les ruminants

II.6.1. Les différents microorganismes du rumen

Les ruminants sont les meilleurs transformateurs de la biomasse végétale parmi les animaux domestiques. Ils utilisent très efficacement les glucides des parois végétales, grâce à la présence d'un écosystème microbien ruminal performant. Le rumen constitue un écosystème anaérobie strict qui fonctionne sur le mode d'un fermenteur continu. Ses conditions de milieu favorisent le développement d'une microflore et d'une microfaune extrêmement importantes et diversifiées.

Quatre types de microorganismes coexistent chez tous les ruminants domestiques ou sauvages : les bactéries, les archaébactéries, les protozoaires et les champignons, l'ensemble de ces microorganismes étant anaérobies strictes.

II.6.1.1. Bactéries

Les bactéries du rumen représentent la moitié de la biomasse microbienne. Elles constituent l'ensemble le plus diversifié, leurs concentrations varient de 10^{10} à 10^{11} cellules/ml (FONTY *et al.*, 1995).

HUNGATE (1966) a proposé une classification fonctionnelle : bactéries cellulolytiques, amylolytiques, hémicellulolytiques, saccharolytiques, protéolytiques, méthanogènes, lipolytiques, etc... que d'autres auteurs continuent à utiliser (DEHORITY, 2003). Les bactéries peuvent également être classifiées selon leur environnement : bactéries libres présentes dans la phase liquide, associées à des particules alimentaires solides, attachées à la surface des protozoaires ou encore associées à l'épithélium ruminal (CZERKAWSKI et CHENG, 1988 ; MCALLISTER *et al.*, 1994). Les bactéries du rumen ont été étudiées par des méthodes de cultures bactériennes, lourdes à mettre en oeuvre, qui ont permis l'isolement et l'identification d'un nombre important de souches bactériennes (plus de 350 espèces jusque-là recensées). L'introduction de nouvelles techniques offre des perspectives d'études intéressantes. L'analyse des séquences des ARN ribosomiaux (ARNr) 16S permet d'améliorer la description de la diversité génétique et des relations phylogénétiques (CASE *et al.*, 2007). Le développement de la métagénomique, qui consiste à séquencer l'ensemble des génomes microbiens d'un échantillon, offre des perspectives pour, par exemple, identifier de nouveaux gènes codant pour des enzymes ou avoir accès à des bactéries qu'on était jusqu'alors incapable de mettre en culture (SINGH *et al.*, 2008).

Les bactéries associées aux particules alimentaires sont numériquement supérieures aux autres catégories (MINATO *et al.*, 1993). Elles représentent jusqu'à 75 % de la population

microbienne totale (KOIKE *et al.*, 2003). Ces bactéries sont responsables de la majorité de l'activité enzymatique dans le rumen (MINATO *et al.*, 1993).

Il y a très peu de différences dans la population microbienne anaérobie des pré-estomacs de camélidés et de ruminants. Selon GHOSAL *et al.* (1981), les espèces dominantes de bactéries sont les mêmes et leurs nombres diffèrent peu (7 à $26 \cdot 10^{11}$ bactéries par ml de jus de rumen). Une étude réalisée par CHEHMA (2008) montre que le niveau de la population bactérienne totale aéro-anaérobie facultative varie de $5,6 \cdot 10^4$ à $1,1 \cdot 10^7$ germes/ml de rumen avec une moyenne de $2,2 \cdot 10^6$ germes/ml de jus de rumen. Une étude réalisée par MORVAN *et al.* (1996) montre que les lamas hébergent une population plus abondante de bactéries acétogènes que les ruminants. Il n'y aurait pas de différence significative dans les dénombrements de bactéries méthanogènes, de bactéries sulfato-réductrices et de bactéries cellulolytiques. La concentration des bactéries viables totales serait inférieure chez les camélidés adultes (10^4 par ml).

II.6.1.2. Protozoaires

Les protozoaires présents dans le rumen font partie principalement de l'embranchement des ciliés et sont représentés majoritairement par deux groupes : les holotriches et les entodiniomorphes. Ils représentent 40 % de la biomasse microbienne et leur concentration est évaluée à 10^6 cellules vivantes / mL de contenu ruminal. Leur taille varie de 20 à 150 μm selon les espèces (FONTY *et al.*, 1995). Les observations faites par JOUANY et KAYOULI (1988) indiquent que les concentrations de protozoaires sont plus faibles chez les dromadaires et les lamas que chez les ruminants.

Les protozoaires participent à la digestion des constituants de la ration. Certains protozoaires peuvent digérer les parois et les chloroplastes, ingérer des grains d'amidon, des glucides solubles et des bactéries (JOUANY et THIVEND, 1972).

Le type et la composition de la ration alimentaire conditionnent fortement les populations de protozoaires (JOUANY et USHIDA, 1998). Ainsi, leurs populations sont modulées par la proportion en aliments concentrés de la ration. La population des entodiniomorphes ($1,2 \cdot 10^6$ protozoaires/ ml) augmente quand le pourcentage d'amidon de la ration augmente jusqu'à 60% (OFFNER, 2003). En ce qui concerne la population des holotriches, elle augmente ($7 \cdot 10^4$ protozoaires / ml) quand le pourcentage de sucres solubles de la ration augmente jusqu'à 40% (JOUANY et USHIDA, 1998).

II.6.1.3. Champignons

Les champignons trouvés dans le rumen sont anaérobies stricts, ce qui est assez rare pour le groupe des champignons. Ils ne possèdent pas de mitochondries, ni de cytochromes.

On décrit trois genres : un pluri-flagellé, *Neocallimastix*, deux uniflagellés, *Piromonas* et *Caecomyces*. Leur concentration est estimée à 10^3 zoospores / mL de contenu (JOUANY, 1994), soit de l'ordre de 8 % de la biomasse microbienne du rumen (ORPIN et JOBLIN, 1988). Ils sécrètent des enzymes impliquées dans la digestion des glucides et protéines.

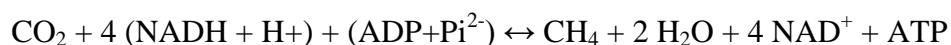
II.6.2. Biotransformation des constituants de la ration dans le rumen

II.6.2.1. Dégradation des glucides

La dégradation des glucides dans le rumen s'effectue en deux phases : l'hydrolyse, puis la fermentation (Figure 10). La phase d'hydrolyse consiste en la dégradation des polymères glucidiques en oses à 5 ou 6 atomes de carbone. Cette hydrolyse est réalisée par les enzymes produites par les microorganismes. Les oses ainsi produits sont ensuite fermentés par les microorganismes par le processus de glycolyse en molécules à 3 atomes de carbone (acide pyruvique). A partir de l'acide pyruvique, plusieurs voies métaboliques sont alors possibles aboutissant à la formation des AGV et du lactate (RUSSELL et WALLACE, 1988).

Les AGV produits sont principalement les acides acétique (C2), propionique (C3), butyrique (C4), valérique (C5) et caproïque (C6). Les principales équations de ces différentes voies sont résumées dans le Tableau 5. Ces voies fonctionnent simultanément et dans des proportions variables, en fonction du type de régime. Les AGV peuvent être également produits à partir de la dégradation des acides aminés. Lorsqu'ils sont ramifiés, ils engendrent des AGV du même type. Ainsi les acides isobutyrique (C4) et isovalérique (C5) sont formés respectivement à partir de la dégradation de la valine et de la leucine (ALLISON, 1969).

Les différentes voies de dégradation des glucides sont associées à la production et / ou l'utilisation d'hydrogène moléculaire, d'énergie sous forme d'ATP et la production de CO₂ (Tableau 5). L'hydrogène est utilisé dans différentes voies métaboliques résumées dans la Figure 11. La baisse de concentration en hydrogène liée à cette utilisation est essentielle pour le bon déroulement des oxydations des substrats, stimulant ainsi leur dégradation et favorisant la croissance et l'activité de nombreux microorganismes (DEMEYER et FIEVEZ, 2000). Selon CZERKAWZKI (1986), *in vitro*, 48 % de l'hydrogène moléculaire serait impliqué dans l'élaboration du CH₄, 33 % dans la synthèse des AGV impairs, 12 % dans les synthèses microbiennes et 2 % dans la saturation des acides gras. Le CH₄ peut être synthétisé par les bactéries méthanogènes selon la réaction suivante (OFFNER et SAUVANT, 2006) :



Lors de la formation d'acétate et de butyrate, des surplus d'hydrogène moléculaire sont produits alors que la production de propionate est consommatrice d'hydrogène.

Tableau 5. Principales équations stoechiométriques simplifiées des fermentations dans le rumen.

D'après OFFNER et SAUVANT (2006)

<p>Pyruvate (glycolyse) : $\text{Glucose} + 2(\text{ADP} + \text{Pi}^{2-}) + 2\text{NAD}^+ \leftrightarrow 2 \text{Pyruvate} + 2\text{ATP} + 2(\text{NADH} + \text{H}^+) + 2\text{H}_2\text{O}$</p>
<p>Propionate : $\text{Pyruvate} + \text{NADH} + \text{H}^+ \leftrightarrow \text{Lactate} + \text{NAD}^+$ $\text{Lactate} + \text{NADH} + \text{H}^+ \leftrightarrow \text{Propionate} + \text{H}_2\text{O} + \text{NAD}^+$ (Voie du lactate) $\text{Pyruvate} + 2\text{NADH} + 3 \text{H}^+ + \text{ADP} + \text{Pi}^{2-} \leftrightarrow \text{Propionate} + 2\text{H}_2\text{O} + 2\text{NAD}^+ + \text{ATP}$</p>
<p>Acétate : $\text{Pyruvate} + (\text{ADP} + \text{Pi}^{2-}) + \text{NAD}^+ \leftrightarrow \text{Acétate} + \text{CO}_2 + \text{ATP} + \text{NADH}$</p>
<p>Butyrate : $2 \text{Pyruvates} + (\text{ADP} + \text{Pi}^{2-}) + 2 \text{H}^+ \leftrightarrow \text{Butyrate} + 2 \text{CO}_2 + \text{ATP} + \text{H}_2\text{O}$</p>
<p>Valérate : $2 \text{Pyruvates} + 3\text{NADH} + 4 \text{H}^+ \leftrightarrow \text{Valérate} + \text{CO}_2 + 2 \text{H}_2\text{O} + 3 \text{NAD}^+$</p>

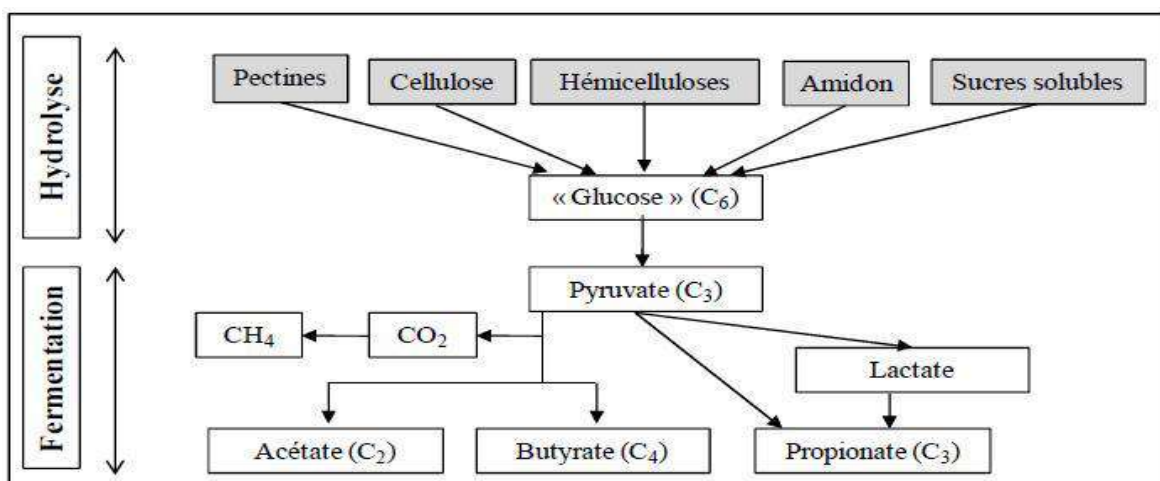


Figure 10. Résumé des principales voies des fermentations ruminales des polymères glucidiques (SERMENT, 2012).

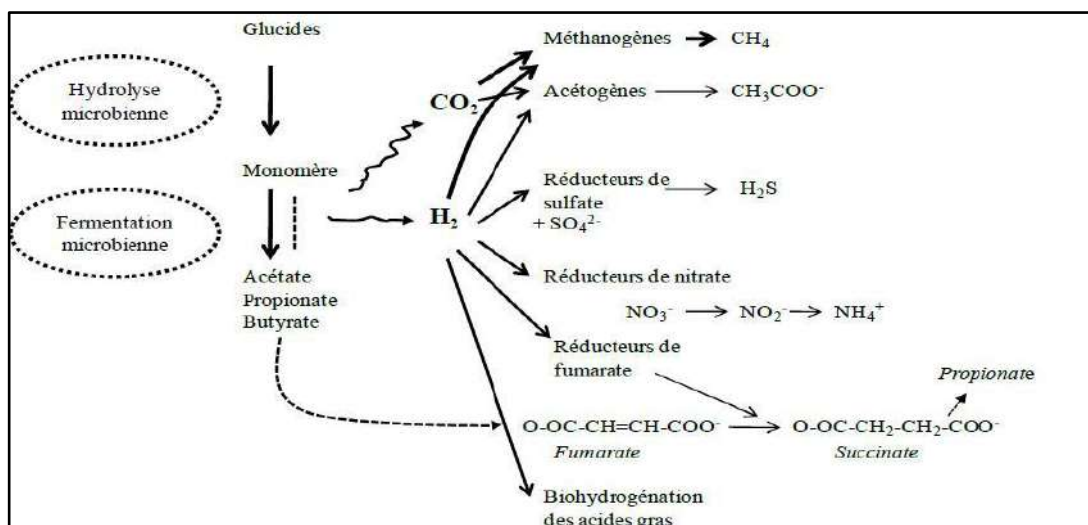


Figure 11. Schéma des fermentations des glucides dans le rumen et des voies d'utilisation de l'hydrogène (MORGAVI *et al.*, 2010).

II.6.2.2. Dégradation des protéines alimentaires

Les microorganismes du rumen hydrolysent, grâce aux enzymes (protéases, peptidases) qu'ils libèrent dans le milieu, les protéines en peptides puis en acides aminés. Les acides aminés sont ensuite désaminés pour former du NH₃ et des chaînes carbonées qui seront fermentées en AGV (WALLACE et COTTA, 1988). L'activité protéolytique dans le rumen dépend essentiellement de la densité de la population microbienne. La vitesse d'hydrolyse des protéines alimentaires est fonction de leurs caractéristiques physico-chimiques, comme leur solubilité ou leurs structures primaire, secondaire et tertiaire (JOUANY *et al.*, 1995). Les traitements technologiques que les matières premières peuvent subir, le tannage (ZELTER *et al.*, 1970) ou des traitements thermiques (COLONNA *et al.*, 1995), peuvent également modifier les vitesses d'hydrolyse des protéines.

II.6.2.3. Dégradation des lipides

La digestion des lipides chez les ruminants a fait l'objet de nombreuses revues (SAUVANT et BAS, 2001 ; JENKINS *et al.*, 2008).

Les lipides de la ration sont principalement composés de galactolipides, phospholipides (pour les fourrages) et de triglycérides (pour les aliments concentrés). Ces lipides subissent tout d'abord une lipolyse libérant les AG des triglycérides. *Anaerovibrio lipolytica* est la principale bactérie impliquée dans cette lipolyse (LOURENÇO *et al.*, 2010).

Les AG libres insaturés peuvent alors subir des réactions d'isomérisation et de biohydrogénation. Les isomérases transforment les liaisons *cis* en liaison *trans*. Les réductases saturent quant à elles les doubles liaisons.

DEUXIEME PARTIE

PARTIE PRATIQUE

CHAPITRE I

MATERIELS ET METHODES

CHAPITRE I. Matériels et méthodes

I.1. Description de la région d'étude

La wilaya d'El Oued, étalée sur une superficie de 44 600 km², est située dans le Sud-est de l'Algérie. Elle est localisée à 6° 53'E et 32° 20' N avec une altitude de 67 m. Elle se compose de trois grands ensembles non homogènes. La zone des sables, faisant partie du grand erg oriental, couvre le territoire Soufi et les régions Sud et Est de l'Oued Righ, la zone des plateaux s'étend du Sud à l'Ouest et les chotts qui se trouvent au Nord de la wilaya dans une orientation Sud.

Cette wilaya, en milieu aride, est caractérisée par un climat saharien. Elle enregistre en moyenne une température oscillant entre 1°C en hiver et 45°C en été, avec une pluviométrie faible ne dépassant pas une moyenne de 80 à 100 mm par année, étalée d'octobre à février.

I.2. Collecte des échantillons

L'échantillonnage est effectué dans une zone salée de parcours nommée Benguecha dans la daïra de Taleb El-arbi, située à 80 km au Nord-Est de la ville d'El oued Chef-Lieu de la Wilaya et sur un périmètre de 10 km² (photo 1). Le choix de cette région a été imposé d'une part par la présence de la majorité des troupeaux de la wilaya caractérisée par des riches parcours et d'autre part par l'étendue de la superficie des zones salées dans cette région.

I.2.1. Echantillons testés

La collecte des échantillons qui constituent la strate herbacée de ces parcours camelins a été faite pendant la saison hivernale de l'année 2012. La sélection des halophytes retenues des plantes collectées s'est basée sur les données bibliographiques publiées sur les préférences alimentaires du dromadaire (BOUALLALA *et al.*, 2011; LONGO *et al.*, 2007; CHEHMA, 2006).

L'identification botanique des espèces collectées (famille, nom scientifique et description botanique) a été faite à l'aide des travaux de QUEZEL et SANTA (1962-1963), OZENDA (1991) et Nègre (1961). Après l'identification, 04 plantes halophytes (*Atriplex halimus*, *Sueda mollis*, *Tamarix aphylla*, *Zygophyllum album*) ont été retenues pour les études *in vitro* (photo 2). L'étude est menée comparativement à un substrat témoin, le foin de vesce avoine, considéré comme plante de référence dans la littérature. C'est un aliment



Photo 1. Site d'échantillonnage (Benguecha, Commune de Taleb El-Larbi El Oued).

grossier résultant de l'association de deux plantes apparentant à deux familles différentes *Vicia sativa* (légumineuse) et *Avena sativa* (graminée).

Les caractéristiques phénotypiques, les classifications botaniques des différents substrats sont consignées dans le tableau 6.

Selon la méthodologie du “*hand plucking method*”, seules ont été collectées les parties de plante (rameaux tendres, feuilles, fleurs, fruits) réellement broutées par le dromadaire.

Les pâturages des zones arides peuvent être subdivisés en deux groupes: les pâturages permanents et les pâturages éphémères. Le premier groupe est constitué de plantes vivaces, charnues, très résistantes à la sécheresse et aux feuilles réduites à l'état d'épines, le second est constitué de toutes les petites plantes qui germent après les premières pluies (OZENDA, 1991 ; CHEHMA, 2005).

Suite à la pauvreté biologique du milieu saharien d'une part, et d'autre part le nombre limité des plantes halophytes présentes dans la région, nos plantes d'étude sont des plantes vivaces.

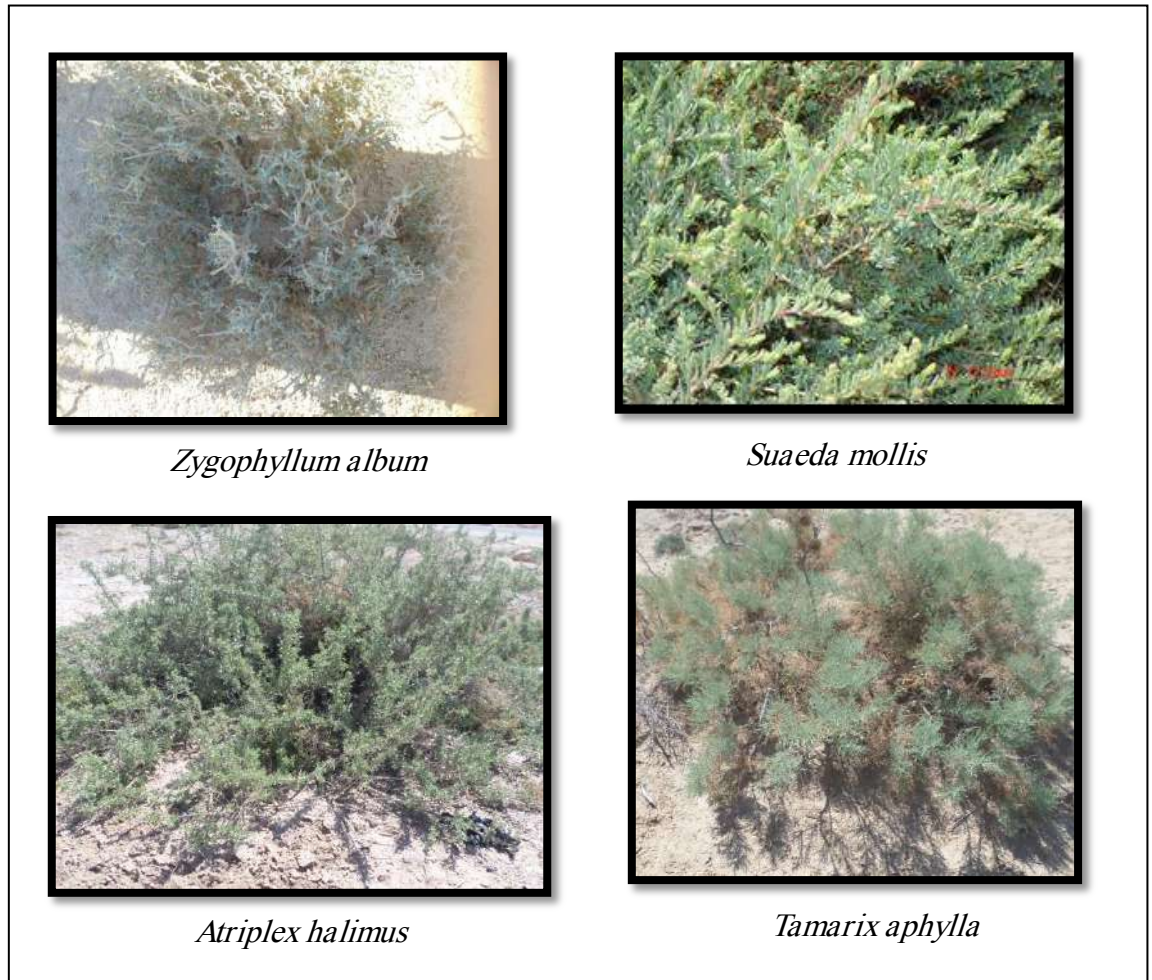


Photo 2. Plantes halophytes collectées dans la région de Benguecha (commune de Taleb El-Arbi, El-Oued).

Tableau 6. Caractéristiques botaniques et phénotypiques de plantes fourragères collectées dans la région de Benguecha (commune de Taleb El-arbi, El-Oued).

Famille	Substrats	Nom vernaculaire	Description botanique
Amaranthacées	<i>Atriplex halimus</i> L.	El-Gtef	Arbuste aux rameaux ligneux, très rameux, feuilles alternes à très courte pétiole, ovales. La couleur générale du feuillage est glauque-argenté du fait de la présence de poils écailleux. Fleurs très petites cachées entre les bractées, en long glomérule. Les graines sont petites et rougeâtres.
Amaranthacées	<i>Suaeda mollis</i> (Desf.) Delile	Souid	Halophyte très rameuses à feuilles charnues portant à leur extrémités de petites fleurs vertes. Se trouve aux bords des chotts, dans les terrains assez salés.
Tamaricacées	<i>Tamarix aphylla</i> (L.) Karst.	Tarfa	Arbre puissant à tronc robuste souvent ramifié dès la base. Feuilles formant une gaine complète autour des rameaux donnant à ceux-ci un aspect articulé dépourvu de feuille. Chatons grêles au sommet de jeunes tiges. Etamines 5 insérées entre les cornes du disque.
Zygophyllacées	<i>Zygophyllum album</i> L.	Agga	Plante vivace, en petit buisson très dense, pouvant dépasser les 50 cm de haut et 1 m de large, de couleur vert blanchâtre. Se rencontre, en pieds isolés dans les zones sableuses

			un peu salées, et en colonies sur de grandes surfaces, sur sols salés et sebkha.
--	--	--	--

I.2.2. Préparation des échantillons

Les parties aériennes (tiges, feuilles et fleurs) des plantes étudiées sont séchées à 60°C pendant 48 heures. Les échantillons sont ensuite broyés dans un broyeur de laboratoire à travers un tamis de 1mm pour les analyses chimiques et les essais *in vitro*. Il est à noter que les fourrages utilisés pour le dosage des tanins sont séchés à l'air libre.

I.3. Caractérisation chimique des plantes halophytes

Les analyses chimiques ont été réalisées au niveau de laboratoire des plantes extrêmophiles, Centre de Biotechnologie de Borj Cédria-Tunisie, selon les normes décrites par l'AOAC (14, method ID 942.05). Toutes les analyses sont effectuées en triple.

I.3.1. Analyse fourragère

I.3.1.1. Détermination de la teneur en matière sèche

L'intérêt de cette analyse est de déterminer la teneur (en %) de l'eau contenue dans l'échantillon. Elle est déterminée par dessiccation à 105 °C dans une étuve ventilée jusqu'à poids constant. Un gramme de substrat est introduit dans un creuset préalablement taré. Ce dernier est placé dans une étuve à 105 °C pendant 48 heures. La différence de poids correspond à la perte d'humidité et le résidu caractérise la teneur en matière sèche de l'échantillon.

I.3.1.2. Détermination de la matière organique

1g d'échantillon, préalablement séché, est placé dans un creuset en porcelaine taré, puis incinéré dans un four à moufle à 550°C pendant 6 heures. La perte de poids observée au cours de la calcination correspond à la matière organique et le résidu aux cendres de l'échantillon.

I.3.1.3. Détermination de la matière azotée totale

L'azote total (N) contenu dans les fourrages et celui lié à la fraction pariétale est dosé par la méthode de Kjeldahl (ISO, 1997). Cette méthode comporte deux étapes : la minéralisation et la distillation.

L'azote organique de l'échantillon sec et broyé (prise d'essai 1g) est transformé en azote minéral (sulfate d'ammonium), en présence d'acide sulfurique concentré à chaud (20 ml H₂SO₄ à 420°C pendant 4 heures) et d'un catalyseur (sélénium). Après transformation du sulfate d'ammonium en ammoniac par une base forte (NaOH, 10N), l'ammoniac est entraîné par la vapeur d'eau et repris dans une solution d'acide borique contenant un indicateur coloré. Il est alors titré par une solution d'HCl (0,1N). Les étapes de distillation et de titration sont réalisées sur un autoanalyseur.

La teneur en azote de la matière sèche est obtenue par l'équation suivante :

$$N = \frac{\text{vol}(HCl)(ml) * 14 * [HCl]}{\text{prised'essai} * MS(\%)}$$

La teneur en matières azotées totales (MAT) est obtenue en multipliant la teneur en azote par 6,25.

I.3.1.4. Détermination des composés de la paroi végétale

La détermination des composés de la paroi végétale est réalisée selon le procédé décrit par VAN SOEST *et al.* (1991).

I.3.1.4.1. Estimation de la fraction NDF (Neural detergent fibre)

La fraction NDF correspond à la teneur en parois totales des fourrages (cellulose, hémicelluloses et lignine) et des cendres. Cette méthode au détergent neutre repose sur la solubilisation à pH neutre des protéines par le lauryl sulfate de sodium et des substances pectiques par l'EDTA. L'appareil utilisé est un appareil de digestion automatique du type fiber analysis (marque ANKOM TECHNOLOGY CORPORATION, USA). Le traitement avec la solution NDF permet de solubiliser les polymères de glucose non cellulosique.

Dans des sacs Daisy, libellées, sont introduits 500 mg du substrat préalablement séché. Les sacs sont scellés par une thermoscelleuse (heatsealer). L'appareil est rempli de 02 litres de la solution NDS (l'annexe 1). Les sacs sont introduits dans l'appareil et portés à ébullition pendant une heure. L'appareil est vidangé de la solution NDS. Les sacs sont alors rincés 03 fois avec de l'eau distillée à 80°C environ pendant 10 minutes. Les sacs sont ensuite lavés à l'acétone et mis pour séchage jusqu'à poids constant dans une étuve réglée à 105°C puis pesés.

I.3.1.4.2. Estimation de la fraction ADF (Acid Detergent Fibre)

La fraction ADF correspond à la teneur en parois totales des fourrages (cellulose et lignine). La solution ADS permet d'hydrolyser à chaud les constituants cytoplasmiques, les hémicelluloses et les protéines.

Les mêmes sacs Daisy sont utilisés, l'appareil est rempli de 02 litres de la solution ADS (l'annexe 2), une solution détergente à base de bromure de céthyléthylammonium (CTAB) et d'acide sulfurique (1N). Ensuite, les sacs sont introduits dans l'appareil et portés à ébullition pendant 01 heure. L'appareil est alors vidangé et les sacs rincés 03 fois avec de l'eau distillée chaude pendant 10 minutes. Les sacs sont ensuite lavés à l'acétone et mis pour séchage dans une étuve réglée à 105°C pendant 24h puis pesés.

I.3.1.4.3. Estimation de la fraction ADL (Acid Detergent Lignin)

Cette méthode comporte un traitement à l'acide sulfurique concentré. Le résidu correspond, en plus des cendres, à la lignine brute. Les sacs récupérés, après analyse ADF, sont traités par l'acide sulfurique concentré à 72% pendant 03 heures. La solution d'acide est renouvelée toutes les 30 minutes. Les sacs sont rincés 03 fois avec de l'eau distillée chaude pendant 10 minutes. Ils sont ensuite lavés à l'acétone et mis pour séchage jusqu'à poids constant dans une étuve réglée à 105°C. Après incinération, le résidu finalement obtenu représente la lignine nette. Les teneurs en hémicelluloses et en cellulose sont calculées respectivement par les différences (NDF – ADF) et (ADF – ADL).

I.3.2. Analyses phytochimiques des composés secondaires

I.3.2.1. Procédé d'extraction

Le but est de quantifier les phénols totaux présents dans le fourrage qui diffusent dans la phase liquide. Pour le processus d'extraction, le solvant utilisé est une solution aqueuse d'acétone (70%).

L'extraction est réalisée selon le procédé décrit par MAKKAR (2000). Le matériel sec (200 mg) est traité par 10 ml d'une solution aqueuse d'acétone (70%). Le mélange est soumis à un traitement aux ultrasons pendant 20 min à température ambiante. Le contenu est ensuite transféré dans des tubes puis centrifugé durant 10 min à 3000 g et à 4°C. Le surnageant est collecté et maintenu dans de la glace, tandis que le culot est remis en suspension dans 10 ml d'acétone (70%) et le même traitement est réalisé comme précédemment (extraction aux ultrasons pendant 20 min et à température ambiante). Une centrifugation est ensuite effectuée (10 min, 3000 g, 4°C). Le surnageant est alors récupéré et traité comme précédemment décrit.

I.3.2.2. Dosage des phénols totaux (Méthode de Folin-Ciocalteu)

Une prise de 125 µl d'extrait convenablement dilué est mise dans un tube en présence de 500 µl d'eau distillée et de 125 µl du réactif de Folin-Ciocalteu (mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique). Après agitation vigoureuse et repos du mélange pendant 3 mn, 1250 µl d'une solution de (Na)₂CO₃ à 7% sont ajoutés et le mélange est ajusté à 3 ml avec de l'eau distillée (DEWANTO *et al.*, 2002). Le tube est placé au repos pendant 90 mn à température ambiante et à l'obscurité, l'absorbance est mesurée à 760 nm. Une gamme étalon est préparée avec de l'acide tannique, et les teneurs en composés phénoliques sont exprimées en mg d'équivalents acide tannique par gramme de matière sèche (mg EAT g⁻¹ MS).

I.3.2.3. Dosage des tanins totaux (méthode de MAKKAR, 2003)

Les tanins sont distingués des non tanins par une matrice solide (PVPP). Une partie de l'extrait de plante est traitée avec le vinyle polypyrrolidone (PVPP) qui possède une haute affinité pour les tanins et sa suppression à l'aide de la centrifugation, après le traitement (PVPP), les tanins sont éliminés de l'extrait. La différence entre la valeur totale du phénol avant et après le traitement (PVPP) est une mesure des tanins totaux.

$$\text{Tanins Totaux} = \text{Phénols totaux} - \text{Phénols qui ne précipitent pas avec PVPP.}$$

I.3.2.4. Analyse des tanins condensés : proanthocyanidines (Méthode du BUTANOL-HCl)

Cette analyse est faite selon la technique de (PORTER *et al.*, 1986) avec les modifications de MAKKAR (2003), avec utilisation des tanins quebracho comme standard.

15 ml de butanol-HCl et 0,5 ml de solution de Fer sont ajoutés directement sur le résidu sec. Les tubes sont ensuite agités vigoureusement, puis déposés dans un bain d'eau en ébullition (100°C) pendant 60 min. Les tubes sont refroidis à température ambiante et subissent une centrifugation à 3000g pendant 15 min. Le surnageant est pipeté dans des cuves en plastique et la densité optique est lue à 550 nm.

I.4. Fermentation *in vitro* des fourrages par le microbiote ruminal (Technique de production de gaz *in vitro*)

I.4.1. Principe

La technique de production de gaz *in vitro* est une simulation de la dégradation des aliments par les microorganismes dans le rumen. Elle a été, à l'origine, développée par

MENKE *et al.* (1979) puis modifiée par MENKE et STEINGASS (1988). C'est une technique rapide, simple et peu coûteuse, elle se base sur la mesure de la production de gaz (méthane et gaz carbonique) qui sont les produits fermentaires essentiels, résultant de la dégradation microbienne, en plus des gaz libérés à partir du système tampon, induit par la production des acides gras volatils (BLÜMMEL et ORSKOV, 1993; MOULD, 2003). L'emploi de modèles mathématiques permet la prédiction des performances métaboliques du microbiote ruminal. Cette technique permet aussi le suivi de la cinétique de la fermentation microbienne.

I.4.2. Description du système fermentaire

La fermentation est réalisée dans des seringues en polypropylène de 60 ml de capacité (Photo 3). Le bout de la seringue est connecté de manière étanche à un tuyau en téflon de 5 cm de longueur, fermé avec une pince pour éviter toute fuite de gaz produits lors de la fermentation. Les pistons des seringues sont préalablement lubrifiés avec de la vaseline pour faciliter leurs mouvements et prévenir l'échappement de gaz.

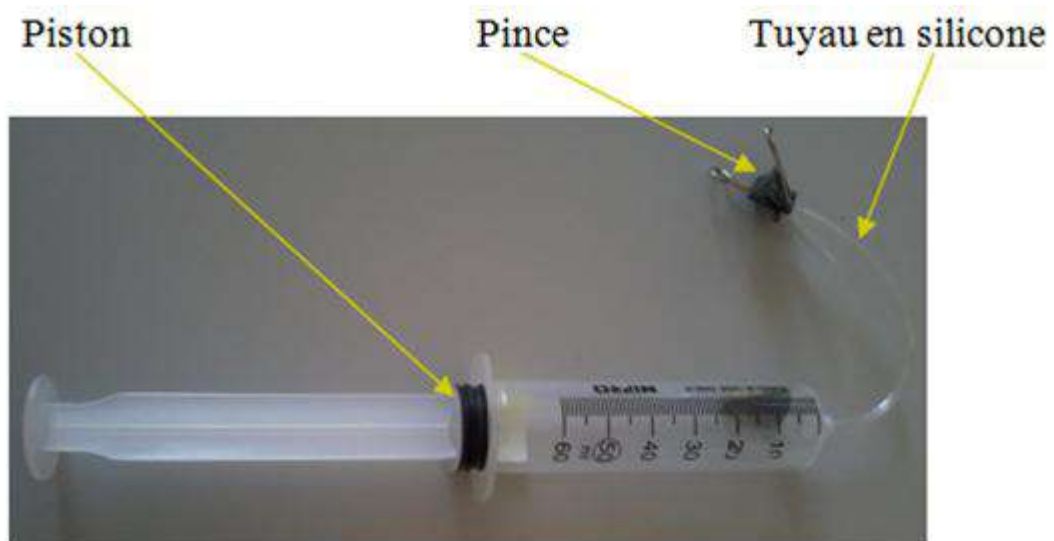


Photo 3. Système de fermentation en batch (Seringues 60 ml capacité).

I.4.3. Inoculum

L'inoculum est constitué de jus de rumen prélevé à partir de dromadaires sacrifiés à l'abattoir de Guemar (El Oued). Ces animaux sont choisis aléatoirement, d'âge et de sexe différents et ont reçu un régime alimentaire libre et non défini.

Le contenu ruminal (phase liquide plus phase solide) est collecté manuellement à l'aide d'une louche et transféré dans des bouteilles Thermos préalablement chauffées à

39°C et saturées en CO₂. Le prélèvement est réalisé avant le repas du matin. Au laboratoire, le contenu ruminal est filtré à travers 04 couches de mousseline (porosité de 500 µm) et barboté de CO₂. Toute la manipulation est réalisée sous un flux constant de CO₂.

I.4.4. Eléments constitutifs du milieu de culture

Le milieu de culture est composé d'une solution tampon, d'une solution de macrominéraux, d'une solution d'oligo-éléments, d'un indicateur du potentiel d'oxydoréduction et d'une solution réductrice (tableau 7). Le mélange de couleur bleue est chauffé jusqu'à virage de la couleur vers le rose. Ensuite, la solution est barbotée avec un flux continu de CO₂, ce qui entraîne la réduction de la salive artificielle indiquée par le virage de la couleur du rose au blanc transparent (Photo 4). A cette étape, le jus de rumen filtré est ajouté dans les proportions 1/2 (v/v) selon le procédé de MENKE *et al.* (1979). Enfin, un barbotage en surface est maintenu pendant 10 min de manière à maintenir une atmosphère totalement anaérobie.

I.4.5. Inoculation

200 mg de substrat sont introduits dans chaque seringue et mis à fermenter avec 30 ml de milieu de culture (10 ml de jus de rumen filtré plus 20 ml de salive artificielle). Pour chaque fourrage, trois répétitions ont été faites. Dans les mêmes conditions, trois fermenteurs témoins, sans substrat (blanc : jus de rumen plus salive artificielle) et le substrat standard sont incubés.

I.4.6. Incubation

Les seringues inoculées sont incubées dans une étuve à agitation rotatoire à 39°C et à 9 rpm. Le suivi de la cinétique de fermentation est réalisé par la mesure du volume de gaz produit à différents intervalles de temps : 3, 6, 9, 12, 24, 48, 72 et 96 heures. Le gaz produit est mesuré par une lecture visuelle des graduations présentes sur la seringue.

I.4.7. Mesure du pH et calcul des différents paramètres nutritionnels

I.4.7.1. Mesure du pH

Le pH des jus de rumen et des contenus des fermenteurs est déterminé à l'aide d'un pH-mètre.

I.4.7.2. Analyse qualitative des gaz

L'analyse qualitative et quantitative des gaz fermentés est réalisée selon la méthodologie décrite par (JOUANY, 1994). Elle consiste à injecter 4 ml d'une solution alcaline d'hydroxyde de sodium (NaOH 10N). Ce dernier absorbe le CO₂, ce qui entraîne la rétraction du piston. Par différence entre le volume total de gaz produit et le volume de CO₂, la production de méthane est déduite.

Tableau 7. Composition de la salive artificielle utilisée dans les protocoles décrits par MENKE *et al.* (1979).

Solutions	Composition	Quantité
Solution des éléments majeurs C	Na ₂ HPO ₄	5.74 g
	KH ₂ PO ₄	6.2 g
	MgSO ₄ ×7H ₂ O	0.6 g
	Eau distillée	1000 ml
Solution des éléments traces A	CaCl ₂ ×2H ₂ O	13.2 g
	MnCl ₂ ×4H ₂ O	10.0 g
	CoCl ₂ ×6H ₂ O	1 g
	FeCl ₃ ×6H ₂ O	0.8 g
	Eau distillée	1000 ml
Solution tampon B	NaHCO ₃	35 g
	NH ₄ HCO ₃	4 g
	Eau distillée	1000 ml
Solution indicatrice d'oxydo réduction D	C ₁₂ H ₆ NO ₄ Na	100 mg
	Eau distillée	100 ml
Solution réductrice E	Na ₂ S×9H ₂ O	285 mg
	NaOH (1N)	2 ml
	Eau distillée	47.5 ml

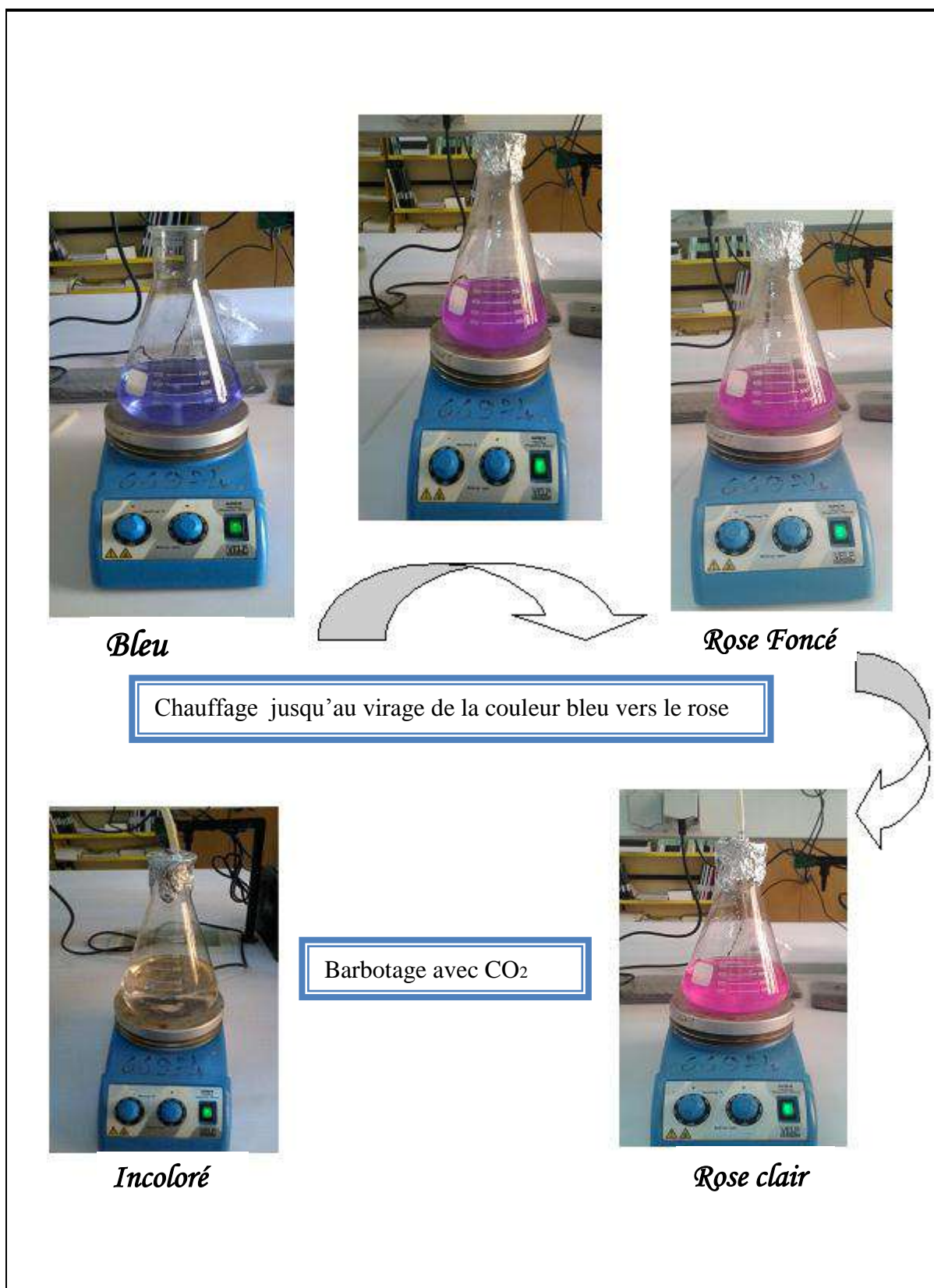


Photo 4. Etapes de réduction de la salive artificielle indiquées par le virage de la couleur de l'indicateur du bleu au blanc .

$$V_{\text{CH}_4} = V_{\text{NaOH}} - V_{\text{liq}} \quad \text{et} \quad V_{\text{CO}_2} = V_t - V_{\text{CH}_4}$$

V_{CH_4} : volume de méthane ;

V_{NaOH} : volume enregistré après injection de la soude ;

V_{liq} : volume de liquide ;

V_{CO_2} : volume de gaz carbonique ;

V_t : volume total de gaz produit.

I.4.7.3. Analyse quantitative de la phase gazeuse

La production nette de gaz dans chaque seringue correspond à la production de gaz après 96 heures d'incubation soustraite du volume de gaz enregistré à t0, et du volume moyen de gaz produit par le tube témoin (blanc), par la relation suivante :

$$V_t = (V_{96} - V_0) - (BV_t - BV_0)$$

où : V_t (ml) est le volume de gaz produit au temps t, V_{96} (ml) le volume de gaz enregistré au temps t = 96 h, V_0 (ml) le volume de gaz enregistré au temps t0, BV_0 (ml) le volume moyen de gaz du blanc enregistré au temps t0, BV_t (ml) le volume de gaz moyen du blanc enregistré au temps t et ACW (g) le poids réel de l'échantillon incubé sur la base de la matière sèche.

I.4.7.4. Modélisation de la production de gaz

Les paramètres cinétiques de la fermentation *in vitro* des substrats sont déduits du modèle exponentiel proposé par ORSKOV and MC DONALD (1979) et modélisé à la production de gaz par BLÜMMEL and ORSKOV (1993). Ils sont calculés par le programme informatique Neway Exel proposé par CHEN (1997) :

$$Y = a + b(1 - e^{-c*t})$$

où : y (ml/200 mg MS ou mmole/g MS) est la production de gaz après chaque temps d'incubation, a (ml/200mg MS ou mmole/g MS) est la production de gaz à partir de la fraction soluble, b (ml/200 mg MS ou mmole/g MS) est la production de gaz à partir de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible et c (%h-1) est la vitesse de production de gaz à partir de b.

I.4.7.5. Dosage de l'azote ammoniacal

I.4.7.5.1. Principe

L'azote ammoniacal (N-NH₃) est dosé par une technique colorimétrique (CHANEY et MARBACH, 1962) dont le principe est le suivant : L'ion ammonium (NH₃) se fixe sur une molécule de phénol en présence du chlore. La réaction est catalysée par le nitroprosside de sodium. Il se forme un complexe de type indophénol qui donne une coloration bleue. La densité optique est mesurée à 660 nm. Les résultats sont rapportés à un courbe étalon standard et exprimés en équivalent de chlorure d'ammonium (NH₄Cl)

I.4.7.5.2. Echantillonnage

Les échantillons (contenus de jus de rumen et des fermenteurs anaérobies) sont bloqués par une solution d'acide orthophosphorique (5%), à raison de 0,5 ml pour 5 ml de contenu, et ils sont conservés à -20°C. Avant analyse, les échantillons sont décongelés et centrifugés à 12000 rpm.

I.4.7.5.3. Dosage

5 ml de solution A (annexe 6) est mélangée avec 2 µl de l'échantillon (contenue de chaque rumen + H₃PO₄). Après une bonne homogénéisation, 5 ml de solution B (annexe 6) sont ajoutés. Ce mélange homogénéisé est maintenu dans un bain marie à 37°C pendant 20 min.

I.4.7.6. Analyse qualitative et quantitative des acides gras volatils (AGV)

I.4.7.6.1. Principe

La composition et la teneur des acides gras volatils, présents dans le jus de rumen et produits par la fermentation, sont déterminées par chromatographie en phase gazeuse selon la technique de JOUANY (1982). La CPG utilisée est une CPG Shimadzu, modèle 2010. Elle est composée de :

- un passeur d'échantillon,
- un injecteur avec division de flux ou split,
- un four à l'intérieur duquel est placée la colonne,
- un détecteur à ionisation de flamme (FID).

L'injecteur permet la vaporisation de l'échantillon avant son introduction dans une colonne capillaire. La colonne utilisée est une colonne ZB-FFAP de marque Phenomenex.

Sa longueur L est de 30 m, son diamètre interne, ID, est de 0,32 mm et l'épaisseur de film, df, est de 0,25 µm.

Les AGV sont séparés selon leur coefficient de partage entre la phase mobile et la phase stationnaire. Les solutés, détectés par ionisation de flamme, sortent par ordre croissant de leur poids moléculaire. Un intégrateur relié au détecteur du chromatographe calcule les surfaces des pics qui sont proportionnelles à la quantité des composés.

Les analyses de la quantification qualitative et quantitative des AGV ont été réalisées au niveau de laboratoire des plantes extrêmophiles, Centre de Biotechnologie de Borj Cédria-Tunisie.

I.4.7.6.2. Préparation des échantillons

Pour le dosage des AGV, des inocula et des systèmes de fermentation après incubation, les échantillons sont mélangés à une solution de conservation composée d'acide crotonique (0,4g) et d'acide métaphosphorique (2g) dissous dans 100 ml d'HCl (0,5N), dans des proportions 8/5 (v/v).

Les échantillons sont ensuite centrifugés à 16500 g pendant 10 min et à 4°C. Le surnageant est récupéré et conservé à -20°C jusqu'à l'analyse chromatographique.

I.4.7.6.3. Dosage chromatographique

L'analyse d'un échantillon se fait en isotherme pendant 10 min. L'injecteur est à 220°C et le détecteur FID à 250°C. La pression en gaz vecteur, azote, est de 0,5 bar.

1 ml d'échantillon, préalablement centrifugé, est additionné de 0,1 ml de la solution d'étalon interne (acide 4-méthyl valérique) et deux gouttes d'acide métaphosphorique (50%, p/v). Après homogénéisation, les flacons sont disposés sur le plateau du passeur et un volume fixe d'échantillon (0,25 à 0,50 µl) est injecté en tête de colonne et élué dans les conditions de température et de pression définies précédemment.

En sortie de colonne, les pics, détectés lors de l'étalonnage, permettent de connaître la surface des pics de l'étalon, de calculer la concentration molaire de chacun des composés de l'échantillon par rapport à celle de l'étalon interne selon la formule :

$$Ca = \frac{Sa}{Se \times ka}$$

Où : **Ca** est la concentration du composé **a** dans l'échantillon, **Sa** est la surface du pic correspondant au composé **a**, **Se** est la surface du pic correspondant à l'étalon interne, et **ka** le facteur de réponse du composé **a**.

I.4.8. Détermination de la digestibilité des substrats

I.4.8.1. Digestibilité apparente (apparent digestibility)

Après fermentation, le contenu de chaque seringue de fermentation est vidé et transféré dans des tubes Falcon préalablement tarés. Il est centrifugé à 5000 rpm pendant 10 min. Le surnageant est récupéré, alors que le culot est complété avec les particules collées dans le batch après son rinçage par 10 ml d'eau distillée. Une seconde centrifugation est effectuée à 5000 rpm pendant 10 min. Le surnageant est jeté et le culot est récupéré et séché à 80°C pendant 48 heures puis pesé.

Pour l'estimation de la digestibilité apparente de la matière organique, le contenu sec des tubes est transféré dans un creuset en porcelaine, préalablement taré et incinéré pendant 6 heures à 550°C.

La digestibilité apparente de la matière sèche et organique des fourrages est déterminée par les formules suivantes :

$$DMS = \frac{(MS_i - MS_r) - MS_b}{MS_i} \times 100$$

où MS_i correspond à la prise d'essai sec introduite dans chaque batch, MS_r correspond à la matière sèche résiduelle dans chaque batch de fermentation et MS_b représente la moyenne du résidu sec du blanc.

$$DMO = \frac{(MO_i - MO_r) - MO_b}{MO_i} \times 100$$

où MO_i correspond à la matière organique introduite dans chaque batch, MO_r correspond à la matière organique résiduelle dans chaque batch de fermentation et MO_b représente la moyenne du résidu organique du blanc.

I.4.8.2. Digestibilité réelle (true digestibility)

Elle est déterminée selon les procédés décrits par MAKKAR (2000) et BLÜMMEL and BECKER (1993). À la fin de la fermentation, le contenu de chaque batch est transféré dans des erlens et traité avec 100 ml d'une solution détergente neutre (Neutral Detergent Solution) (l'annexe 1). Les échantillons sont portés à ébullition à 100°C pendant une heure, cette opération a pour but de libérer les microorganismes adhérant aux substrats non dégradés. L'opération d'ébullition a lieu dans un autoclave réglé à 100°C et à une pression d'un bar. Ils sont ensuite filtrés à travers des creusets frittés N°2. Ces derniers sont séchés à 100°C pendant 10 heures puis pesés. Après séchage, le poids du résidu sec correspond au

poids de la matière sèche réellement non dégradé (**X**). Le creuset, avec le résidu sec, est alors transféré dans un four à moufle et incinéré pendant 6 heures à 550°C. Le résidu obtenu correspond à la matière minérale résiduelle (**Y**). Le taux réel de matière organique non dégradée correspond à (**X – Y**). La digestibilité réelle de la matière organique est calculée comme suit :

$$IVTDMO (\%) = \frac{Z - (X - Y)}{Z} \times 100$$

Z étant le taux de matière organique initiale introduite dans chaque système de fermentation.

I.4.9. Stœchiométrie des fermentations

Pour aller plus loin dans l'interprétation des données, plusieurs calculs ont été effectués sur la base de la production des AGV pour calculer la production de gaz totaux théorique, de l'hydrogène (H₂) Moléculaire et de méthane.

La production de gaz totaux théoriques (en mmol de carbone par mmol d'AGV produit) correspond à la somme :

- de la production de gaz direct. Il s'agit du gaz produit lors des fermentations.
- et de la production de gaz indirect. Il s'agit de la production de gaz liée à la réaction acido-basique entre la production d'AGV et les tampons présents dans le système.

La production de gaz direct (mmol de carbone / mmol AGV) a été estimé à partir des équations stoechiométriques proposées par BLÜMMEL *et al.* (1999):

$$\text{Production de gaz direct} = 1 * \text{Acétate} + 2 * \text{Butyrate} + 1 * \text{AGV mineur}$$

Ainsi, la production de gaz indirect a été calculé en faisant l'hypothèse qu'une mole d'AGV neutralisée conduisait à la libération d'une mole de CO₂ (MOULD *et al.*, 2005) :

$$\text{Production de gaz indirect} = 1 * \text{AGV totaux}$$

En outre, afin de mieux interpréter les différences dans la production de CH₄, la production moléculaire théorique de H₂ (mmol / mmol AGV) survenant pendant les fermentations a été calculé selon dispositif décrit par DEMEYER (1990):

$$\text{production de H}_2 = 2 * \text{Acétate} - 1 * \text{Propionate} + 2 * \text{Butyrate}$$

La production de CH₄ potentielle correspond à 0,25 la production de H₂ moléculaire (DEMEYER, 1990).

Le dispositif décrit par DEMEYER *et al.* (1988) est utilisé pour le calcul des bilans d'hydrogène:

$$TR H_2 = \frac{4M + 2P + 2B}{2A + P + 4B}$$

Où : **M** (mmoles) est la production de méthane, **P** (mmoles) est la production de propionate (mmoles), **B** (mmoles) est la production de butyrate et **A** (mmoles) est la production d'acétate.

I.5. Analyses Statistiques

L'analyse statistique des résultats obtenus a été réalisée à l'aide du logiciel SPSS version 20.0. Pour mettre en évidence l'existence de différences significatives entre les écartypes pour les paramètres étudiés, la méthode d'analyse de variance a été utilisée, complétée par un test "Duncan" permettant de comparer les moyennes entre les groupes. Les corrélations entre les différents paramètres ont été analysées avec le test "Pearson Correlations".

CHAPITRE II

RESULTATS ET DISCUSSIONS

CHAPITRE II. RESULTATS ET DISCUSSIONS

II.1. Aspects chimiques des substrats sélectionnés

II.1.1. Constituants cellulaires

La composition chimique des halophytes collectées et sélectionnées dans la région d'El-Oued, ainsi que celle du foin de vesce-avoine est exposée dans le tableau 8. L'examen du tableau montre que tous les substrats renferment des teneurs élevées et peu différentes en matière sèche (MS). *A. halimus* présente un contenu en MS le plus élevé et significativement similaire au foin de vesce-avoine (935,08 et 934,56 g/kg, respectivement) ($P > 0,01$) suivi par *T. aphylla* (802,82 g/kg), et *Z. album* (721,92g/kg) alors que le taux le plus faible en MS est enregistré chez *S. mollis* (602,85 g/kg). Les faibles taux d'humidité sont essentiellement dus à l'origine aride des fourrages et suggère leur potentiel d'utilisation (source importante de MS) comme fourrage de base dans les rations du cheptel local. Il reste, maintenant, à s'assurer de leur potentiel nutritif.

Les quatre fourrages renferment un taux relativement élevé de matière organique (MO). La teneur la plus élevée est observée pour *S. mollis* avec 832,6 g/kg MS. Le plus faible taux est enregistré pour *Z. album* qui ne contient que 783,98g/kg MS. En ce qui concerne le foin de vesce-avoine, le taux de MO est comparable à celui indiqué par certains auteurs qui donnent des teneurs comprises entre 88,5% et 93,1% (VITTI *et al.*, 2005 ; CHEHMA *et al.*, 2010). La variabilité observée entre les différents fourrages peut être, en partie, attribuée aux conditions climatiques et surtout aux variations saisonnières de température et de pluviométrie qui déterminent la composition chimique de la plante. Le stade végétatif au moment de la récolte semble aussi influencer la teneur en matière organique de chaque plante.

A l'exception du foin de vesce-avoine, tous les fourrages ont une teneur en matières minérales (MM) supérieure à 15 % de la matière sèche.

La composition minérale d'un fourrage résulte de l'action combinée de plusieurs facteurs ; la phase végétative de la plante, les conditions de l'environnement et les modes d'exploitation. (CHEHMA, 2005; CHEHMA & YUCEF, 2009).

Ces résultats sont comparables aux résultats rapportées par (SELMY *et al.*, 2010; MEROUANE *et al.*, 2014; ARHAB, 2006). Selon HOUARI et CHEHMA (2007), la concentration des éléments minéraux dans les plantes varie fortement avec le type de sol, le climat, le stade de la maturité et la saison de la récolte.

En ce qui concerne la teneur en matières azotées totales (MAT), nous constatons qu'elle est significativement variable entre les fourrages ($P < 0,01$). Cependant et pour

l'ensemble des fourrages, les teneurs en MAT sont comparables aux fourrages des zones arides, apparemment sans relation de spécificité géographique : Ouest Tunisiens (55-221 g/Kg MS, GUASMI-BOUBAKER *et al.*, 2005), zones arides Egyptiennes (124-185 g/Kg MS, SALEM *et al.*, 2006), l'Afrique de sud (20-126g/Kg MS, GEMEDA et HASSEN, 2014) , nord de la Belgique (64-127 g/Kg MS ZOFFOUN *et al.*, 2013) des régions tropicales (53,4-101,2 g/Kg MS, ADJOLOHOUN *et al.*, 2013).

La teneur en matière azotée ne devrait pas être le seul critère pour juger des caractéristiques d'une plante fourragère. En effet, des résultats obtenus par quelques auteurs (BAUMONT *et al.*, 2009 ; ARHAB *et al.*, 2009) indiquent que la réactivité, la structure, le poids moléculaire des végétaux et les interactions de leurs différents métabolites secondaires sont plus importants que les niveaux contenus dans la détermination de l'aptitude d'une espèce végétale donnée comme complément protéique.

Plusieurs auteurs ont indiqué qu'il faut un minimum de teneur en MAT (8% de MS) pour assurer un fonctionnement adéquat aux microorganismes du rumen (NORTON, 2005 ; NORMAN *et al.*, 2007). Ces auteurs ont observé que l'appétit de l'animal diminue lorsque la teneur en MAT de l'aliment descend en dessous du seuil de 6-8% MS, et attribuent cette diminution de l'ingestion volontaire et à une insuffisance de la croissance microbienne dans le rumen qui ne favorise pas une dégradation rapide des substrats.

La teneur en MAT du standard est plus faible que celle enregistrée par FONSECA *et al.* (1998) mais elle est comparable à celui d'un foin de bonne qualité mesurée par HADJIGEORGIO *et al.* (2003).

II.1.2. Constituants pariétaux

D'une manière générale, on constate que les substrats étudiés présentent une composition pariétale différente ($P < 0,01$). Pour la fraction NDF qui représente la paroi totale (cellulose + hémicelluloses + lignine), elle varie entre 40,59% et 77,7% MS. La valeur la plus élevée est notée pour *Z. album* et la plus faible est enregistrée pour *A. halimus* ($P < 0,05$) (tableau.7). Ces teneurs sont similaires aux valeurs de la fraction pariétale rapportées par GEMEDA et HASSEN (2014; 564- 827 g/kg MS), MAYOUF et ARBOUCHE (2014; 446,7- 417,7 g/kg MS).

Les teneurs élevées de la fraction NDF dans ces plantes pourraient s'expliquer par les conditions environnementales qui règnent dans la région d'El-Oued (haute température et faibles précipitation). En effet, PASCUAL *et al.* (2000) indiquent que les températures élevées et les faibles précipitations tendent à augmenter la fraction pariétale (NDF) et à

Tableau 8. Teneur en matière sèche et composition chimique (% MS) des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued

	<i>A. halimus</i>	<i>S. mollis</i>	<i>T. aphylla</i>	<i>Z. album</i>	Vesce-avoine	S.E.M
MS (g/kg)	935,08 ^d	602,85 ^a	802,82 ^c	721,92 ^b	934,56 ^d	8.60
MO (g/kg)	802,06 ^b	832,6 ^e	819,26 ^d	783,98 ^a	808,66 ^c	6.30
MM	18,05 ^c	15,96 ^b	18,30 ^c	19,95 ^d	5,86 ^a	0.12
MAT (g/kgMS)	150,4 ^d	162,5 ^e	87,2 ^b	70,4 ^a	114,6 ^c	0.55
NDF	40,59 ^a	51,42 ^b	62,41 ^d	77,70 ^e	55,88 ^c	2.60
ADF	28,15 ^a	35,46 ^b	45,95 ^d	53,11 ^c	40,6 ^c	1.80
ADL	7,3 ^a	8,9 ^b	13,09 ^d	14,83 ^e	9,37 ^c	1.99
Hemi	12,44 ^a	15,96 ^b	16,46 ^b	24,59 ^c	15,28 ^b	0.92
Cellu	20,85 ^a	26,56 ^b	32,86 ^c	38,28 ^d	30,87 ^e	1.62

MS : matière sèche, MO : matières organique, MM : matières minérales, MAT : matières azotées totales, NDF: neutral detergent fibre, ADF : acid detergent fibre, ADL : acid detergent lignin, Cellu: cellulose ; Hemi: hemicelluloses, S.E.M. : erreur standard des moyennes, ^{a, b, c, d, e} : moyennes dans la même ligne affectées avec des lettres différentes sont significativement différentes (P < 0,01).

diminuer le contenu soluble des végétaux. Contre toute attente, le substrat de référence, vesce avoine, renferme un taux intermédiaire de l'ordre de 55,88 % MS. Ces résultats sont similaires aux travaux disponibles dans la littérature (BOUAZZA *et al.*, 2012 ; KOKTEN *et al.*, 2012 ; AMMAR *et al.*, 2005; GUAZMI- BOUBAKER *et al.*, 2005).

En effet, Selon KELLEMS et CHURCH (2001), les plantes ayant des teneurs en NDF et en ADF, respectivement, de 70 à 88% et de 39 à 67% sont classées comme des espèces de faible qualité fourragère.

Les teneurs de la fraction ADF (lignocellulose) sont statistiquement distinctes entre les fourrages testés (P < 0,01). La valeur la plus élevée est toujours notée pour *Z. album* (53,11% MS) et la plus faible est observée chez *A. halimus* (28,15% MS). Sans exception, ces résultats corroborent ceux de la littérature enregistrés pour des substrats de même nature (MAYOUF et ARBOUCHE 2014 ; FLORES *et al.*, 2007 ; AMMAR *et al.*, 2005 ; GAZMI- BOUBAKER *et al.*, 2005).

Quant aux résultats des concentrations en lignine de ces différents échantillons, ils sont très variables (P<0,01) mais ils restent faibles, le substrat de référence, vesce avoine, renferme un taux intermédiaire de l'ordre de 9,37 % MS.

La lignine est un composé phénolique synthétisé par la plante pendant les périodes les plus avancées de sa croissance et elle intervient dans la rigidité de la structure végétale. Dans notre étude, les concentrations enregistrées sont modérément plus faibles que celles d'autres fourrages poussant dans des conditions similaires (GAZMI-BOUBAKER *et al.*, 2005, 110-360g/kg MS ; SALEM *et al.*, 2006, 101-192 g/kg MS).

Les teneurs en celluloses pour les différents substrats varient entre 20,85% et 38,28%MS ($P < 0,01$), alors que la concentration en hémicellulose varie entre 12,44% et 24,59% MS. *Z. album* possède les valeurs les plus élevées alors que *A. halimus* enregistre les teneurs les plus faibles. La cellulose étant un matériel essentiel utilisé par les microorganismes du rumen comme source principale des acides gras volatiles. Ces résultats sont similaires par rapport aux travaux d'ARHAB (2006) (284,1 et 483 g/kg MS) et de (BOUFENNARA *et al.* 2012) (113,95 et 472,69 g/Kg).

II.1.3. Analyse phytochimique

Le contenu moyen des halophytes collectées et sélectionnées dans la région d'El-Oued, ainsi que celle du foin de vesce-avoine en composés secondaires ou antinutritionnels est illustré dans le tableau 9. En effet, les teneurs élevées en ces composés déprécient la qualité du fourrage. Les teneurs en phénols totaux sont variables selon les espèces, *T. aphylla* étant l'espèce la plus riche en polyphénols totaux (75,3g/kg de la matière sèche), *Z. album* et le foin de vesce avoine sont les espèces les plus pauvres et présentent des valeurs significativement similaires ($P < 0,01$). La présence de composés phénoliques au niveau constaté dans cette étude, selon certains auteurs (FRUTOS *et al.*, 2002 ; KHANAL et SUBBA, 2001), pourrait avoir un effet limité sur la disponibilité des nutriments à partir des fourrages pour le microbiote ruminal.

Une tendance similaire est constatée pour les tanins totaux (TT) dont la concentration la plus élevée est constatée chez *S. mollis* (38,3g/kg MS) et la plus faible teneur chez *Z. album* (0,2 g/kg MS) ($P < 0,01$). Alors que les tanins condensés révèlent un taux très faible dans tous les fourrages étudiés.

Les résultats enregistrés dans nos travaux relatifs aux TT et TC sont similaires aux valeurs des fourrages des zones arides du Nord de l'Égypte (SALEM *et al.*, 2006), pour les fourrages prélevés dans les régions arides du sud Soudan (FADEL EL-SEED *et al.*, 2000), pour des fourrages d'Afrique de l'est ABDULRAZAK *et al.*, (2000). Des résultats plus élevés en composés secondaires ont été obtenus dans les travaux de AMMAR *et al.*, (2008), ALVAREZ *et al.*, (2005) pour des arbustes du Nord de l'Espagne. Ces différences

peuvent être dues en partie aux différentes techniques de dosage utilisées, ainsi qu'aux procédés spécifiques d'extraction et à la diversité des standards utilisés. De même que la variabilité dans la composition chimique peut aussi représenter un facteur majeur (ABD EL-RAHMAN, 2008 ; PINO *et al.*, 2005). Ces discordances peuvent être aussi dues au stade de croissance des plantes étudiées et/ou à la saison de collecte (SALEM, 2005), à la nature du site de prélèvement (MAKKAR et BECKER, 1993).

Chez les ruminants, plusieurs types de phénols incluant les phénols simples et les polyphénols, affectent la valeur nutritive des aliments (AHN *et al.*, 1989). Leurs effets peuvent s'expliquer par divers aspects : modification de la composition du microbiote ruminal, complexation ou inhibition d'enzymes microbiennes, complexation avec les protéines alimentaires, les polysaccharides et les minéraux. Ils peuvent aussi diffuser avec leurs produits métaboliques dans les tissus et provoquer une toxicité (MAKKAR *et al.*, 2007).

Ainsi, les concentrations élevées en tanins hydrolysables dans *S. mollis* peuvent être considérées comme un facteur limitant à l'utilisation de ces substrats comme suppléments effectifs aux fourrages de base. Les autres fourrages, d'après leur teneur

Tableau 9. Teneurs en composés secondaires (g/kg MS) des fourrages halophytes collectées de la région d'EL-Oued

Substrats	Polyphénols Totaux	Tanins Totaux	Tanins Condensés
<i>A. halimus</i>	18,5 ^b	01,1 ^a	0,3 ^b
<i>S. mollis</i>	45,9 ^c	38,3 ^d	0,56 ^c
<i>T. aphylla</i>	75,3 ^d	17,3 ^c	0,6 ^c
<i>Z. album</i>	1 ^a	0,2 ^a	0,09 ^a
<i>Vesce-avoine</i>	1,1 ^a	0,25 ^b	0,1 ^a
S.E.M	0.80	0.01	0.01

S.E.M. : erreur standard des moyennes ^{a, b, c, d}; moyennes dans la même colonne affectées avec des lettres différentes sont significativement différentes (P < 0,01).

modérée en TT et faible en TC, peuvent présenter un avantage nutritionnel pour l'animal. Cependant, d'autres chercheurs constatent que la teneur, la qualité et la quantité des composés secondaires ne déterminent pas toujours l'effet souhaité mais d'autres facteurs comme la réactivité, la structure, le poids moléculaire et l'interaction des différents composés secondaires peuvent intervenir et influencer l'ingestion (HASLAM, 1998 ; MC SWEENEY *et al.*, 2001).

Par conséquent, il peut être difficile de suggérer définitivement l'utilisation de ces fourrages comme constituants des rations alimentaires, en se basant essentiellement sur leur composition chimique. Selon OKUDA *et al.* (1993), la synthèse des composés secondaires présents dans les végétaux est liée aux facteurs génétiques mais aussi à des facteurs environnementaux, en réponse à des agressions : températures élevées, stress hydriques, mécanismes de défense contre les parasites et les herbivores (MANGAN *et al.*, 1988).

II.2. Aspects nutritionnels et digestibilité

II.2.1. Production de gaz *in vitro*

Le tableau 10 présente les productions de gaz enregistrées pour les différents substrats et les constantes obtenues par ajustement du modèle exponentiel d'ORSKOV et MC DONALD (1979). La production de gaz *in vitro* est significativement différente entre les fourrages et aux différents temps d'incubation ($P < 0,01$). Après 96 heures d'incubation, les amaranthacées *A. halimus* et *S. mollis* engendrent les plus grandes quantités de gaz (50,62ml/0,2g MS et 46,52 ml/0,2g MS respectivement), suivi par *Z. album* (34.45ml/0,2g MS) alors que *T. aphylla* est faiblement fermentées par le microbiote ruminal camelin (21,24 ml/0,2g MS).

La variation de la production de gaz est associée à la composition des substrats et les teneurs variables en composés secondaires en fonction de l'espèce et de la famille botanique. Cependant, des résultats inattendus sont observés pour le foin de vesce avoine qui présente une valeur intermédiaire et cela malgré les teneurs faibles en constituants pariétaux et en composés secondaires. Ces résultats de foin de vesce avoine sont contradictoires à celle d'ARHAB (2006) et BOUFENNARA (2012) qui ont trouvé que le foin de vesce avoine est le plus fermentescible par le microbiote ruminal des bovins mais surtout des ovins. Cette différence peut s'expliquer par le fait que le foin est l'aliment le plus couramment donné à ces animaux, par conséquent le microbiote ruminal est adapté à sa dégradation. Dans notre cas l'alimentation des dromadaires est libre et basée sur ces

plantes, par conséquent, ces dromadaires peuvent être adaptés à la dégradation de ces halophytes. Alors que la faible fermentation de *T. aphylla* est essentiellement liée à leurs contenus élevés en lignine et en tanins.

La classification des fourrages sur la base des résultats de la production de gaz après 96 heures d'incubation est la suivante :

A. halimus > *S. mollis* > foin de vesce-avoine > *Z. album* > *T. aphylla*.

II.2.2. Ajustement de la cinétique de production de gaz *in vitro* par le modèle d'ORSKOV

Les paramètres cinétiques de la fermentation *in vitro* des différents substrats, déduits à partir du modèle d'ORSKOV et MC DONALD (1979), sont mentionnés dans le tableau 10. Généralement, on constate que les valeurs du facteur (a) sont aussi bien négatives que positives. Elles sont de -2,23 ml/0.2g MS pour *S. mollis*, -3,40 ml/0,2g MS pour *Z. album*, et -3,63 ml/0,2g MS pour le foin de vesce avoine, alors que pour l'*A. halimus*, elle donne lieu à une valeur positive (1,13 ml/0,2g MS). D'après plusieurs auteurs, la valeur négative de (a) serait la conséquence d'une phase de latence durant laquelle les microorganismes s'attachent et colonisent les particules alimentaires avant leur éventuelle dégradation (AHMED et EL-HAG., 2004). Cette constatation est également signalée par plusieurs auteurs travaillant *in vitro* et *in sacco* (MEBIROUK-BOUDECHICHE *et al.*, 2015 ; ABDULRAZAK *et al.*, 2000 ; EL HASSAN *et al.*, 2000).

Le volume de gaz produit à partir de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible (b) est statistiquement différent ($p < 0,01$). Le plus grand volume est noté pour *S. Mollis* (50,67ml/0,2 g MS), suivi par l'*A. halimus* (49.74 ml/0.2g MS), *T. aphylla* se distingue par la faible dégradation de leur fraction insoluble (24,35 ml/0,2g MS).

L'estimation de la production de gaz à partir de la fraction insoluble montre clairement que les deux plantes *A. halimus* et *S. mollis* se caractérisent par une bonne fermentescibilité des constituants de leurs parois cellulaires par le microbiote ruminal camelin.

La différence observée entre les différents substrats, résulte de leur composition chimique différente. En effet, la faible production de gaz à partir de la fraction (b) observée chez *T. aphylla*, peut être due à leur teneur faible en MAT (70,4 g/kg MS) qui ont une corrélation fortement significative avec la production de gaz (tableau 11), aussi elle peut être due à leur teneur élevée en polyphénols qui peuvent réduire la dégradation des fibres par la formation de complexes avec la fraction lignocellulosique, empêchant ainsi

l'adhésion des microorganismes (Mc SWEENEY *et al.*, 2001). Ils inhiberaient également les cellulases impliquées dans leur dégradation ou directement les bactéries cellulolytiques en formant des complexes avec les minéraux indispensables à leur croissance (HERVAS *et al.*, 2003).

L'estimation de la production de gaz à partir de la fraction insoluble montre clairement que *Z. album* se caractérise par une fermentescibilité des constituants de leurs parois cellulaires par le microbiote ruminal supérieure à celle de *T. aphylla*, malgré leur concentration en lignine légèrement élevée. Cette situation a été également constatée pour *Moretia canescens* (Acheb des zones arides d'Algérie, taux de lignine supérieur à 13%) par LONGO *et al.* (1989). Ces auteurs ont noté une digestibilité *in vitro* élevée de cette plante par le microbiote ruminal de dromadaire, comparativement à leur substrat de référence (la paille d'orge). Ce qui a été expliqué par le fait que la lignine était peu polymérisée et/ou par la capacité du microbiote ruminal des camélidés à dégrader la lignine. Dans notre cas, l'explication la plus probable est plutôt liée à la structure, la disposition et la configuration des polysaccharides pariétaux dans la paroi cellulaire.

La vitesse de production de gaz (c) à partir de la fraction (b) est significativement différente entre les fourrages ($P < 0,01$). *T. aphylla* est la plus rapidement fermentée par le microbiote ruminal ($7,12\text{h}^{-1}$), alors que les faibles vitesses sont enregistrées pour l'*A. halimus*, et *S. mollis* ($3,87$ et $3,65\text{ h}^{-1}$ respectivement).

La fermentation, bien plus rapide du *T. aphylla*, et plus faible de l'*A. halimus*, et *S. mollis*, comparativement au foin de vesce avoine, peut s'expliquer par leur fraction insoluble peu lignifiée et facilement accessible au microbiote ruminal (GIHAD *et al.*, 1989). La vitesse de fermentation agit sur l'ingestion des aliments car elle affecte la vitesse de passage des particules alimentaires dans le rumen (JOUANY *et al.*, 1995).

Ces résultats révèlent que les tanins condensés présents dans *T. aphylla* seraient fixés aux protéines plutôt qu'à la fraction pariétale. Ces conclusions pourraient être confortées par un suivi microscopique de la dégradation ruminale de la fraction pariétale de ces substrats. Par conséquent, leur faible dégradabilité peut être probablement due à un manque d'azote pour le microbiote ruminal et/ou à une inhibition des enzymes par les tanins. La vitesse de fermentation de *Z. album* est identique à celle du foin de vesce-avoine ($5,85\text{ h}^{-1}$ et $5,35\text{ h}^{-1}$ respectivement). Cependant, les deux autres amaranthacées sont lentement dégradées par le microbiote ruminal et à des vitesses comparables ($3,87$ et $3,65\text{ h}^{-1}$ pour respectivement *A. halimus* et *S. mollis*). Selon KHAZAL *et al.* (1995), l'ingestion d'un fourrage est en partie expliquée par la vitesse de production de gaz (c), laquelle

affecte la vitesse de passage des aliments dans le rumen, alors que la production potentielle de gaz (a+b) est associée à la dégradabilité de l'aliment.

Ces résultats corroborent avec les travaux réalisés sur des substrats ayant une composition chimique comparable à celle de cette étude (ARHAB, 2006 ; BOUFENNARA, 2012; MEBIROUK-BOUDECHICHE *et al.*, 2015) et ils sont dans les intervalles rapportés par d'autres auteurs pour des fourrages tropicaux (GEMEDA et HASSEN, 2014), pour des fourrages Soudanais (AHMED et ELHAG, 2004) et pour des fourrages méditerranéens (BENSALEM *et al.*, 2000).

Tableau 10. Production de gaz *in vitro* des substrats collectés de la région d'El-Oued enregistrée après 96 h d'incubation et les constantes cinétiques (ml/0,2g MS), déduites du modèle exponentiel de ORSKOV et Mc DONALD.

Substrats	Production de gaz après							Paramètres cinétiques		
	3 h	6 h	12 h	24 h	48 h	72 h	96 h	a	b	c (h ⁻¹)
<i>A. halimus</i>	1 ^b	15 ^e	22,26 ^e	30,19 ^c	39,25 ^d	49,50 ^e	50,62 ^e	1,13 ^b	49,74 ^d	3,87 ^a
<i>S. mollis</i>	0 ^a	10,25 ^d	14,20 ^d	28,36 ^b	37,94 ^c	46,24 ^d	46,52 ^d	-2,23 ^a	50,67 ^e	3,65 ^a
<i>T. aphylla</i>	0 ^a	4,51 ^a	10,24 ^a	17,14 ^a	19,54 ^a	20,35 ^a	21,24 ^a	-3,53 ^a	24,35 ^a	7,12 ^d
<i>Z. album</i>	1,55 ^c	7,59 ^b	13,54 ^c	28,44 ^b	30,73 ^b	34,45 ^b	35,44 ^b	-3,40 ^a	38,04 ^b	5,85 ^c
Vesce-avoine	2,62 ^d	8,45 ^c	12,44 ^b	32,18 ^e	39,24 ^c	39,28 ^c	39,56 ^c	-363 ^a	44,68 ^c	5,35 ^b
S.E.M	0.21	0.54	0.59	0.63	0.74	0.77	0.86	0.22	1.11	0.33

S.E.M. : erreur standard des moyennes, ^{a, b, c, d} : moyennes dans la même colonne affectées avec des lettres différentes sont significativement différentes (P < 0,01).

II.2.3. Cinétique de la production de gaz

La cinétique de production de gaz des substrats étudiés est illustrée dans la figure 12. L'*A. halimus*, *S.Mollis*, le foin de vesce avoine et *Z. album* sont les plantes les plus fermentées par le microbiote ruminal durant les premiers temps d'incubations. Après 48 heures, l'*A. halimus* et *S.Mollis* se montrent plus dégradables que tous les autres substrats en produisant le plus grand volume de gaz. Cette situation est essentiellement liée, respectivement aux différences de leurs contenus solubles (fraction azotée) et insolubles (fractions NDF, ADF et ADL).

T. aphylla présentes les plus faibles productions durant toutes les phases d'incubation.

Après 72 heures d'incubation et pour tous les substrats, peu de gaz est alors produit et la fermentation diminue jusqu'à se stabiliser totalement par l'épuisement du milieu de fermentation (dégradation complète du substrat) et des conditions défavorables engendrées dans le milieu par l'acidité résultant de l'accumulation des acides gras volatils (AGV).

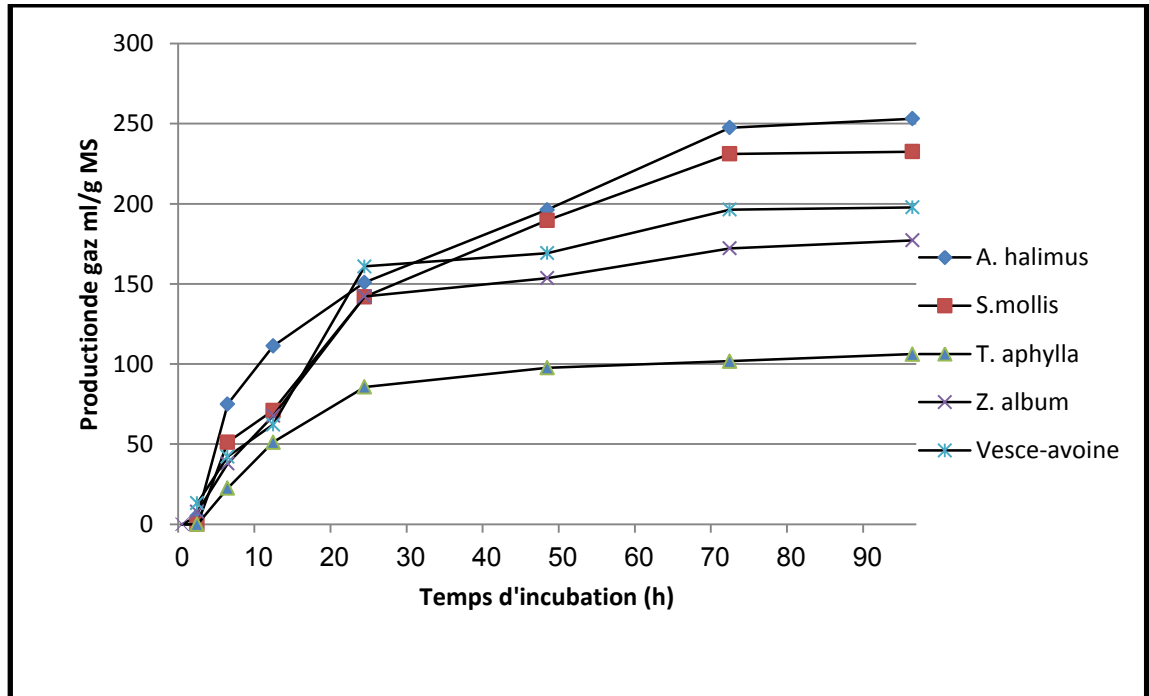


Figure 12. Cinétique de la production de gaz due à la fermentation *in vitro* des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.

II.2.4. Interrelations entre les paramètres de la production de gaz et les composants chimiques

Les corrélations entre les paramètres de la production de gaz et les constituants chimiques des substrats étudiés sont indiquées dans le tableau 11. La fraction NDF est négativement corrélée à la production de gaz après 6 h ($r = -0,744$, $P < 0,01$) et 12h ($r = -0,660$, $P < 0,01$). Toutefois, ce coefficient de corrélation diminue après 24 et 48 heures de fermentation, puis il s'accroît jusqu'à la fin de la fermentation.

De même, la teneur en ADF a une influence négative sur la production de gaz. La lignine, quant à elle, a un effet révélé significatif pour les points cinétiques 6h ($r = -0,791$, $P < 0,01$), 12h ($r = -0,764$, $P < 0,01$), 48h ($r = -0,752$, $P < 0,01$), 72h ($r = 0,804$, $P < 0,01$) et 96h ($r = 0,775$, $P < 0,01$).

Cette situation peut s'expliquer par le fait que la lignine est indigestible dès les premières heures de la fermentation, puis digestible après 72 h de fermentation, contrairement aux travaux de BOUFENNARA (2012); ARHAB (2006); GUETACHEW *et al.* (2004); LARBI *et al.* (1998); NDLOVU et NHERERA (1997); LANTCHEVA *et al.* (1999). Ces auteurs avancent que la lignine exerce un effet négativement significatif mais tardif vers la fin de la fermentation.

Donc la lignine est difficilement digestible par le microbiote ruminant de dromadaire, et que sa digestion est d'autant plus prononcée à la fin du processus de fermentation.

Des études antérieures (AMER *et al.* de 2012) ont également montré une corrélation négative entre la lignine et la production de gaz. Selon JUNG et ALLEN (1995) la lignine inhibe la fermentation microbienne ou l'hydrolyse enzymatique des polysaccharides de la paroi de fourrage.

Les fractions NDF, ADF, et ADL sont négativement reliées à (a) qui représente la dégradation de la fraction soluble. Ces résultats sont contradictoires par rapport aux travaux de BOUFENNARA (2012); ARHAB (2006) et NHERERA *et al.* (1999).

La matière azotée totale est positivement reliée avec la production de gaz, ce qui reflète une contribution du contenu azoté à la production de gaz, situation contradictoire signalée par de nombreux auteurs (AREGHEORE, 2000 ; ARHAB, 2006; BOUFENNARA, 2012).

La vitesse de dégradation est positivement et significativement corrélée aux fractions NDF, ADF, et ADL et négativement corrélée à la matière azotée totale. Ce résultat apparemment surprenant est en accord avec celui rapporté par NHERERA *et al.*

(1999). Ces auteurs enregistrent aussi une corrélation positive et significative entre la fraction NDF et les paramètres cinétiques de la production de gaz (a, b et c). Il est probablement dû à une bonne digestibilité de la fraction pariétale qui engendre la libération de sucres facilement fermentescibles par le microbiote ruminal.

Les composés phénoliques sont corrélés négativement avec la production de gaz à 2, 24 et 48 heures et le potentiel gazeux de l'aliment (b). Alors que les tanins totaux et les tanins condensés influence négativement mais juste au début de la fermentation (point cinétique 2h). Ces résultats peut s'expliquer par la capacité des micro-organismes ruminales à dégrader les métabolites secondaires des plantes et de les utiliser comme une source d'énergie. Des résultats positives, sont clairement mentionnés dans la littérature pour les saponines (HART *et al.*, 2008) et les composés phénoliques (VAREL *et al.*, 1991)

Tableau 11. Corrélations (r) entre les composants chimiques et les paramètres de la fermentation *in vitro* des substrats examinés.

	NDF	ADF	ADL	MAT	PT	TT	TC
V₂	0,158 ^{ns}	0,157 ^{ns}	-0,034 ^{ns}	-0,370 ^{ns}	-0,848**	-0,729**	-0,816**
V₆	-0,744**	-0,826**	-0,791**	0,741**	-0,408 ^{ns}	-0,158 ^{ns}	-0,389 ^{ns}
V₁₂	-0,660**	-0,739**	-0,764**	0,544*	-0,364 ^{ns}	-0,305 ^{ns}	-0,461 ^{ns}
V₂₄	-0,278 ^{ns}	-0,361 ^{ns}	-0,514 ^{ns}	0,570*	-0,862**	-0,311 ^{ns}	-0,612 ^{ns}
V₄₈	-0,551*	-0,625*	-0,752**	0,805**	-0,652**	-0,086 ^{ns}	-0,408 ^{ns}
V₇₂	-0,667**	-0,759**	0,804**	0,858**	-0,487 ^{ns}	0,035 ^{ns}	-0,279 ^{ns}
V₉₆	-0,640*	-0,737**	0,775**	0,829**	-0,514 ^{ns}	0,001 ^{ns}	-0,311 ^{ns}
a	-0,721*	-0,742**	-0,633**	0,512 ^{ns}	-0,124 ^{ns}	-0,195 ^{ns}	-0,289 ^{ns}
b	-0,594*	-0,685**	-0,767**	0,858**	-0,522*	0,087 ^{ns}	-0,248 ^{ns}
c	0,736**	0,813**	0,863**	-0,927**	0,357 ^{ns}	-0,176 ^{ns}	-0,136 ^{ns}

* : P < 0,05, **: P < 0,01, ns: non significative (P > 0,05).

II.2.5. Profil fermentaire des substrats

II.2.5.1. Evolution du pH

Le pH est un paramètre très important dans la régulation et l'optimisation des fermentations ruminales. Le pH du jus de rumen fraîchement collecté est de 6,23. Cette valeur indique des conditions physico-chimiques favorables à une bonne activité fermentaire du microbiote ruminal. Après l'addition de la salive artificielle, une légère augmentation de pH a été constatée. Le pH du mélange jus du rumen/salive artificielle a atteint une valeur moyenne de 6.96. Cette augmentation de pH peut être expliquée par l'effet tampon de la salive artificielle qui contribue à la neutralisation de l'acidité du milieu (MOULD *et al.*, 2005).

Après 96 h de fermentation, la valeur de pH est significativement distincte entre les fourrages testés ($P < 0,001$) (tableau 12). Il est à noter, que le pH tend à baisser et une variation significative est notée entre le pH initial et le pH final avec certains substrats. Ainsi, le pH passe de 6.96 à 6.32, 6.75, 6.45, 6.92 et 6.44 respectivement pour *A. halimus*, *S. mollis*, *T. aphylla*, *Z. album*, et la foin de vesce avoine. L'acidification du milieu de fermentation est essentiellement due à l'accumulation des acides gras volatiles (AGV) et de l'acide lactique comme produit final de fermentation dans le milieu (BERNARD *et al.*, 2001 ; MADRID *et al.*, 2002). Pour tous les substrats, les valeurs de pH enregistrées sont au-dessus du seuil critique d'inhibition de la croissance et de l'activité cellulolytique du microbiote ruminal (HOOVER, 1986 ; $\text{pH} \geq 6$).

II.2.5.2. Production d'azote ammoniacal (N-NH₃)

La concentration en azote ammoniacal, mesurée après 96 heures d'incubation dans le surnageant des fermenteurs en batch, est significativement distincte entre les fourrages testés ($P < 0,01$). La production d'ammoniac la plus élevée est notée pour *S. mollis* (1,94mmoles/g MS). La concentration en azote ammoniacal de l'*A. halimus* est comparable à celle du foin de vesce-avoine (1,52 et 1,44 mmoles/g MS, respectivement) ($P > 0,01$). *Z. album* et *T. aphylla* produisent les plus faibles taux d'azote ammoniacal (1,19 et 1,14 mmoles/g MS).

Selon SERMENT *et al.* (2016), dans les seringues, la concentration de N-NH₃ est un compartiment intermédiaire entre la dégradation des protéines et l'utilisation de l'azote pour la croissance microbienne.

Les faibles concentrations de N-NH₃ présentées dans cette étude pourraient représenter une plus grande utilisation d'ammoniac pour la croissance microbienne que sa

production par la dégradation des acides aminés. Des résultats similaires ont été observés *in vivo* lorsque les animaux ont été nourris par des substrats de même nature (ROUISSI *et al.*, 2008). Cependant, ces quantités restent faibles, comparativement à celles préconisées par BOUFENNARRA (2012) pour des études réalisées sur les ovins.

II.2.5.3. Production d'acides gras volatiles (AGV)

La production en AGV totaux des différents substrats est significativement différente entre eux ($P < 0,01$). *S. mollis* ayant le total le plus élevé (11,52 mmol/ g MS), elle est suivie de *A. halimus* (10,95 mmol/g MS) et le foin de vesce avoine (9,08 mmol/g MS) alors que les plus faibles productions reviennent aux *T. aphylla* et *Z. album* (5,18 et 4,85 mmol/ g MS (Tableau 12). Ces résultats s'avèrent supérieurs à ceux rapportés sur des plantes de même nature et de microbiote ruminal autre que celui de dromadaire (ARHAB, 2006 et BOUFENNARRA, 2012).

Ces résultats confirment les résultats obtenus précédemment et relatifs à la fois à la production de gaz et à la digestibilité. Par tous leurs aspects, ces résultats confèrent aux *S. mollis* et *A. halimus* une qualité nutritionnelle très appréciable qui indique clairement un potentiel de valorisation.

La classification des fourrages sur la base de la production quantitative en AGV totaux est la suivante :

S. mollis* > *A. halimus* > foin de vesce-avoine > *T. aphylla* > *Z. album

Les proportions d'acétate, propionate et butyrate sont significativement différentes entre les substrats étudiés ($P < 0,01$). Les concentrations d'acétate (acide gras volatile majeur) sont comprises entre 2,75 et 7,09 mmoles/g MS. La teneur la plus élevée est notée pour *A. halimus* et la plus faible pour *T. aphylla*. La même tendance est constatée pour les proportions de propionate et de butyrate, et elles sont les plus élevées chez *S. mollis* (2,28 et 1,43 mmoles/g MS, respectivement) et les plus faibles chez *Z. album* (0,85 et 0,56, respectivement). Ce qui conduit à des ratios acétate/propionate élevés.

DEMEYER (1981) et NORMAN *et al.* (2007) ont observé que les proportions relatives des différents AGV dans le rumen dépendent surtout de la nature de la ration et que les régimes à base de fourrages orientent les fermentations vers l'acétate. Les rations riches en concentrés quant à elles orientent les fermentations plutôt vers le propionate tandis que les sous produits de sucrerie (mélasse) induisent une fermentation de type butyrique relativement importante.

Les ratios acétate/propionate, de fait les deux acides gras majeurs, sont significativement différents entre les substrats ($P < 0,01$). Ces ratios sont compris entre 2,45 et 4,00. Les ratios les plus élevés sont notés pour *A. halimus* (4) suivi par *Z. album* (3,67), alors que le plus faible est enregistré par le foin de vesce avoine. Ces ratios sont cependant comparables aux travaux de ARHAB (2006), BOUFENNARA (2012), SERMENT *et al.* (2011) et GEMEDA et HASSEN (2014) ce qui indique que malgré les différences quantitatives de production des AGV observées entre les deux études, leur profil qualitatif est relativement le même.

Un ratio acétate/propionate élevé indique une digestibilité NDF appréciable des aliments (GUETACHEW *et al.*, 2004, BLÜMMEL *et al.*, 1999 ; BROWN *et al.*, 2002 ; ARHAB, 2006). Des ratios similaires sont également obtenus à partir d'autres substrats riches en fraction NDF (GUETACHEW *et al.*, 2004; SERMENT *et al.*, 2016).

Les AGV produites dans le rumen par fermentation microbienne est la source d'énergie principale pour les ruminants. Selon BANNINK *et al.*, (2008) le type d'AGV formé dans le rumen dépend de la nature de substrat fermenté, la population microbienne, et de l'environnement du rumen.

Ainsi, le profil fermentaire en AGV obtenu confirme la bonne fermentescibilité *in vitro* de nos substrats par le microbiote ruminal, particulièrement les Amaranthacées.

Il est à noter que la fermentation *in vitro* des différents substrats conduit également à la formation d'autres acides gras volatile mais en concentrations négligeables.

Tableau 12. Profil fermentaire (pH, concentrations en azote ammoniacal (N-NH₃), AGVt et proportions des différents AGV exprimés en mmoles /g MS) des substrats étudiées.

Substrats	<i>A. halimus</i>	<i>S. mollis</i>	<i>T. aphylla</i>	<i>Z. album</i>	Standard	S.E.M
pH	6,32 ^a	6,75 ^c	6,45 ^b	6,92 ^d	6,44 ^b	0,10
N-NH ₃	1,52 ^b	1,94 ^c	1,14 ^a	1,19 ^a	1,44 ^b	0,19
AGV _t	10,95 ^d	11,52 ^e	5,18 ^b	4,85 ^a	9,08 ^c	1,20
Acétate	7,09 ^e	6,64 ^d	2,75 ^a	3,12 ^b	5,09 ^c	0,30
Propionate	1,77 ^c	2,28 ^e	0,88 ^b	0,85 ^a	2,07 ^d	0,14
Butyrate	1,27 ^c	1,43 ^e	1 ^d	0,56 ^a	0,88 ^b	0,02
C ₂ /C ₃	4,00 ^e	2,90 ^b	3,11 ^c	3,67 ^d	2,45 ^a	0,23

AGV: acides gras volatiles, N-NH₃ : azote ammoniacal, C₂/C₃: acétate propionate ratio, S.E.M. : erreur standard des moyennes, ^{a, b, c, d, e} moyennes dans la même ligne avec des lettres différentes sont significativement différentes ($P < 0,01$).

II.2.6. Estimation de la digestibilité des substrats

II.2.6.1. Digestibilité apparente

La digestibilité apparente de la matière sèche (DMS) et de la matière organique (DMO) des substrats étudiés est montrée dans le tableau 13. La DMS et la DMO sont significativement distinctes entre les fourrages ($P < 0,01$). La DMS varie entre 29,41 et 54,2%. La valeur la plus élevée est notée pour *A. halimus* et la plus faible pour *T. aphylla*. Une tendance similaire est observée pour la DMO, plus élevée dans *A. halimus* (60,21%) comparativement à *Z. album* (32,14%). Cette différence est essentiellement due aux contenus élevés en NDF et en lignine observés pour *Z. album* et *T. aphylla*, en plus de leur faible teneur en azote. Ainsi SALEM *et al.* (2013) stipulent que des variabilités de la digestibilité *in vitro* entre les fourrages pourraient être dues à des niveaux variables de métabolites secondaires, ou à des variations de l'activité anti-nutritive entre les substrats étudiés.

Pour *S. mollis*, la digestibilité est comparable et/ou supérieure à celle du substrat de référence (foin de vesce avoine). Ce résultat indique que leur contenu fibreux est digestible par le microbiote ruminal.

La classification des fourrages sur la base de la digestibilité apparente de la matière sèche est alors comme suit :

A. halimus* > foin de vesce-avoine > *S. mollis* > *Z. album* > *T. aphylla

On note que la digestibilité des Amaranthacées est comparable et/ou supérieure à celle de foin de vesce avoine, cela peut s'expliquer par leur teneur inférieure en lignine.

Tableau 13. Digestibilité apparente et réelle *in vitro* des matières sèche et organique (g/100 g MS) des fourrages collectés de la région d'El-Oued.

Substrats	Digestibilité apparente		Digestibilité réelle	
	MS	MO	MS	MO
<i>A. halimus</i>	54,2 ^e	60,21 ^e	56,26 ^e	58,26 ^e
<i>S. mollis</i>	50,26 ^c	52,14 ^c	52,12 ^d	50,29 ^c
<i>T. aphylla</i>	29,41 ^a	33,1 ^a	32,26 ^b	26,35 ^a
<i>Z. album</i>	31,95 ^b	32,14 ^b	27,26 ^a	30,15 ^b
Vesce-avoine	50,98 ^d	53,21 ^d	49,98 ^c	55,24 ^d
S.E.M	0.85	1.20	1.98	0.65

MS : matière sèche, MO : matière organique, S.E.M. : erreur standard des moyennes, ^{a, b, c, d, e, f, g} moyennes avec des exposants différents sont significativement différentes ($P < 0,01$).

II.2.6.2. Digestibilité réelle

Les valeurs de la digestibilité réelle de la matière sèche (IVTDMS) et de la matière organique (IVTDOM) sont également mentionnées dans le tableau 13. Elles varient entre 27,26 et 56,26 % et 26,35 et 58,26 % pour respectivement IVTDMS et IVTOMD. Les valeurs les plus élevées sont observées pour *A. halimus*, alors que les plus faibles sont notées pour *Z. album* ($P < 0,01$).

Le classement des substrats selon leur digestibilité réelle de la matière sèche est le suivant :

A. halimus* > *S. mollis* > foin de vesce-avoine > *T. aphylla* > *Z. album

Les différences entre le classement des fourrages par rapport à la digestibilité apparente et réelle sont tout à fait normales. Elles sont dues probablement à leurs différences par rapport à leur composition chimique et leur contenu en tanins. De plus, (NTAIKOU *et al.* 2008) mentionnent que la digestibilité apparente est calculée à partir du résidu total après fermentation, il consiste en substrat non dégradé et en biomasse bactérienne. Par contre la digestibilité réelle (true digestibility) se base sur la mesure gravimétrique du résidu fermentaire, après traitement avec la solution NDS qui élimine une partie des bactéries adhérentes aux particules alimentaires. On constate que nos substrats, à l'exception de *Z. album*, ont une digestibilité réelle plus élevée à celle de la digestibilité apparente. Ce résultat suggère donc la présence d'une biomasse microbienne importante fixée aux fibres de ces fourrages.

II.2.7. Corrélations entre composants des substrats et produits métaboliques

Les corrélations existant entre les constituants chimiques, *in vitro* digestibilités, produits métaboliques, et paramètres de dégradations cinétiques des substrats étudiés sont résumées dans le tableau 14. Il en ressort que la fraction des fibres (NFD, ADF et ADF) sont corrélées négativement et significativement à la production d'acétate ($r = -0,928$, $r = -0,958$ et $r = -0,977$ respectivement, $P < 0,01$), à la production de l'acide gras propionate ($r = -0,720$, $r = -0,736$ et $r = -0,867$ respectivement, $P < 0,01$) à la production de l'acide gras Butyrate ($r = -0,820$, $r = -0,815$ et $r = -0,759$ respectivement, $P < 0,01$) et aux acides gras volatiles totaux ($r = -0,875$, $r = -0,882$ et $r = -0,959$ respectivement, $P < 0,01$). Ces résultats, prévisibles, sont clairement mentionnés dans la littérature (SINGH *et al.* 2012).

En effet, ces auteurs soulignent l'effet négatif des constituants des parois végétales sur le profil fermentaire en acides gras volatiles. Le contenu azoté est significativement et

positivement corrélé à la production d'acétate ($r = 0,968$, $P < 0,01$), à la production de l'acide gras propionate ($r = 0,944$, $P < 0,01$) à la production de l'acide gras Butyrate ($r = 0,793$, $P < 0,01$) et aux acides gras volatiles totaux ($r = 0,983$, $P < 0,01$).

Les phénols totaux ne jouent pas un effet corrélatif significatif sur le processus de production des AGV. Par contre, les tanins totaux et les tanins condensés possèdent des effets corrélatifs positifs et significatifs avec la production de Butyrate ($r = 0,655$, $P < 0,01$; $r = 0,564$, $P < 0,05$). Ces résultats sont contradictoires avec les travaux de JAYANEGARA *et al.* (2015), GARCIA *et al.* (2008) qui mentionnent l'effet négatif des tannins condensés sur la production des acides gras volatiles.

La production de gaz accompagne principalement les voies fermentaires productrices d'acétate et de butyrate, par contre le rendement en propionate est dû seulement au tampon acide du milieu (WOLIN, 1975). Les fortes corrélations entre la matière azotée totale et la production des acides gras volatiles indiquent que la fermentation de la MAT contribue à la production des acides gras volatiles. Une corrélation directe est établie entre la production de gaz et le profil de production des acides gras volatiles. Ces résultats concordent parfaitement avec les travaux de GUETACHEW *et al.* (2002), qui mentionnent une corrélation positive entre la production de gaz et la production d'acides gras volatiles. Cependant, les productions de gaz pour les temps d'incubation de 6 et 12 h sont corrélés positivement et significativement au ratio acétate/propionate ($r = 0,643$, $P < 0,01$; $r = 0,783$, $P < 0,01$) respectivement.

Une corrélation négative et très significative est établie entre les digestibilités réelles et apparentes de matière sèche et organique et les constituants de la paroi (NDF, ADF, et ADL), alors qu'elle est positive avec le contenu azoté des substrats étudiés.

La vitesse de production de gaz (c) est corrélée négativement et significativement à la production d'acides gras volatiles totaux, à l'acétate et au ratio acétate/propionate ($r = -0,881$, $r = -0,953$; $P < 0,01$, $r = -0,663$; $P < 0,05$) respectivement. Ces résultats sont contradictoires avec les travaux de GUETACHEW *et al.* (2004), BOUFENNARA (2012) et GEMEDA et HASSEN (2014).

Dans la présente étude, une association significative a été révélée entre la production de méthane et d'azote ammoniacal et différents paramètres étudiés. Des résultats similaires sont représentés par GEMEDA et HASSEN (2014).

De même, de nombreux chercheurs ont expliqué la relation entre la qualité de l'alimentation exprimée en termes de constituants chimiques et la production de méthane (SANTOSO *et al.*, 2007; SINGH *et al.* 2012).

Tableau 14. Coefficients de corrélation de l'analyse chimique, composés phénoliques, *in vitro* digestibilités, produits métaboliques, et paramètres de dégradations cinétiques des substrats étudiés

	NDF	ADF	ADL	MAT	PT	TT	TC	V6	V12	a	b	c
AGV_t	-0,875**	-0,882**	-0,959**	0,983**	-0,158 ^{ns}	0,283 ^{ns}	0,015 ^{ns}	0,751**	0,549*	0,498 ^{ns}	0,874**	-0,881**
Acétate	-0,928**	-0,958**	-0,977**	0,968**	-0,193 ^{ns}	0,212 ^{ns}	-0,057 ^{ns}	0,893**	0,744**	0,678**	0,907**	-0,953**
Propionate	-0,720**	-0,736**	-0,867**	0,944**	-0,164 ^{ns}	0,371 ^{ns}	0,093 ^{ns}	0,576*	0,326 ^{ns}	0,273 ^{ns}	0,834**	-0,405 ^{ns}
Butyrate	-0,820**	-0,815**	-0,759**	0,793**	0,478 ^{ns}	0,655**	0,564*	0,519*	0,406 ^{ns}	0,494 ^{ns}	0,482 ^{ns}	-0,356 ^{ns}
C₂/C₃	-0,790**	-0,785**	-0,613*	0,429 ^{ns}	-0,170 ^{ns}	-0,401 ^{ns}	-0,372 ^{ns}	0,643**	0,783**	0,634*	0,050 ^{ns}	-0,663*
NH₃	-0,619*	0,676**	0,730**	0,897**	0,018 ^{ns}	0,641**	0,354	0,849**	0,690**	0,292 ^{ns}	0,812**	-0,880**
CH₄	-0,893**	-0,921**	-0,980**	0,946**	-0,256 ^{ns}	0,079 ^{ns}	-0,170 ^{ns}	0,566*	0,340 ^{ns}	0,627*	0,870**	-0,866**
DMS	-0,829**	-0,860**	-0,952**	0,937**	-0,346 ^{ns}	0,055 ^{ns}	-0,214 ^{ns}	0,809**	0,634*	0,546*	0,900**	-0,862**
DMO	-0,898**	-0,920**	-0,981**	0,924**	-0,271 ^{ns}	0,021 ^{ns}	-0,214 ^{ns}	0,836**	0,694**	0,632*	0,845**	-0,831**
IVTDMS	-0,926**	-0,938**	-0,994**	0,956**	-0,136 ^{ns}	0,166 ^{ns}	-0,062 ^{ns}	0,780**	0,623*	0,590*	0,815**	-0,828**
IVTDMO	-0,815**	-0,938**	-0,940**	0,900**	-0,402 ^{ns}	-0,043 ^{ns}	-0,301 ^{ns}	0,808**	0,645*	0,552*	0,879**	-0,828**

AGV_t: acides gras volatiles totaux, N-NH₃ : azote ammoniacal C₂/C₃: acétate propionate ratio, CH₄: méthane, DMS: digestibilité de la matière sèche, DMO: digestibilité de la matière organique, IVTDMS: *in vitro* true DMS, , IVTDMO: *in vitro* true DMO, NDF: neutral detergent fibre, ADF : acid detergent fibre, ADL : acid detergent lignin, MAT : matières azotées totales, PT: polyphénols totaux, TT: tanins totaux, TC: tanins condensés , V6: volume de gaz produit à 6 h, V12: volume de gaz produit à 12 h, a: production de gaz à partir de la fraction soluble, b: production de gaz à partir de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible, c: la vitesse de production de gaz à partir de b, * : P < 0,05, **: P < 0,01, ns: non significative (P > 0,05)

La corrélation positive entre la production de méthane et la fraction des fibres (NDF, ADF et ADL) observée dans cette étude est contradictoire avec les résultats rapportés par MOSS, (2000) et SINGH *et al.* (2012).

II.2.8. Stœchiométrie des fermentations

L'étude des stœchiométries des réactions se déroulant dans le rumen est importante pour mieux comprendre la partition du carbone et de l'hydrogène (H_2) moléculaire dans le rumen. En effet, les constituants de la ration peuvent se répartir entre des produits « utiles » pour l'animal (AGV, biomasse bactérienne), et des produits « inutiles », voire polluants pour l'environnement (CH_4).

Après 96 heures d'incubation, la production de gaz résultant de la fermentation des différents substrats est essentiellement composée de dioxyde de carbone (CO_2 mesuré) (tableau 15). Le volume de CO_2 produit varie entre 3.976 et 8.397 ml/g MS. La valeur la plus élevée est enregistrée pour *A. halimus* et la plus faible pour *T. aphylla*. En effet, le dioxyde de carbone est produit soit directement de la dégradation des substrats organiques de l'aliment par le microbiote ruminal soit indirectement à partir de la salive artificielle pour neutraliser l'acidité induite par la production des AGV.

L'analyse qualitative du pool gazeux, révélée par le rapport CO_2/CH_4 , indique que ce ratio est compris entre 2,33 et 4,89. Le rapport le plus élevé est noté pour *Z. album* et le plus faible pour le *S. mollis*. La faible production de méthane observée pour les substrats étudiés conduit à s'interroger sur le devenir de l'hydrogène produit lors de la fermentation, est-il incorporé à l'acétate ou au méthane ? Pour vérifier cette situation, le bilan d'hydrogène calculé montre qu'il s'agit d'une fermentation normale, sans accumulation de produits fermentaires inconnus. Cette déduction se base sur la fourchette (> 78%) proposée par DEMEYER (1990). Le bilan d'hydrogène calculé dans notre étude est compris entre 89,56 et 97,52%. D'où il est possible de conclure que l'hydrogène produit lors de la dégradation des différents substrats est essentiellement incorporé en acétate. De ce fait, l'utilisation digestive des substrats étudiés par les ruminants locaux ne contribue pas à la pollution atmosphérique et à l'effet de serre.

Les calculs proposés permettent de connaître la quantité de gaz indirect (CO_2) produit lors de la réaction entre les AGV et les bicarbonates du milieu. Le gaz indirect produit lors des essais in vitro de cette thèse représente entre 48,45 et 51,90 % de la production de gaz totaux. BLÜMMEL et ØRSKOV (1993) avaient observé une proportion de gaz indirect de 53,6 % lors de la fermentation in vitro de paille à 24 h d'incubation.

BLÜMMEL *et al.* (1999) avaient observé des proportions de gaz indirect entre 49 et 56 % lors de la fermentation *in vitro* de 55 matières premières. GUETACHEW *et al.* (1998) ont décrit que la proportion de gaz indirect produit lors de la fermentation de fourrages représentait souvent environ 50 % des gaz totaux, alors que les concentrés en produisaient environ 60 %, du fait d'une production de propionate plus importante avec les concentrés.

Nous avons choisi une hypothèse simple : une mole d'AGV neutralisée conduit à la libération d'une mole de CO₂ avec un pH théorique de 7,0. La solution tampon utilisée dans nos essais *in vitro* contenait initialement le bicarbonate et le phosphate.

Une partie des AGV a pu réagir avec les phosphates, car ce type de tampon est très actif quand le pH est proche de 7,0, contrairement à ce qui se passe avec les bicarbonates, la réaction avec les phosphates ne produit pas de gaz. Avec la même solution tampon que celle utilisée dans les études *in vitro* de cette thèse, BEUVINK et SPOELSTRA (1992) ont estimé que 13 % des AGV avaient réagi avec les phosphates. Ainsi, il y a peut-être une surestimation de la production de gaz indirect avec l'hypothèse que nous avons choisie.

La comparaison stœchiométrique du volume de gaz total estimé (y) avec le volume de gaz mesuré (x) après 96 heures d'incubation montre une très bonne corrélation ($y = -3,615 + 2,124 x$, $r = 0,694$, $P < 0,05$) entre les deux variables à travers l'ensemble des substrats examinés (figure 13). La relation entre le volume de CO₂ mesuré (x) et le volume gaz indirect (CO₂) (y) est montrée dans la figure 14. Il en ressort que les deux variables sont fortement corrélées ($y = -1,084 + 1,368 x$, $r = 0,548$, $P < 0,05$) et corroborées aux équations stœchiométriques de WOLIN (1975). De même, le méthane mesuré (x) est fortement lié au volume de méthane estimé ($y = -0,0642 + 1,097 x$, $r = 0,890$, $P < 0,05$) (figure 15). Ces résultats, sont similaires à ceux de BLÜMMEL and ORSKOV (1993) qui confirment l'association étroite de la production d'AGV et l'évolution de la production de gaz *in vitro*. Par conséquent, le volume de gaz peut être correctement prédit à partir des proportions des acides gras volatiles présents dans le système réactionnel.

Tableau 15. Stœchiométrie de la fermentation *in vitro* (mmoles/ g MS) et le taux de récupération d'hydrogène (%) des substrats collectés de la région d'El-Oued et de substrat de référence.

Substrats	<i>A. halimus</i>	<i>S. mollis</i>	<i>T. aphylla</i>	<i>Z. album</i>	Standard Vesce-avoine
Gaz total	11,307	11,099	5,434	8,908	9,970
CO₂ mesuré	8,397	7,770	3,976	7,063	7,149
CH₄ mesuré	2,910	3,329	1,457	1,445	2,821
CO₂/CH₄	2,334	2,885	2,729	4,887	2,534
TRH₂	92,23	89,56	92,36	92,17	97,52
gaz totaux théorique	21,4	22,19	10,18	9,41	17,97
gaz direct	10,45	10,67	5	4,56	8,89
gaz indirect	10,95	11,52	5,18	4,85	9,08
production de H₂ théorique	14,95	13,86	6,02	6,51	9,87
CH₄ potentielle	3,74	3,465	1,50	1,63	2,47

CO₂/CH₄ : dioxyde de carbone et méthane ratio, TRH₂ : taux de récupération de l'hydrogène.

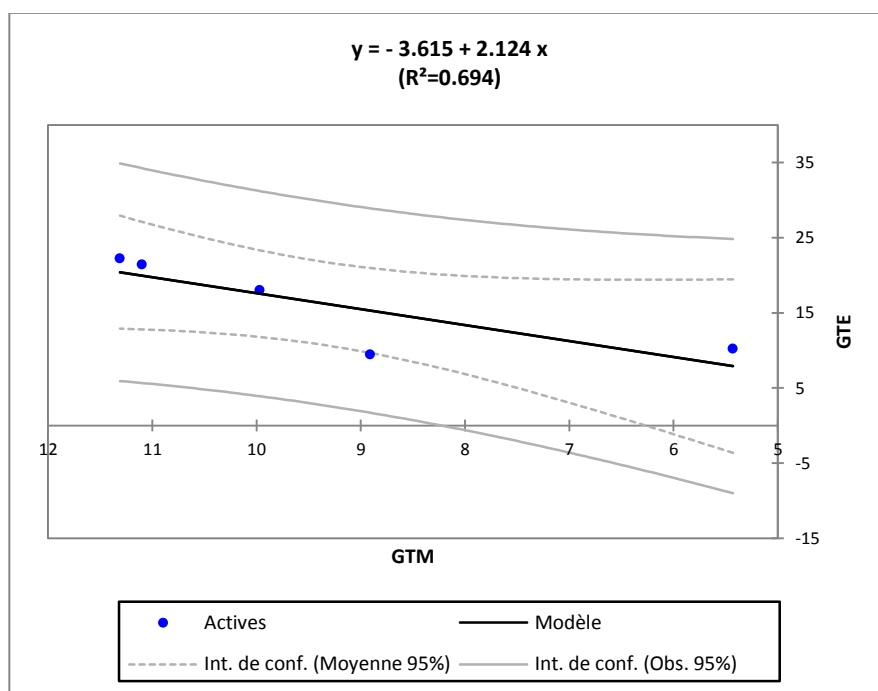


Figure 13. Relation entre les productions de gaz totaux mesurée et calculée.

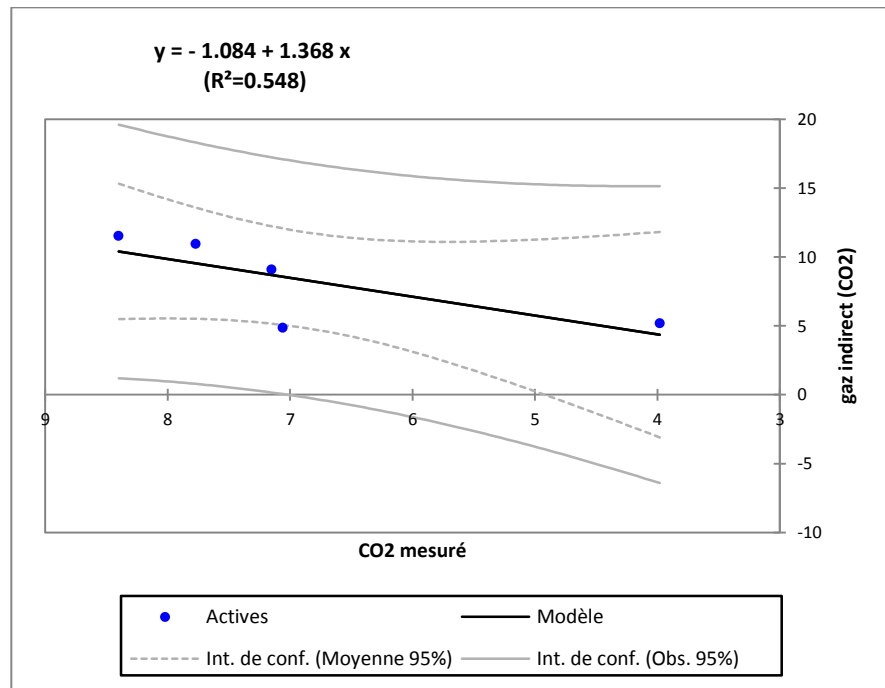


Figure 14. Relation entre la production de gaz indirect calculée à partir de la production d'AGV et la production de CO₂ mesurée.

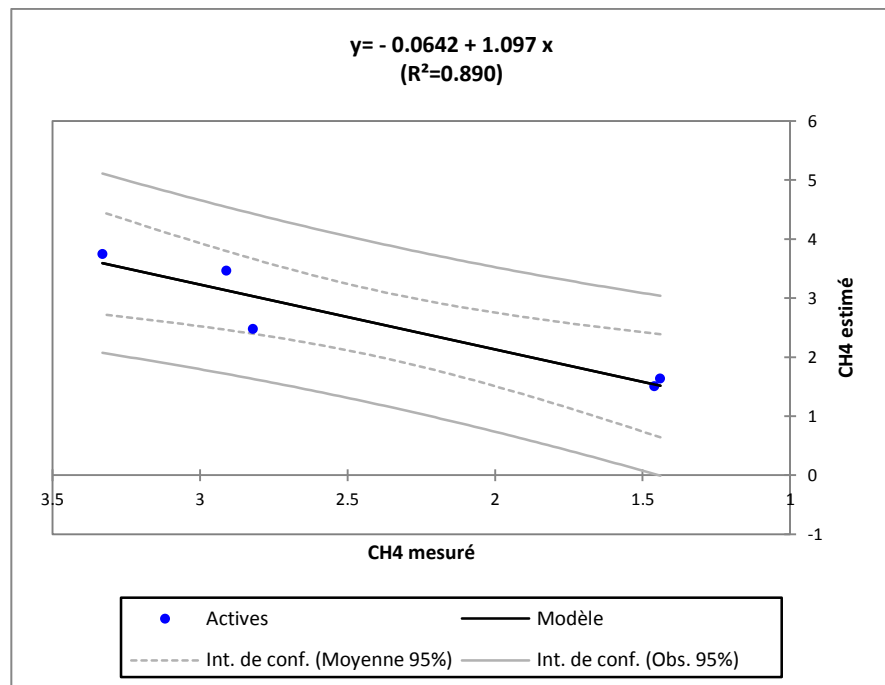


Figure 15. Relation entre la production de CH₄ calculée à partir de la production d'AGV et la production de CH₄ mesurée.

II.2.9. Analyse numérique

La présente analyse a été menée pour évaluer le potentiel nutritif de plantes halophytes collectées de parcours camelins des régions arides d'Algérie, par la détermination de leurs compositions chimiques et l'estimation de l'activité métabolique du microbiote ruminal camelin à leur égard *in vitro*. Toutefois, les résultats des principaux éléments d'analyse de ce travail (composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil fermentaire) ont été traités par le logiciel statistique XLSTAT 2015.

Afin d'étudier l'effet de la variation de la composition chimique sur la digestibilité, la production de gaz et le profil fermentaire des 4 substrats et le foin de vesce avoine, l'analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée.

L'analyse en composantes principales (ACP) (Figure 16) divise les variables étudiées en trois groupes :

- L'axe 1 oppose un premier groupe formé par les variables : MAT, AGVt, GT et les digestibilités qui sont très corrélées entre elles, et un deuxième groupe formé par: NDF, ADF, et ADL.
- L'axe 2 est lié à un 3ème groupe de variables : PT, TT, TC et MM.

La représentation des espèces sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP sur la composition chimique (Figure 17) montre une variabilité: les espèces sont bien dispersées sur les 2 axes et laissent apparaître la présence de regroupements.

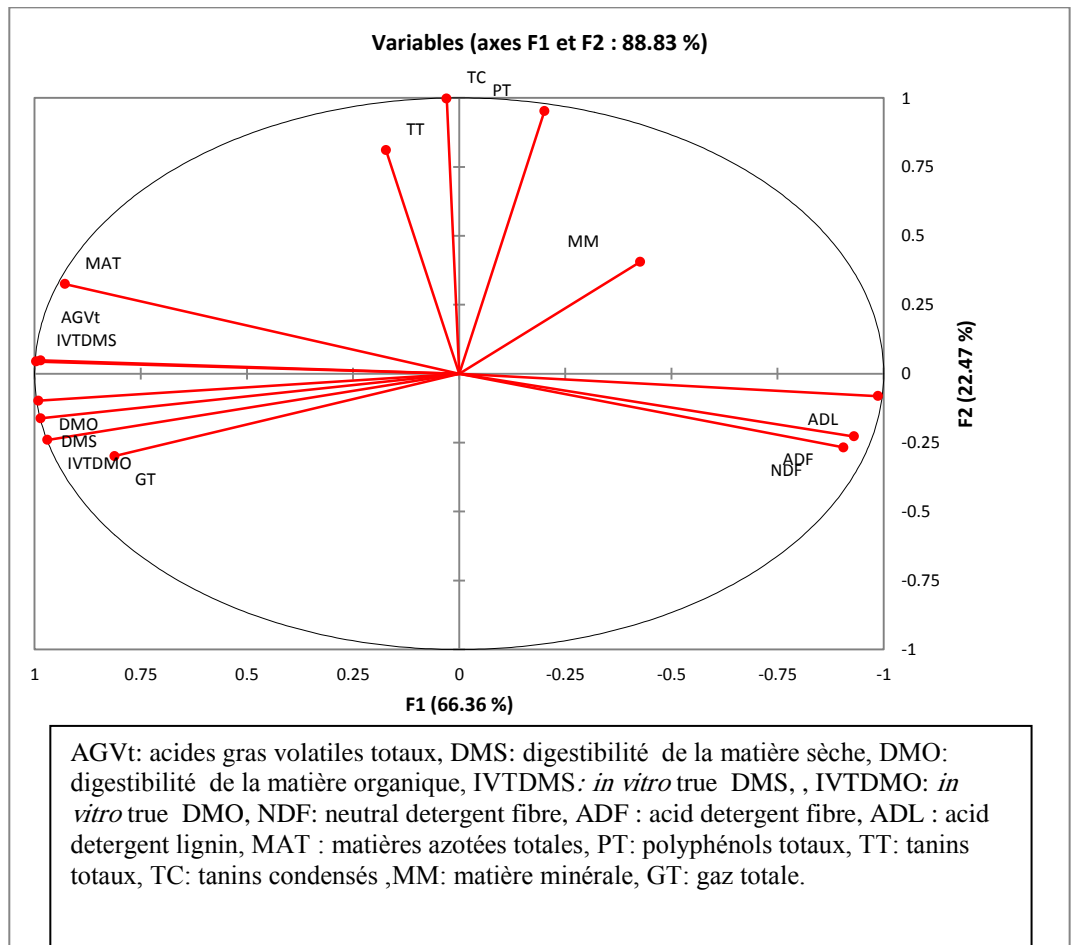


Figure 16. Discrimination des paramètres les plus influents sur le regroupement observée sur la base de l'analyse en composantes principales effectuée sur les données enregistrées sur la composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil en acides gras volatiles

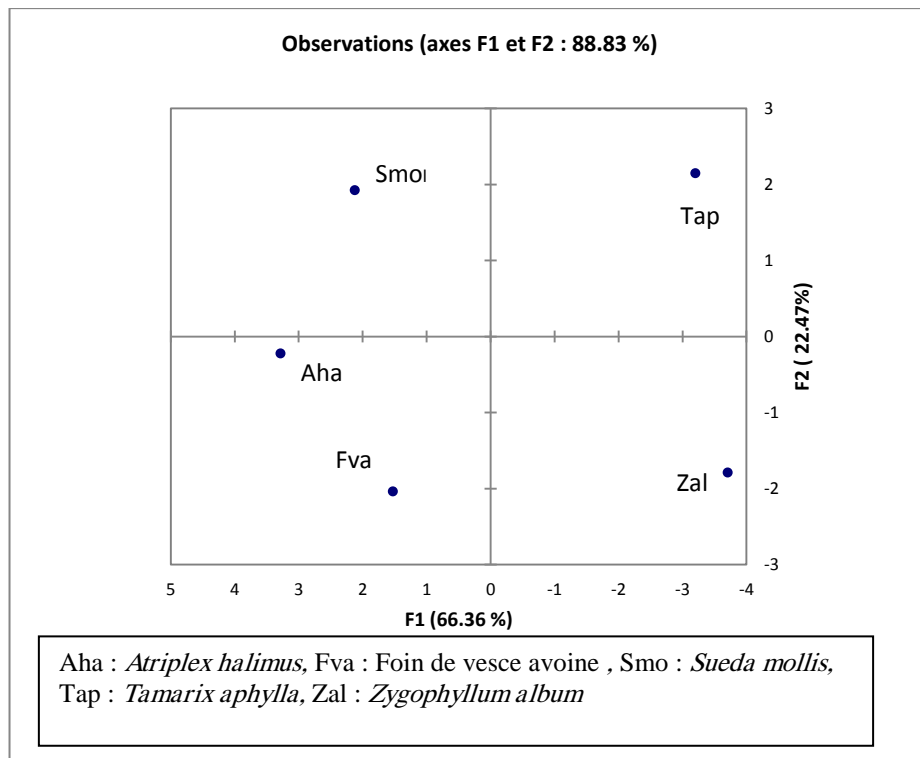


Figure 17. Représentation des espèces sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP effectuée par rapport aux données enregistrées sur la composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil en acides gras volatiles

Afin de mettre en évidence ces regroupements, nous avons effectué une classification ascendante hiérarchique (CAH) sur les coordonnées des espèces sur les 2 premiers axes de l'ACP. Cette classification nous a permis d'établir une partition en trois classes (Figure 18).

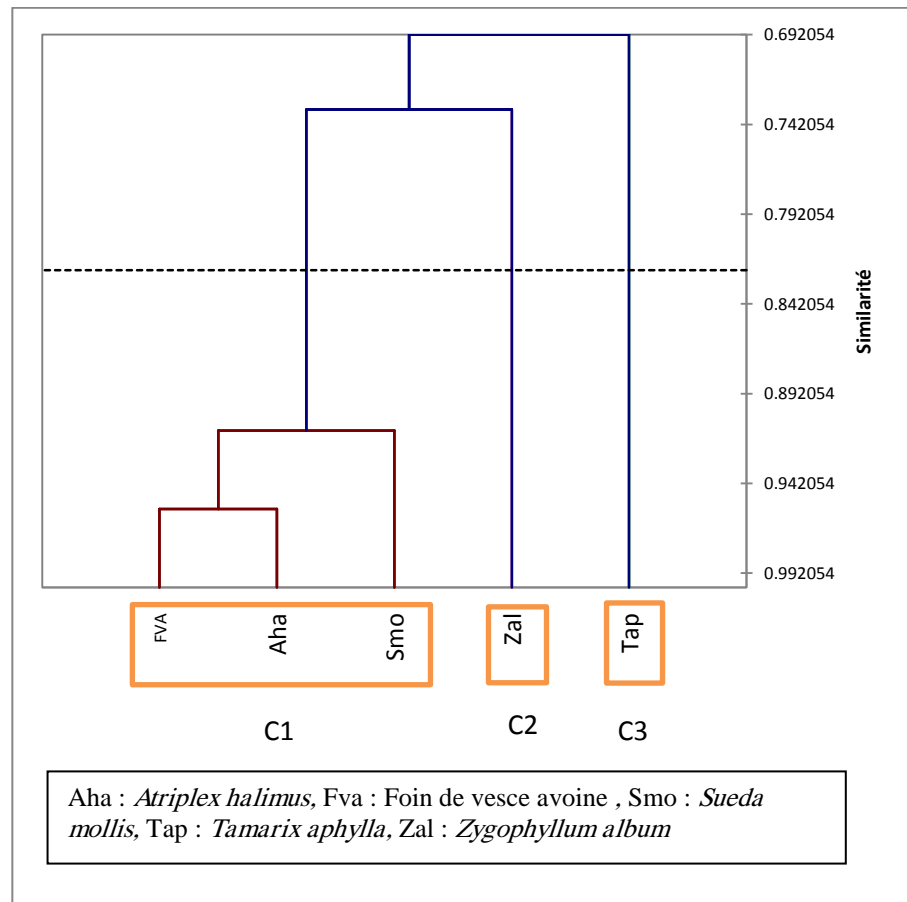


Figure 18. Dendrogramme de la CAH sur les coordonnées des espèces sur les deux premiers axes de l'ACP.

La projection des classes sur la représentation des espèces (Figure 19) nous a permis de caractériser les trois groupes d'espèces.

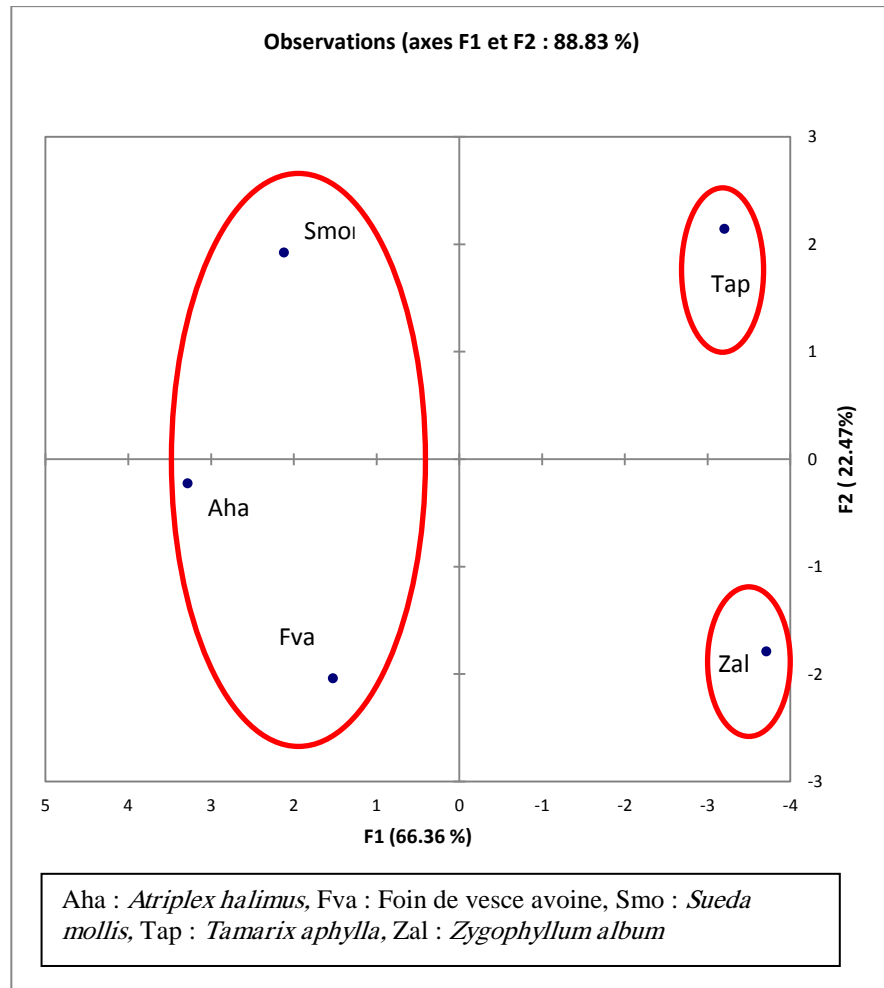


Figure 19. Discrimination des espèces végétales sur la base d'une analyse en composante principale effectuée par rapport aux données enregistrées sur la composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil en acides gras volatiles

Les principaux éléments d'analyse de ce travail (composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil en acides gras volatiles) permettent de classer finalement les plantes étudiées en trois groupes:

- Le premier cluster est constitué de 3 espèces: comprenant les Amaranthacées, *S. mollis* et *A. halimus* et le foin de vesce avoine.
- Le deuxième cluster est constitué de l'espèce *Z. album*.
- Le troisième cluster est constitué de l'espèce *T. aphylla*.

Afin de caractériser la composition chimique des groupes d'espèces établis, nous avons réalisé une représentation graphique superposée des composantes chimiques et des espèces sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP (Figure 20).

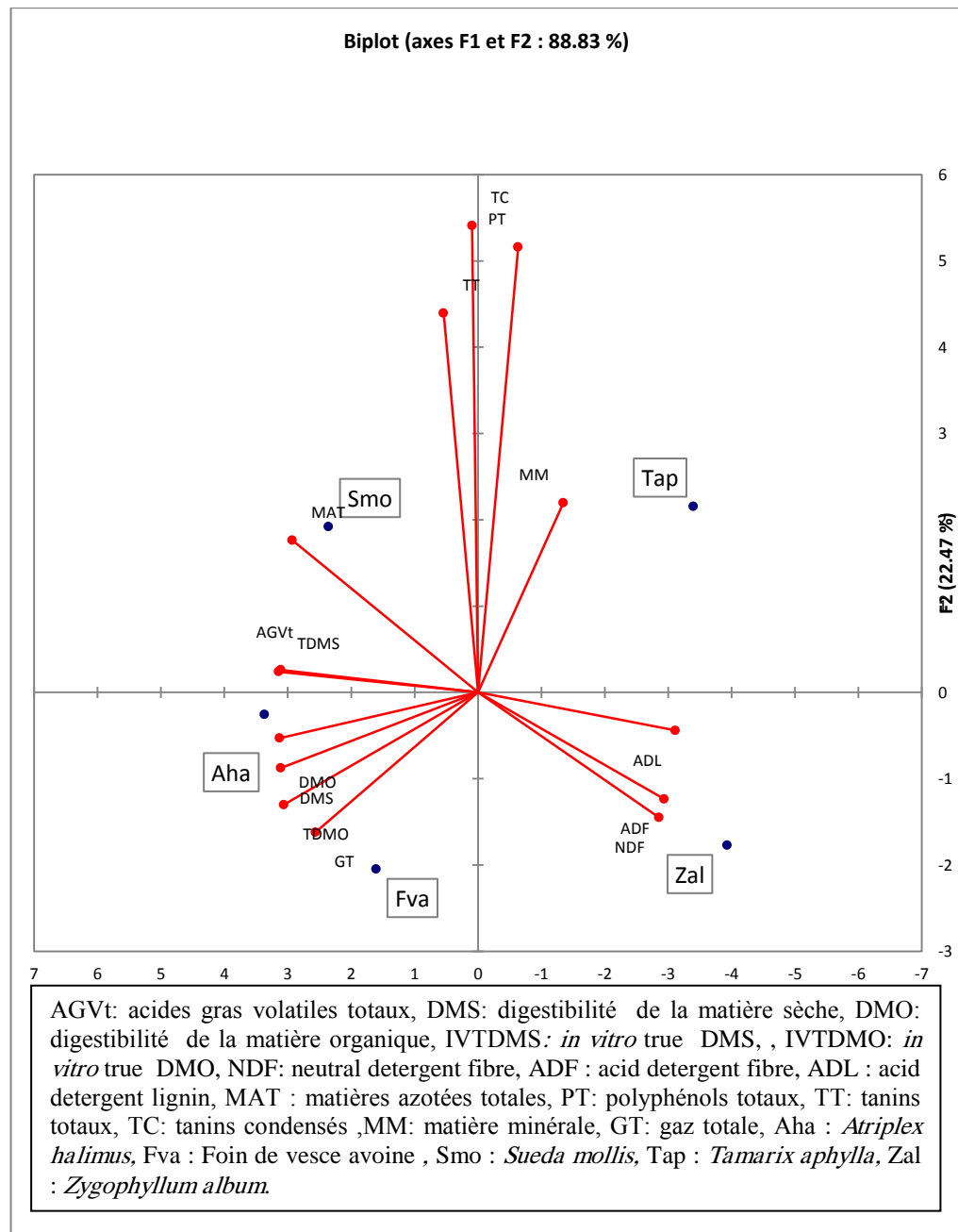


Figure 20. Représentation superposée des variables et des espèces sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP

Cette superposition nous montre que d'une manière générale :

- Le premier groupe est caractérisé par sa richesse en matière azotée totale, Avec une digestibilité élevée, une production de gaz forte et une fermentation efficace, *A. halimus* se positionne en tête de liste comme étant le meilleur arbuste parmi les plantes étudiées. Par conséquent, *A. halimus* devrait être considéré comme un fourrage possédant un potentiel nutritif intéressant pour les dromadaires.
- Le deuxième groupe représenté par *Z. album* qui s'avère très fibreuse, elle affiche aussi des valeurs nutritives et des digestibilités très faibles avec un contenu de matière azotée limité.
- Le troisième groupe représenté par *T. aphylla* qui est caractérisé par sa richesse en matière minérale (MM) et en composés secondaires, avec une digestibilité faible, une production de gaz et une fermentation moins efficace.

Conclusion générale et perspectives

Ce travail avait pour objectif principal d'étudier la valeur nutritive de certaines halophytes, broutées par le dromadaire, natives des écosystèmes salins algériens (région d'El-Oued), et d'évaluer la possibilité de leur utilisation comme constituant des rations alimentaires et de sélectionner les plantes fourragères les plus intéressantes sur le plan nutritionnel.

Notre étude est basée sur la caractérisation chimique précise de plantes halophytes, et l'évaluation de leur potentiel nutritif par la mesure de leur fermentescibilité *in vitro* par le microbiote ruminal camelins.

Les investigations et les prospections sur terrain nous ont permis de récolter 04 plantes halophytes (*Atriplex halimus* L., *Suaeda mollis*, *Tamarix aphylla*, *Zygophyllum album*) qui sont retenues pour les études *in vitro*. Le choix de ces 04 plantes seulement a été imposé par la pauvreté de milieu saharien d'une part et d'autre part selon les préférences alimentaires des dromadaires estimées par les éleveurs de la région.

L'étude est menée comparativement à un substrat témoin de référence le foin de vesce-avoine, largement utilisé à cette fin dans des études comparables.

L'analyse chimique révèle que les contenus en matières azotées totales des deux plantes de la famille des Amaranthacées sont relativement élevés par rapport aux autres substrats. *S. mollis* est à cet égard la plus remarquable avec un taux de 162,5g/kg MS en MAT, ce qui permet d'envisager cette plante comme un supplément additif en azote avec des fourrages fibreux. De ce fait, il serait intéressant d'évaluer l'activité métabolique du microbiote ruminal vis-à-vis de mélanges de *S. mollis* et/ou *A. halimus* (source d'azote) et d'autres substrats (source d'énergie) pour le développement d'un nouveau système d'alimentation basé sur la complémentarité et la synergie entre substrats locaux.

Concernant leurs teneurs en constituants pariétaux, les substrats étudiés s'avèrent riches en parois totales, avec des teneurs modérées en lignine. Ceci est probablement dû aux conditions climatiques qui règnent dans la région d'El-Oued, caractérisées par des températures élevées et une faible pluviométrie ; Alors que des concentrations élevées en lignine et hémicellulose de certains substrats constituent un handicap à leur dégradation par le microbiote ruminal.

L'analyse phytochimique révèle la richesse de *T. aphylla*, *S. mollis* et *A. halimus* en phénols totaux et en tanins totaux, cependant, elles contiennent une très faible teneur en tanins condensés, ce qui indique leur contenu élevé en tanins hydrolysables. La consommation d'aliments contenant des niveaux élevés de tanins hydrolysables provoque

une toxicité hépatique et rénale et peut entraîner la mort de certains animaux, d'où la nécessité de vérifier leur toxicité chez les camélidés.

La seconde partie s'est orientée vers la mesure de la fermentescibilité *in vitro* des substrats par le microbiote ruminal camélins. Cette étape nécessite la présence d'animaux fistulés. La manque de ces derniers, suite aux faibles études réalisées sur ces animaux et à la difficulté de fistuliser les dromadaires, a conduit à l'utilisation de jus de rumen prélevé à partir de dromadaires sacrifiés à l'abattoir de Guemar (El Oued). Le sacrifice est réalisé à 8^h:00 de matin au lieu de 3^h:00 après l'approbation du responsable de l'abattoir et le boucher.

L'évaluation de la fermentescibilité *in vitro* des substrats par le microbiote ruminal montre que les Amaranthacées sont dégradées à un niveau plus élevé à celui du substrat de référence. *Z. album* a un comportement intermédiaire, alors que *T. aphylla* n'est que faiblement fermentée. Le classement sur la base des résultats de la production de gaz *in vitro*, après 96 heures d'incubation, est le suivant :

***A. halimus* > *S. mollis* > foin de vesce-avoine > *Z. album* > *T. aphylla*.**

Cependant, des résultats inattendus sont observés pour le foin de vesce avoine qui présente une valeur inférieure à celle de *S. mollis* et *A. halimus* et cela malgré les teneurs faibles en constituants pariétaux et en composés secondaires. Ces résultats pourraient s'expliquer soit par le fait que nos substrats examinés renferment une fraction NDF hautement digestible, soit par la capacité de dégradation du microbiote ruminal camélin des tanins et/ou la combinaison de ces facteurs. La production de gaz relativement faible de *T. aphylla* peut être attribuée à leur richesse en composés phénoliques, connus pour leurs effets antagonistes vis-à-vis des nutriments et du métabolisme microbien. Ces composés phénoliques agissent également sur les enzymes impliquées dans les processus de la digestion. De plus, l'activité fermentaire intense du microbiote ruminal en présence de ces substrats peut être expliquée par la présence importante de polysaccharides pariétaux hautement fermentescibles, ce qui engendre par ailleurs la libération d'azote. En effet, la disponibilité de l'azote fixé aux fibres est relativement limitée et sujette à la fermentation préalable des composés pariétaux.

La classification des fourrages sur la base de la digestibilité apparente de la matière sèche est alors comme suit :

A. halimus* > foin de vesce-avoine > *S. mollis* > *Z. album* > *T. aphylla

Une tendance similaire est observée pour la digestibilité de la matière organique. D'une manière générale, la digestibilité des Amaranthacées est comparable et/ou supérieure à celle du foin de vesce avoine. Ce résultat indique que leur contenu fibreux est digestible par le microbiote ruminal camelin et leur teneur inférieure en lignine.

La production en AGV totaux des différents substrats est significativement différente entre les substrats. La concentration la plus élevée est enregistrée pour *S. mollis*, suivie par *A. halimus* et la plus faible pour *T. aphylla* et *Z. album*.

Ces résultats confirment ceux obtenus précédemment et relatifs à la fois à la production de gaz et à la digestibilité. Par tous leurs aspects, ces résultats confèrent aux *S. mollis* et *A. halimus* une qualité nutritionnelle très appréciable qui indique clairement un potentiel de valorisation.

Les ratios acétate/propionate, de fait les deux acides gras majeurs, sont significativement différents entre les substrats. Ces ratios sont compris entre 2.27 et 4.00, ils sont comparables aux ratios rapportés dans la littérature et considérés comme appréciable.

Les principaux éléments d'analyse de ce travail (composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil en acides gras volatiles) permettent de classer finalement les plantes étudiées en trois groupes:

- un groupe de bonne qualité fourragère, caractérisé par sa richesse en matière azotée totale, avec une digestibilité élevée, une production de gaz forte et une fermentation efficace, *A. halimus* se positionne en tête de liste comme étant le meilleur arbuste parmi les plantes étudiées.
- Deux groupes de qualité médiocre, l'un représenté par *Z. album* (très fibreuse, elle affiche aussi des valeurs nutritives et des digestibilités très faibles, avec un contenu de matière azotée limité) et l'autre par *T. aphylla* (caractérisé par sa richesse en matière minérale (MM) et en composés secondaires, avec une digestibilité faible, une production de gaz et une fermentation moins efficace).

L'essai de modélisation a concerné le modèle d'ORSKOV fait à partir de la base de données, constituée par la production de gaz à plusieurs points cinétiques (7 temps d'incubation). Le volume de gaz produit à partir de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible (b) est statistiquement différent ($p < 0,01$). Le plus grand volume est noté pour *S. mollis*, suivi par l'*A. halimus*, *T. aphylla* se distingue par la faible dégradation de leur fraction insoluble. La différence observée entre les différents substrats résulte de leur composition chimique différente. La vitesse de production de gaz (c) à partir

de la fraction (b) est significativement différente entre les fourrages. *T. aphylla* est la plus rapidement fermentée par le microbiote ruminal, suivie par *Z. album* et Vesce-avoine, *A. halimus* et *S. mollis* qui sont sensiblement dégradées à la même vitesse. La production de gaz à partir de la fraction soluble (a) affiche des valeurs négatives pour la majorité des fourrages. Cette situation paradoxale et controversée a été signalée dans la bibliographie par plusieurs auteurs (ARHAB, 2006 ; BEN SALEM, 2000) qui, justement, ont mis l'accent sur l'incapacité du modèle d'ORSKOV à prédire correctement les processus fermentaires. D'où, Il serait intéressant d'employer d'autres modèles telles que le modèle de France ou encore d'autres modèles mathématiques qui pourraient s'avérer encore mieux adaptés.

L'analyse qualitative du pool gazeux, révélée par le rapport CO_2/CH_4 , indique que ce ratio est compris entre 2.33 et 4.89. Le bilan d'hydrogène calculé montre qu'il s'agit d'une fermentation normale, sans accumulation de produits fermentaires inconnus.

Les comparaisons stœchiométriques révèlent une très bonne corrélation entre le volume de gaz total estimé et le volume de gaz mesuré ($r= 0,694$, $P < 0,05$), entre le volume de CO_2 mesuré et le volume gaz indirect ($r= 0,548$, $P < 0,05$), et entre le méthane mesuré et le méthane estimé ($r= 0,890$, $P < 0,05$). Par conséquent, les volumes de gaz peuvent être correctement prédits à partir des proportions des acides gras volatiles présents dans le système réactionnel.

Cependant, les résultats présentés dans ce document nécessitent une analyse plus détaillée qui dépasse le cadre d'une thèse. Néanmoins, certains points soulevés peuvent faire l'objet d'un travail expérimental intéressant.

- Il serait intéressant de développer des recherches qui contribueraient à une meilleure connaissance des halophytes, de travailler sur d'autres sites avec un nombre plus élevé d'espèces, permettant de connaître leur développement, leur physiologie, et leur composition chimique.
- Ces recherches seraient d'autant plus profitables dans le cadre d'une culture et d'une éventuelle utilisation en nutrition animale.
- Des études *in vivo* devraient être envisagées en vue de mieux connaître la réaction de l'animal et de ses performances; ainsi que la qualité des produits.
- L'étude des composés secondaires, et la détermination de leurs effets sur l'activité du microbiote ruminal et la méthanogénèse pourrait être d'un grand intérêt.

Références bibliographiques

- Abd El-Rahman H.H. (2008). Improvement of the nutritive value of some unpalatable desert plants by ensiling treatment with palatable plants and molasses additives. *J. Agric. Sci. Mansoura Univ.* 33: 8001–8010.
- Abdelguerfi A., Si Ziani T., Kies N., Ouada M. (1996). From autoecology to variability of media in Algeria: synthesis trial of works realised at the National Agronomic Institute El Harrach. *Cahiers Options méditerranéennes.* 18: 39-52.
- Abdulrazak S. A., Fujihara T., Ondiek J.K., Orskov E.R. (2000). Nutritive evaluation of some acacia tree leaves from Kenya. *Anim. Feed Sci. Technol.* 85: 89-98.
- Abouheif M.A., Al-Saiady M., Kraidees M., Tag Eldin A., Metwally H. (2000). Influence of inclusion of *salicornia* biomass in diets for rams on digestion and mineral balance. *Asian Aust. J. Anim. Sci.* 13: 967–973.
- Abu-Zanat M.M.W., Tabbaa M.J. (2006). Effect of feeding Atriplex browse to lactating ewes on milk yield and growth rate of their lambs. *Small Rumin. Res.* 64: 152–161.
- Açoine A. (1985). Le dromadaire au Maroc. Thèse de Doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort ; n° 21 : 122 p.
- Adesogan A. T., Krueger N. K., Kim S. C. (2005). A novel, wireless, automated system for measuring fermentation gas production kinetics of feeds and its application to feed characterization. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123-124: 211-223.
- Adjolohoun S., Dahouda M., Adandedjan C., Houinato M., Toléba Séibou S., Sinsin B. (2013). Differences in biomass production and nutritive value of 9 *Panicum maximum* ecotypes in Soudanian region of West Africa. *Afr. J. Agr. Research.* 8: 1661-1668.
- Ahmed M., El-Hag F.M. (2004). Degradation characteristics of some Sudanese forages and tree pods in sacco and gas production techniques. *Sml. Rum. Res.* 54: 147 -159.
- Ahn J.H., Robertson B.M., Elliot R., Gutteridge R.C., Ford C.W. (1989). Quality assesement of tropical browse legumes: tannins content and protein degradation. *Anim. Feed Sci. Technol.* 27: 147-156.
- Allison M. J. (1969). Biosynthesis of amino acids by ruminal microorganisms. *J. Anim. Sci.* 29:797-807.
- Alvarez Del Pino M., Hervas G., Mantecon A.R., Giraldez F.J., Frutos P. (2005). Comparaison of biological and chemical methodes, and internal and external standards, for assaying tannins in Spanish shrub species. *J. Sci. Food Agric.* 85: 583-590.
- Amer S., Hassanat F., Berthiaume R., Seguin P., Mustafa A.F. (2012). Effects of water soluble carbohydrate content on ensiling characteristics, chemical composition and *in vitro* gas production of forage millet and forage sorghum silages. *Anim. Feed Sci. Technol.* 177: 23–29.

- Ammar H., Lopez S., Gonzalez J.S. (2005). Assessment of the digestibility of some Mediterranean shrubs by *in vitro* techniques. *Anim. Feed Sci. Technol.* 119: 323–331.
- Ammar H., Lopez S., Kammoun M., Bodas R., Giraldez F.G., Gonzalez J.S. (2008). Feeding quebracho tannins to sheep to enhance rumen fermentative activity to degrade browse shrubs. *Anim. Feed Sci. Technol.* 149: 1-15
- Anonyme. (1981). *DICTIONNAIRE DES ANIMAUX: Dromadaire. Editions de cluny*, 255 p.
- AOAC. (1990). Association of Official Analytical Chemists, Official Methods of Analysis, 15th ed. Arlington, VA. ed. USA.
- Aregheore E.M. (2000). Chemical composition and nutritive value of some tropical by-product feedstuffs for small ruminant *in vivo* and *in vitro* digestibility. *Anim. Feed Sci. Technol.* 85: 99-109.
- Arhab R. (2006). Etude de la fermentescibilité *in vitro* et de la digestibilité *in vivo* de végétaux des zones arides et de sous produits de l'agronomie saharienne par l'estimation de l'activité métabolique du microbiote ruminale d'ovins. Thèse de doctorat. Université Mentouri de Constantine.
- Arhab R., Macheboeuf D., Aggoun M., Bousseboua H., Viala D., Besle J.M. (2009). Effect of polyethylene glycol on *in vitro* gas production and digestibility of tannin containing feedstuffs from North African arid zone. *Trop Subtrop Agroecosyst.* 10: 475-486.
- Arieli A., Naim E., Benjamin R.W., Pasternak D. (1989). The effect of feeding saltbush and sodium chloride on energy metabolism in sheep. *Anim. Prod.* 49: 451–457.
- Aronson J. A. (1989). HALOPH: A Data Base of Salt Tolerant Plants of the World. Arid Land Studies, University of Arizona, Tucson, AZ.
- Aufrere J., Guérin H. (1996). Critical review of chemical and enzymatic methods for the estimation of nutritive value in roughages. *Annales de Zootechnie.* 45: 21-38.
- Aufrere J., Michalet-Doreau B. (1983). *In vivo* digestibility and prediction of digestibility of some by-products. In: Feeding value of by-products and their use by beef cattle. Bouqué V., Fiems L.O. and Cottyn B.G. (Eds), ECC Seminar, Belgium.
- Baatour O., M'rah S., Ben Brahim N., Boulesnem F., Lachaal M. (2004). Réponse physiologique de la gesse (*Lathyrus sativus*) à la salinité du milieu. *Revue des Régions Arides*, Tome 1, N°. Spécial : 346-358.
- Ballet N. (1989). Contribution à l'étude cinétique de la lignification et à l'étude de l'action d'un inhibiteur de ce processus chez le blé et le maïs. Mesures obtenues par voies biochimiques et histologiques. D.E.A., Université Blaise-Pascal, Clermont-Ferrand, France.

- Bannink A., J. France, S. López, W.J.J. Gerrits, E. Kebreab, S. Tamminga, Dijkstra J. (2008). Modelling the implications of feeding strategy on rumen fermentation and functioning of the rumen wall. *Anim. Feed Sci. Technol.* 143: 3–26
- Barrett-Lennard E.G., Malcolm C.V., Bathgate A. (2003). *Saltland Pastures in Australia – a Practical Guide*, Second Edition. Sustainable Grazing of Saline Lands (a sub-program of Land, Water and Wool), 176 p.
- Barone R. (1966). Anatomie comparée des mammifères domestiques. Lyon (France) : Tixier et fils, 811 p.
- Bechir D. (1983). L'élevage du dromadaire au Maghreb. Thèse de Doctorat vétérinaire Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort ; n° 101 : 98 p.
- Belkhodja M., Bidai Y. (2004). Réponse des graines d'*Atriplex halimus* L. à la salinité au stade de la germination. *Sécheresse*.15(4) :331-335.
- Ben-Ghedalia D., Solomon R., Miron J., Yosef E., Zomberg Z., Zukerman E., Greenberg A., Kipnis T. (2001). Effect of water salinity on the composition and in vitro digestibility of winter-annual ryegrass grown in the Arava desert. *Anim. Feed Sci. Technol.* 91: 139–147.
- Benjamin R.W., Oren E., Katz E., Becker K. (1992). The apparent digestibility of *Atriplex barclayana* and its effect on nitrogen balance in sheep. *Anim. Prod.* 54: 259–264.
- Benkaddour A. (1978) - Camel husbandry-document reneotype. Département of animal production AL FATEH University Faculty of Agriculture Lybia.
- Bensalem H., Nefzaoui A., Ben Salem L. (2000). Sheep and goat preferences for Mediterranean fodder shrubs. In: Ledin, I., Morand-Fehr, P. (Eds.), *Sheep and Goat Nutrition: Intake, Digestion, Quality of Products and Rangelands*. Cahiers Options Méditerranéennes, 52: 155–159.
- Beuvink J. M. W., Spoelstra S. F. (1992). Interactions between substrate, fermentation endproducts, buffering systems and gas production upon fermentation of different carbohydrates by mixed rumen microorganisms *in vitro*. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 37: 505–509.
- Baumont R., Aufrere J., Meschy F. (2009). La valeur alimentaire des fourrages : rôle des pratiques de culture, de récolte et de conservation. *Fourrages*. 198 : 153-173
- Bernard J.K., Martin S.A., Wedegaertner T.C. (2001). In vitro mixed ruminal microorganism fermentation of whole cottonseed coated with gelatinized corn starch and urea. *PubMed*. 84 (1):154-8.
- Bertness M. D., Hacker S. D. (1994). Physical stress and positive associations among plants. *American Naturalist*. 144: 363-372.

- Blümmel M., Orskov E.R. (1993). Comparison of *in vitro* gas production and nylon bag degradability of roughages in predicting feed intake in cattle. *Anim. Feed Sci. Technol.* 40: 109-119.
- Blümmel M., Aiple K-P., Steingass H., Becker K. (1999). A note on the stoichiometrical relationship of short chain fatty acid production and gas evolution *in vitro* in feedstuffs of widely differing quality. *J. Ani. Phy. and Anim. Nut.* 81: 157-167.
- Bordonneau I., Hanry M., Tourte C., Tourt Y. (2005). *Le monde des végétaux*. Ed. Dunod, Paris. 405p.
- Bouallala M., Chehma A., Bensetti M. (2011). Variation de la composition chimique de principales plantes broutées par le dromadaire du Sud-Ouest Algérien. *Livestock Research for Rural Development.* 23(5).
- Bouazza L., Bodas R., Boufennara S., Bousseboua H., Lopez S. (2012). Nutritive evaluation of foliage from fodder trees and shrubs characteristic of Algerian arid and semi-arid areas. *J. Anim. Feed. Sci.* 21:521-536.
- Boufennara S. (2012). Effet des tanins sur la fermentescibilité *in vitro* et la digestibilité *in sacco* de végétaux et de sous produits de l'agronomie des zones arides. Essai de modélisation des fermentations du microbiote ruminal. Thèse de doctorat Biotechnologies microbiennes. Constantine. UMC. 179 p.
- Boufennara S., Lopez S., Bousseboua H., Bodas R., Bouazza L. (2012). Chemical composition and digestibility of some browse plant species collected from Algerian arid rangelands. *Spanish J. Agri. Research*, 10(1): 88-98.
- Brown V.E., Rymer C., Agnew R.E, Givens D.I. (2002). Relationship between *in vitro* gas production and gas production profiles of forages and *in vivo* fermentation patterns in beef steers fed those forages. *Anim. Feed Sci. Technol.* 98: 13-24.
- Case R. J., Boucher Y., Dahllöf I., Holmström C., Doolittle W. F., Kjelleberg S. (2007). Use of 16S rRNA and rpoB genes as molecular markers for microbial ecology studies. *Appl. Environ. Microbiol.* 73: 278-288.
- Calabro S., Moniello G., Piccolo V., Bovera F., Infascelli F., Tudisco R., Cutrignelli M. I. (2008). Rumen fermentation and degradability in buffalo and cattle using the *in vitro* gas production technique. *J. Anim. Physiol. Anim. Nutr.* 92: 356-362.
- Chaney A.L., Marbach E.P. (1962). Modified reagents for determination of urea and ammonia. *Clinical Chemistry.* 8: 130-132.
- Chapman V. J. (1974). *Salt Marshes and Salt Deserts of the World*. Ed. 2nd. supplemented reprint. Lehre: J. Cramer, 392 p.

- Chapman V.J. (1975). The salinity problem in general, its importance and distribution with special reference to natural halophytes. In: A. Poljakoff-Mayber, and J. Gale (eds), Plants in Saline Environments, Springer-Verlag, New York. pp: 7-21.
- Cehma A. (1987). Contribution à la connaissance du dromadaire dans quelques aires de distribution en Algérie. Mémoire d'ingénieur. INA El Harrach. 83p.
- Cehma A. (2005). Etude floristique et nutritive des parcours camelins du Sahara septentrional algérien. Cas de la région de Ouargla et Ghardaïa. Thèse doctorat. Université Badji Mokhtar. Annaba. Algérie. 178 p.
- Cehma A. (2006). Catalogue des plantes spontanées du Sahara septentrional algérien. Ed. Dar El-Houda. Ain M'lila. Algérie.
- Cehma A., Djebar M.R., Hadjaiji F., Rouabeh L. (2005). Etude floristique spatiotemporelle des parcours sahariens du Sud-Est algérien. Sécheresse. 16 (4): 275-85.
- Cehma A., Faye B. (2009). Spatial and seasonal variation of chemical composition of desert plant and camel faeces. Second conference of the ISOCARD. Djerba from 12th to 14th march 2009.
- Cehma A., Faye B., Bastianelli D. (2010). Valeurs nutritionnelles des plantes vivaces des parcours sahariens algériens pour dromadaire. Fourrages. 204: 263-26.
- Cehma A., Youcef F. (2009). Variations saisonnières des caractéristiques floristiques et de la composition chimique des parcours sahariens du sud est algérien. Sécheresse. 20: 373-381.
- Chen X.B. (1997). Neway Excel: A utility for processing data of feed degradability and *in vitro* gas production. Rowett Research Institute. Aberdeen. UK. http://www.macaulay.ac.uk/IFRU/resrc_fcurve.html
- Colonna P., Buleon A., Leloup V., Thibault J.-F., Renard C., Lahaye M., Viroben G. (1995). Constituants des céréales, des graines, des fruits et de leurs sous-produits. In: Jarrige, R., Ruckebusch, Y., Demarquilly, C., Farce, M.-H., Journet, M. (eds.), Nutrition des ruminants domestiques. INRA Editions. Paris. France. pp: 83-121.
- Cone J. W., Van A. H., Gelder G. J. W., Visscher L., Oudshoor N. (1996). Influence of rumen fluid and substrate concentration on fermentation kinetics measured with a fully automated time related gas production apparatus. Anim. Feed Sci. Technol. 61:113-128.
- Cordier J.A. (1994). Recherches sur l'anatomie comparée de l'estomac des ruminants. Ann. Sci. Nat. Paris. 134: 207-215.
- Czerkawski J. W., Cheng K.-J. (1988). Compartmentation in the rumen, The Rumen Microbial Ecosystem. New York (USA). pp: 361-385.
- Czerkawski J.W. (1986). An Introduction to Rumen Studies. Pergamon Press. Oxford. 236p.

- Dehority B.A. (2003). Rumen microbiology. Nottingham University Press. Nottingham.UK.
- Demeyer D.I. (1990). Quantitative aspects of microbial metabolism in the rumen and hindgut. Indian Summer Course on Rumen Metabolism and Ruminant Digestion, Vol. 2, INRA, Clermont Ferrand.
- Demeyer D.I. (1981). Rumen microbes and and digestion of plant cell walls. Agric. Environ. 6: 295-337.
- Demeyer D.I., De Meulemeester M., De Graeve K., Gupta B.W. (1988). Effect of fungal treatment on nutritive value of straw. Medicine Faculty, Landbouw, Rijikis University, Gent, 53 (4a): 1811-1819.
- Demeyer D.I., Fievez V. (2000). Ruminants et environnement : la méthanogénèse. Ann. Zootech. 49: 95-112.
- Demarquilly C. (1986). Les matières azotées des plantes fourragères. In : Le Sélectionneur Français, 37 : 25-38.
- Dewanto V., Wu X., Adom K.K., Liu R.H. (2002). Thermal processing enhances the nutritional value of tomatoes by increasing total antioxidant activity. J. Agric. Food Chem. 50: 3010-3014.
- Djegham M., Matouss A., Souilem O. (1993). Particularités anatomo-physiologiques du tractus digestif du dromadaire (*Camelus dromedarius*). Magh. Vet. 71(28): 21-28.
- Dougbag A. S. A. M., Berg R. (1980). Histological and histochemical studies on the mucosa of the initial dilated and middle long narrow part of the third compartenient of the camel's stomach (camelus dromedarius). Vet. Med. C. Anat. Histol Embryol. 9: 155-163.
- Durant J.H. (1983). Les sols irrigables. Agence de Coopération Culturelle et Technique, Presse Universitaire de France. 322p.
- El Hassan S.M., Lahlou Kassi A., Newbold C.J., Wallace R.J. (2000). Chemical composition and degradation characteristics of foliage of some African multipurpose trees. Anim. Feed. Sci and Tech. 86: 27-37.
- Engelhardt W.V., Abbas A.M., Moussa H.M., Lechner-Doll M. (1992). Comparative digestive physiology of the forestomachs in camelids. Proc. 1st Inter. Camel. Conf. 263-270.
- Engelhardt W.V., Höller H. (1982). Salivary and gastric physiology of camelids. Verh. Dtsch. Zool. Ges. pp: 195-204.
- Evans P.M., Kearney G.A. (2003). *Melilotus albus* (Medik.) is productive band regenerates well on saline soils of neutral to alkaline reaction in the high rainfall zone of southwestern Victoria. Aust. J. Exp. Agric. 43: 349–355.

- Evans E.W., Pearce G.R., Burnett J., Pillinger S.L. (1973). Changes in some physical characteristics of the digesta in the reticulo-ramen of cows fed once daily. *Br. J. Nutr.* 29: 357-376.
- Fadel El-Seed A.M.A., Anim A.E., Abdel Ati K., Sekine A., Hishinuma J., Hamana K. (2000). Nutritive evaluation of some fodder tree species during dry season in central Sudan. *Asian-Australian J. of Anim. Sci.* 1: 844-850.
- FAO. (1984). Bultin d'irrigation et de drainage N° 29- la qualité de l'eau dans le drainage. 81p.
- FAO, 2003; 2015 - FAO stat. <http://faostat.fao.org/default.aspx> Consulté le 20 juin 2015.
- Farid M.F.A., Shawket S.M., Abdelrahman M.H.A. (1984). The nutrition of camels and sheep under stress in W.R. cockerel Ed. The camelid an all purpose animal. Proceedings of the Khartoum workshop on Camel. 1: 293-322.
- Faye B. (1999). L'élevage et les éleveurs de dromadaires dans la Corne de l'Afrique. In "Relations Homme-animal dans les sociétés pastorales d'hier et d'aujourd'hui". Festival animalier International de Rambouillet. 25-26 sept 1992. Actes du Colloque. 59-72.
- Faye B. (1997). Guide de l'élevage du dromadaire. CIRAD-EMVT. Montpellier. 1^{ère} édition, 126 p.
- Faye B. (2002). L'élevage du dromadaire dans le Monde. Cours Approfondi sur le développement de l'élevage camelin. Rabat, Maroc.
- Faye B., Tisserand J.L. (1989). Problème de la détermination de la valeur alimentaire des fourrages prélevés par le dromadaire. *Opt. médit. Série séminaires.* 2: 61-65.
- Faye B., Bonnet P., Charbonnier G., Mart I. (1999). Bilan des activités de recherche sur le dromadaire par analyse bibliométrique de la littérature scientifique. Cas particuliers des travaux sur le chamelon. Atelier International sur le chamelon. "Le chamelon, futur de l'élevage camelin". Ouarzazate. Maroc. *Rev. Elev. Med. Vet. Pays trop.* 53: 125-131.
- Flores R., Coblenz W.K., Ogden R.K., Coffey K.P., Looper M.L., West C.P., Rosenkrans C.F. (2007). Effects of fescue type, sampling date, and strip-grazing on the nutritive value and in situ ruminal disappearance kinetics of DM and NDF for autumn-stockpiled tall fescue forages. *J. Dairy Sci.* 90: 2883-2896.
- Flowers T., Troke P. F., Yeo A. R. (1977). The mechanism of salt tolerance in halophytes. *Ann. Rev. Plant Physiol.* 28: 89-121
- Folley H., Musso J. (1925). Les plantes du sahara; toxiques pour les animaux. *Arch. Inst. Past. Alger.* Tome 3. 39 p.

- Fonseca A.J.M., Dia-Da-Silva A.A, Orskov E.R. (1998). In sacco degradation characteristics as predictors of digestibility and voluntary intake of roughages by mature ewes. *Anim. Feed Sci. Technol.* 72: 205-219.
- Fonty G., Jouany J.P., Forano E., Gouet P. (1995). L'écosystème microbien du réticulorumen. In: Jarrige, R., Ruckebusch, Y., Demarquilly, C., Farce, M.-H., Journet, M. (eds.), *Nutrition des ruminants domestiques*. INRA Editions. Paris. France. pp: 299-347.
- Fonty G., Forano E. (1999). Ecologie de la dégradation et de la fermentation des polysides constitutifs des parois végétales dans le rumen. *Cahiers Agriculture*. 8: 21-35.
- France J., Dijkstra J., Dhanoa M.S., Lopez S., Bannink A. (2000). Estimating the extent of degradation of ruminant feeds from a description of their gas production profiles observed *in vitro*: derivation of models and other mathematical considerations. *British J. Nutr.* 83: 143-150.
- Frutos P., Hervas G., Ramos G., Giraldez F.J., Mantecon A.R. (2002). Condensed tannin content of several shrub species from a mountain area in northern Spain, and its relationship to various indicators of nutritive value. *Anim. Feed Sci. Technol.* 95: 215–226.
- Garcia-Gonzalez R., Lopez S., Fernandez M., Bodas R., Gonzalez J.S. (2008). Screening the activity of plants and spices for decreasing ruminal methane production *in vitro*. *Anim. Feed Sci. Technol.* 147: 36-52.
- Gaucher G., Burdin S. (1974). *Géologie, géomorphologie et hydrologie des terrains salés*. Presses Universitaires de France. Imp. Boudin. Paris. 234 p.
- Gemeda B. S., Hassen A. (2014). *In vitro* fermentation, digestibility and methane production of tropical perennial grass species. *Crop & Pasture Science*. 65: 479–488.
- Gauthier-Pilter S. H. (1977). Contributions à l'étude de l'écophysiologie du dromadaire en été dans son milieu naturel (Moyenne et Haute Mauritanie). *Bull. I.F.A.N.Inst. Fondam. Afr. Noire*. 39 (2) : 385 – 459.
- Ghosal A.K., Tanwar R.K., Dwaraknath P.K. (1981). Note on rumen microorganisms and fermentation pattern in camel. *Ind. J. Anim. Sci.* 51: 1011-1012.
- Gihad E.A., El Gallad T.T., Sooud A.E., Abou El –Nasr H.M., Farid M.F.A. (1989). Feed and water intake, digestibility and nitrogen utilisation by camels compared to sheep and goat fed low protein desert by-products. *Série séminaires. Options méditerranéennes*. 2: 75-80.
- Girard J. F., Legchenko A., Boucher M. (2005). Stability of MRS signal and estimating data quality. *Near Surface Geophysics*. 3: 187-194.
- Givens D.I., Deaville E.R. (1999). The current and future role of near infrared reflectance spectroscopy difference spectra related to the rumen digestion of straws. *Anim. Feed Sci. Technol.* 36: 1-12.

- Glenn E.P., Coates W.E., Riley J.J., Kuel R.O., Swingle R.S. (1992). *Salicornia bigelovii* Torr.: a seawater-irrigated forage for goats. *Anim. Feed Sci. Technol.* 40: 21–30.
- Glenn E.P., O’leary J.W. (1985). Productivity and irrigation requirements of halophytes grown with seawater in the Sonoran Desert. *J. Arid Environ.* 9: 81–91.
- Grigore M.N., Ivanescu L., Toma C. (2014). *Halophytes: An Integrative Anatomical Study*. Ed. Springer. London. 548p.
- Guasmi-Boubaker A., Kayouli C., Buldgen A. (2005). In vitro gas production and its relationship to in situ disappearance and chemical composition of Mediterranean browse species. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123: 303-311.
- Guetachew G., Blümmel M., Makkar H.P.S., Becker K. (1998). *In vitro* gas measuring techniques for assessment of nutritional quality of feeds: a review. *Anim. Feed Sci. Technol.* 72: 261-281.
- Guetachew G., Crovetto G.M., Fondevella M., Krishnamoorthy U., Singh B., Spanghero M., Steignass H., Robinson P.H., Kailas M.M. (2002). Laboratory variation of 24 h in vitro gas production and estimated metabolisable energy values of ruminant feeds. *Anim. Feed Sci. Technol.* 92: 51-57.
- Guetachew G., Robinson P.H., Depeters E.J., Taylor S.J. (2004). Relationships between chemical composition, dry matter degradation and in vitro gas production of several ruminant feeds. *Anim. Feed Sci. Technol.* 111: 57-71.
- Guingard J. (1996). *Biochimie végétale*. Lavoisier. Paris. pp: 175-192.
- Hadji-georgiou I.E., Gordon I.J, Milne J.A. (2003). Comparative preference by sheep and goats for *Graminaeae* forages varying in chemical composition. *Small Ruminant Research.* 49: 147-156.
- Hamdy A, H.Lieth, Todorovi M., Maschenko M. (1999). Halophyte uses in different climates 2. Halophyte crop development: Pilot studies. *Progress in Biometeorology*. Leiden Backhuys Publishers Vol.14. 144 p.
- Hart K J, Yáñez-Ruiz D R, Duval S M, Mcewan N R, Newbold C J. (2008). Plant extracts to manipulate rumen fermentation. *Anim. Feed Sci. Technol.* 147: 8-35
- Haslam E. (1998). *Practical polyphenolics from structure to molecular recognition and physiological action*. Cambridge University press. Cambridge. UK.
- Heller R., Esnault R., Lance C. (2004). *Physiologie végétale. Nutrition*. Ed. Dunod, 323 p.

- Heller R., Lechner-Doll L., Weyreter H., Engelhardt W.V. (1986). Forestomach fluid volume and retention of fluid and particles in the gastrointestinal tract of the carnei (*camelus dromedarius*). *J. Vet. Med.* 33: 396-399
- Hemsley J.A. (1975). Effect of high intake of sodium chloride on the utilisation of a protein concentrate by sheep. I. Wool growth. *Aust. J. Agric. Res.* 26: 709–714.
- Hervas G., Frutos P., Galdez F.J., Mantecon A.R., Alvarez Del Pino M.C. (2003). Effect of different doses of quebracho tannins extract on rumen fermentation in ewes. *Anim. Feed Sci. and Technol.*109: 65-78.
- Hessini K. (2011). *Agriculture Biosaline: Importance Des Fourrages Non Conventionnels.* Editions Universitaires Europeennes. p148.
- Heywood V. H. (1978). *Flowering Plants of the World.* University Press. Oxford University Press. New York. 248 p
- Hifny A., Ahmed A. K., Ibrahim I. A. (1985). Topography and morphology of the stomach of camel. *Assiut. Vet. Med. J.* 15: 45-49.
- Hopkins W. G. (2003). *Physiologie végétale.* De boeck, 512 p.
- Hoppe P., Kay R.N.B., Maloiy G.M.O. (1975). Saliva secretion in the camel. *Journal of Physiology.* 244: 32-33.
- Hoover W.H. (1986). Chemical factors involved in ruminal fiber digestion. *J. Dai. Sci.* vol. 69: 2755-2766.
- Houari K.D., Chehma A. (2007). Variation temporelle de la valeur nutritive des principales plantes spontanées broutées par le dromadaire dans le sud-est algérien. *Annales de la faculté des sciences et sciences de l'ingénieur, UKMO.* 1(2): 33-35
- Houmani M. (1997). Evolution des terres de parcours et bilan fourrager dans les zones arides algériennes. Dans: *Actualité Scientifique: Biotechnologie, Amélioration des Plantes et Sécurité Alimentaires.* Collection Universités Francophones. Ed ESTEM. Paris. pp: 175-176.
- Hungate R. E. (1966). *The rumen and its microbes.* Academic Press. New York and London.
- INRAT (1997). *Stage d'initiation aux méthodes chimiques et biologiques de détermination de la valeur alimentaire des aliments pour animaux.* Laboratoire de Nutrition Animale. Tunis. 1997. 80 p.
- INRA-AFZ (2004). *Tables de composition et de valeur nutritive des matières premières destinées aux animaux d'élevage.* INRA Editions. Paris. France.

- ISO. (1997). International Organization of Standardization: Aliments des animaux - Détermination de la teneur en azote et calcul de la teneur en protéines brutes - Méthode Kjeldahl.
- Jenkins T. C., Wallace R. J., Moate P. J., Mosley E. E. (2008). Board-Invited Review: recent advances in biohydrogenation of unsaturated fatty acids within the rumen microbial ecosystem. *J. Anim. Sci.* 86: 397-412.
- Jean-Blain C. (2002). Introduction à la nutrition des animaux domestiques. Edition Tec et Doc. Paris, 424p.
- Jarrige R. (1980). Digestion. Chemical methods for predicting the energy and protein value of forages. *Annales de Zootechnie.* 29: 299-323.
- Jarrige R., Ruckebush Y., Demarquilly C. (1995). Les herbivores ruminants. In : Nutrition des ruminants domestiques ingestion et digestion. Ed. INRA publications, Versailles, 905 p.
- Jayanegara A., Goell G., Makkar Harinder P.S., Becker K. (2015). Divergence between purified hydrolysable and condensed tannin effects on methane emission, rumen fermentation and microbial population in vitro. *Anim. Feed Sci. Technol.* 209: 60-68
- Jouany J.P. (1982). Dosage des acides gras volatils dans les contenus digestifs, les jus d'ensilage, les cultures bactériennes et les contenus de fermenteurs anaérobies. *Sci. Aliment.* 2: 131-144.
- Jouany J.P. (1994). Les fermentations dans le rumen et leur optimisation. *INRA Productions Animales.* 7(3) : 207-225.
- Jouany JP. (2000). La digestion chez les Camélidés, comparaison avec les ruminants. *Prod. ani.* 13: 165-76.
- Jouany J.P., Brouduscon L., Prins R.A., Bon Y S. (1995). Métabolisme et nutrition de la population microbienne du rumen. In : Nutrition des ruminants domestiques. Ed. INRA, Paris. 382 p.
- Jouany J. P., Kayouli C. (1988). La digestion microbienne chez les camélidés. *Opt. Médit. Série Séminaires.* 2 : 89-96.
- Jouany J. P., Thivend P. (1972). Evolution post-prandiale de la composition glucidique des corps microbiens du rumen en fonction de la nature des glucides du régime. I. Les protozoaires. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.* 12: 679-683.
- Jouany J.P., Ushida K. (1998). The role of the protozoa in feed digestion. *Asian-Australian. J. of Anim. Sci.* 12: 113-128.
- Jung H.G. (1989). Forage lignin and their effect on fibre digestibility. *Agronomic J.* 81: 33-38.

- Jung H. G., Allen M. S. (1995). Characteristics of plant cell walls affecting intake and digestibility of forages by ruminants. *J. of Anim. Sci.* 73: 2774–2790.
- Jung H.G., Buxton D.R. (1994). Forage quality variations among maize inbred: Relationship of cell wall composition and *in vitro* degradability of stems internodes. *J. Sci. Food and Agri.* 66: 313-322.
- Jung H.G., Deetz D.A. (1993). Cell wall lignification and degradability. In: Forage cell wall structure and digestibility. Jung H.G., Buxton D.R., Hatfield R.D. and Ralph J. (Eds.), Madison. Wisconsin. USA, pp: 315-346.
- Kayouli C., Jouany J.P., Demeyer D.I., Ali-Ali, Taoueb H., Dardillat C. (1993). Comparative studies on the degradation and mean retention tissue of solid and liquid phases in the forestomachs of dromedaries and sheep fed on low-quality roughages from Tunisia. *Anim. Feed Sci., Technol.* 40: 343-355.
- Khanal R.C., Subba D.B., (2001). Nutritional evaluation of leaves from some major fodder trees cultivated in the hills of Nepal. *Anim. Feed Sci. Technol.* 92: 161-165.
- Khazal K.A., Dentinho M.T., Ribeiro J.M., Orskov E.R. (1995). Prediction of apparent digestibility and voluntary intake of hay fed to sheep: Comparison between using fibre components, *in vitro* digestibility or characteristics of gas production or nylon bag degradation. *Anim. Sci.* 61: 527-538.
- Kokten K., Kaplan M., Hatipoglu R., Saruhan V., Cinar S. (2012). Nutritive value of Mediterranean shrubs. *J. Anim. Pl. Sci.* 22: 188-194.
- Kondo T., Mizono K., Kato T. (1990). Cell-wall-bound p-coumaric and ferulic acids in Italian ryegrass. *Canadian J. Plant Sci.* 71: 495-499.
- Kraidees M.S., Abouheif M.A., Al-Saiady M.Y., Tag-Eldin A., Metwally H. (1998). The effect of dietary inclusion of halophyte *Salicornia bigelovii* Torr. on growth performance and carcass characteristics of lambs. *Anim. Feed Sci. Technol.* 76: 149–159.
- Cuvier G. (1835). *Leçons d'anatomie comparée*. Crochard. Paris. France. 691p.
- Lantcheva N., Steingass H., Todorov H., Pavlov D. (1999). Comparison of *in vitro* rumen fluid and enzymatic methods to predict digestibility and energy value of grass and alfalfa hay. *Anim. Feed Sci. Technol.* 81: 333-344.
- Larbi A., Smith J.W., Kurdi I.O., Adekunle I.O., Raji A.M., Ladipo D.O. (1998). Chemical composition, rumen degradation and gas production characteristics of some multipurpose fodder trees and shrubs during wet and dry seasons in the humid tropics. *Anim. Feed Sci. Technol.* 72: 81-96.

- Lemosquet S., Dardillat C., Jailler M., Dulphy J.P. (1996). Voluntary intake and gastric digestion of two hays by lambs and sheep influence of concentrate supplementation. *J. Agri. Sci. (CAMB)* 127: 539-548.
- Lechner-Doll M., Rutagwenda T., Schwartz H.J., Schultka W., Engelhardt W.V. (1991). Seasonal changes of ingesta mean retention time and forestomach volume in indigenous grazing camels, cattle, sheep and goats on a thornbush savannah pasture. *J. Agric. Sci. (CAMB)* 115: 409-420.
- Levigner A., Lopez F., Vansuyt G., Berthomieu P., Fourcroy P., El Delbart F. (1995). Les plantes face au stress salin. *Cah. Agr.* 4: 263 -273.
- Longo H.F. (2007). Aspects nutritionnels des pâturages les plus appréciés par *Camelus dromedarius* en Algérie. *Cah. Agr.* 16(6): 477- 483.
- Longo H F., Chehma A., Oulad Belkhir A. (1989). Quelques aspects botaniques et nutritionnelles des pâturages du dromadaire en Algérie. *Option méditerranéennes série séminaires.* 2 : 47-53
- Longo H.F., Mouats A. (2008). Comparaison de l'anatomie, la physiologie de la digestion et le métabolisme des camélidés par rapport aux ruminants. *J.A.R.A.* 7: 518.
- Longo H F., Siboukeur O., Chehma A. (2007). Aspects nutritionnels des pâturages les plus appréciés par *Camelus dromedarius* en Algérie. *Cah. Agric.* 16 (6): 477 – 483.
- Lourenço M., Ramos-Morales E., Wallace R. J. (2010). The role of microbes in rumen lipolysis and biohydrogenation and their manipulation. *Animal.* 1008-1023.
- Maaroufi C., Chapoutot P., Sauvant D., Giger-Reverdin S. (2009). Fractionation of pea flour with pilot scale sieving. II. *In vitro* fermentation of pea seed fractions of different particle sizes. *Anim. Feed Sci. Technol.* 154: 135-150.
- Makkar H.P.S. (2005). *In vitro* gas methods for evaluation of feeds containing phytochemicals. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123-124: 291-302.
- Makkar H.P.S. (2000). Quantification of tannins in tree foliage. A laboratory manual for the FAO/IAEA Co-ordinated Research Project on 'use of nuclear and related techniques to develop simple tannin assays for predicting and improving the safety and efficiency of feeding ruminants on tanniniferous tree foliage. IAEA. Vienna. 26p.
- Makkar H.P.S. (2003). Quantification of Tannins: a laboratory Manual, 2nd edition, International Center for Agricultural Research in the dry areas. Aleppo. Syria.
- Makkar H.P.S., Becker K. (1993). Behavior of tannic acid from various commercial sources towards some chemical and protein precipitation assays. *J. Sci. of Food and Agri.* 62: 295-299.

- Makkar H.P.S., Francis G., Becker K. (2007). Bioactivity of phytochemicals in some lesser-known plants and their effects and potential applications in livestock and aquaculture production systems. *Animal*. 1: 1371–1391.
- Madrid J., Megias M.D., Hernandez F. (2002). In vitro determination of dry matter and cell wall degradation, and production of fermentation end products of various by-products. *Ani. Feed. Sci. Tech.* 51: 189-199.
- Mangan J.L. (1988). Nutritional effects of tannins in animal feed. *Nutrition Research Revue.* 1: 209-231.
- Malbert Ch., Fioramonti J., Bueno M., Ruckebush Y. (1995). Motricité et transit intestinal. *Res. Vet. Sci.* 13: 467-481.
- Marai I.F.M., Habeeb A.A., Kamal T.H. (1995). Response of livestock to excess sodium intake. In: Phillips, C.J.C., Chiy, P.C. (Eds.) *Sodium in Agriculture*. Chalcombe Publications. Canterbury. pp: 173–180.
- Mass E.V., Nieman R.H. (1978). Physiology of plants tolerance to salinity, In: *Crop Tolerance to Subtropical Land Conditions*. Jung, G.A. (ed.) ASA Special Publication 32: 277 –99.
- Masters D.G., Benes S.E., Norman H.C. (2007). Biosaline agriculture for forage and livestock production. *Agriculture. Ecosystems and Environment.* 119: 234–248.
- Masters D.G., Norman H.C., Dynes R.A. (2001). Opportunities and limitations for animal production from saline land. *Asian–Aust. J. Anim. Sci.* 14: 199–211.
- Masters D.G., Rintoul A.J., Dynes R.A., Pearce K.L., Norman H.C. (2005). Feed intake and production in sheep fed diets high in sodium and potassium. *Aust. J. Agric. Res.* 56: 427–434.
- Mauricio R. M., Mould F. L., Dhanoa M. S., Owen E., Channa K. S., Theodorou M. K. (1999). A semi-automated *in vitro* gas production technique for ruminant feedstuff evaluation. *Anim. Feed Sci. Technol.* 79: 321-330.
- Mayouf R., Arbouche F. (2014). Chemical composition and relative feed value of three Mediterranean fodder shrubs. *Afr. J. Agri. Research.* 9(8): 746-749.
- Mebirouk-Boudechiche L., Abidi S., Cherif M., Bouzouraa I., 2015 - Digestibilité in vitro et cinétique de fermentation des feuilles de cinq arbustes fourragers du nord est algérien. *Revue Méd. Vét.* 166: 11-12, 350-359
- Mcallister T. A., Bae H. D., Jones, G. A., Cheng, K.-J. (1994). Microbial attachment and feed digestion in the rumen. *J. Anim. Sci.* 72: 3004-3018.
- Mc Sweeney C.S., Palmer B., Mc Neill D.M., Krause D.O. (2001). Microbial interactions with tannins: Nutritional consequences for ruminants. *Anim. Feed Sci. Technol.* 91: 83-93.

- Mehrez A.Z., Orskov E.R. (1977) - The use of a Dacron bag technique to determine rate of degradation of protein and energy in the rumen. *J. of Sci. Agri. Cambridge*. 88: 645-650.
- Merouane A., Noura A., Khelifa Zoubir M. (2014). Estimation *in vitro* de la valeur énergétique de l'arganier en Algérie. *Livestock Research for Rural Development*, 26(5).
- Messaidi D., Abdelly C. (2004). Physiologie de la tolérance au sel d'une halophyte de recouvrement. *Revue des régions arides*. tome 1, n° spécial : 192-199.
- Menke K.H., Steingass H. (1988) Estimation of the energetic feed value obtained from chemical analysis and *in vitro* gas production using rumen fluid. *Anim. Research and Develop.* 28: 7-55.
- Menke K.H., Raab L., Salewski A., Steingass H., Fritz D., Shneider W. (1979). The estimation of the digestibility and metabolizable energy content of ruminant feeding stuffs from the gas production when they are incubated with ruminal liquor. *J. of Agri. Sci.* 97: 217-222.
- Minato H., Mitsumori M., Cheng K.-J. (1993). Attachment of microorganisms to solid substrate in the rumen. In: Shimada, K. et al. (eds.), *Genetics, Biochemistry and Ecology of Lignoellulose Degradation*. p 139-145
- M.A.P. (2006). MINISTERE DE L'AGRICULTURE ET DE LA PECHE: Organisation et amélioration des élevages cameline. 36 p.
- Morales M.A., Sanchez-Blanco M.J., Olmos E., Torrecillas A., Alarcon J.J. (1998). Changes in the growth, leaf water relations and cell ultrastructure in *Argyranthemum coronopifolium* plants under saline conditions. *J. Plant Physiol.* 153:174-180.
- Morgavi D. P., Forano E., Martin C., Newbold C. (2010). Microbial ecosystem and methanogenesis in ruminants. *Animal*. 4: 1024-1036.
- Morvan B., Bonnemoy F., Fonty G., Gouet PH. (1996). Quantitative determination of H₂-utilizing acetogenic and sulfate-reducing bacteria and methanogenic *archaea* from digestive tract of different mammals. *Curr. Microbiol.* 32: 129-133.
- Moss A.R. (2000). Methane production by ruminants: Its contribution to global warming. *Annales de Zootechnie*. 49: 231-253.
- Mould F.L. (2003). Predicting feed quality-chemical analysis and *in vitro* evaluation. *Field Crops Research*. 84: 31-44.
- Mould F. L., Morgan R., Kliem K. E., Krystallidou E. (2005). A review and simplification of the *in vitro* incubation medium. *Anim. Feed Sci. Technol.*, 123-124: 155-172.
- Musa B., E., Merkt H., Hago B., Hoppen H., O., Sieme H. (1990). The femel camel (*Camelus dromedarius*) and the artificial inseminals. In: Actes de l'atelier " peut-on améliorer les performances de reproduction des camelins ?" Paris. Etudes et Synthèses de l'IEMVT.

- Narjisse H. (1989). Nutrition et production laitière chez les dromadaires. Options Méditerranéennes -Série Séminaires- 2: 163-166.
- Negre R. (1961). Petite flore des régions arides du Maroc Occidental. CNRS, Paris. Vol.2.
- Ndlovu L.R., Nherera F.V. (1997). Chemical composition and relationship to *in vitro* gas production of Zimbabwean browsable indigenous tree species. Anim. Feed Sci. Technol. 69: 121-129.
- Nherera F.V., Ndlovu L.R., Dzowela B.H. (1999). Relationships between *in vitro* gas production characteristics, chemical composition and *in vitro* quality measures in goat fed tree fodder supplements. Small Ruminant Research. 31: 117-126.
- Nocek J.E., Kohn R.A. (1987). Initial particle form and size on change in functional specific gravity of alfalfa and timothy hay. J. Dairy Sci.70: 1850-1863.
- Norman R.C., Coblenz W.K., Hubbell D.S., Ogden R.K., Coffey K.P., Rhein R.T., West C.P., Rosenkrans C.F. (2007). Effects of bale diameter, storage location, and sampling depth on the nutritive value, ruminal in situ disappearance kinetics of dry matter, and concentrations of ergovaline within endophyte-infected tall fescue hay packaged in large round bales. Crop Sci. 47: 1635-1646.
- Norton B.W. (2003). The nutritive value of tree legumes[on line]. Available in <http://www.FAO.org/agp/AGP/AGPC/doc/Publicat/Gutt-shel/x5556eoj.htm>. [15 May, 2014].
- Ntaikou I., Gavala H.N., Kornaros M., Lyberatos G. (2008). Hydrogen production from sugars and sweet sorghum biomass using *Ruminococcus albus*. Int J Hydrogen Energy. 33:1153-1163.
- Offner A. (2003). Modélisation systémique de la digestion dans le rumen: comparaison des modèles existants, modélisation des flux d'amidon, approche thermodynamique des fermentations. Thèse de doctorat à l'Institut National Agronomique Paris-Grignon. France.
- Offner A., SAUVANT D. (2006). Thermodynamic modeling of ruminal fermentations. Animal Research. 55: 343-365.
- Okuda T., Yoshida T., Hatano T. (1993). Classification of oligomeric hydrolysable tannins and specificity of their occurrence in plants. Phytochemistry. 32: 507-521.
- Orpin C. G., Joblin K. N. (1988). The rumen anaerobic fungi. In: Hobson, p. N. (ed.), The rumen microbial ecosystem, Elsevier Applied Science. London. UK. pp:129-150.
- Orskov E.R., Mc Donald I. (1979). The estimation of protein degradability in the rumen from incubation measurements weighted according to rate of passage. J. Agri. Sci. C J. Agri. Sci. Cambridge. 92: 499-503.
- Ozenda P. (1991). Flore du Sahara. 3ème édition, complétée. CNRS. Paris. 662 p.

- Ouhsine A. (1989). Etude de la topographie des viscères abdominaux chez le dromadaire (*Camelus dromadarius*) en décubitus sternal. Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux. Tome XLII. 1 : 73-78.
- Pascual J.J., Fernandez C., Diaz J.R., Garces C., Rubert-Aleman J. (2000). Voluntary intake and *in vitro* digestibility of different date-palm fractions by Murciano-Granadina (*Capra Hirsus*). J. Arid Environments. 45: 183-189.
- Pell A. N., Schofield P. (1993). Computerized monitoring of gas production to measure forage digestion *in vitro*. J. Dairy Sci. 76: 1063-1073.
- Pino M.A., Hervas G., Mantecon A., Giraldez F.J., Frutos P. (2005). Comparison of biological and chemical methods and internal and external standards, for assaying tannins in Spanish shrub species. J. Sci. Food Agri. 85: 583-590.
- Pitman M. G., Lauchli A. (2002). Global impact of salinity and agricultural ecosystems. In: Salinity: Environment-Plants-Molecules. A. Lauchli, V. Lut tge, Kluwer, The Netherlands : 2-3.
- Porter L.W., Hrstich L.N., Chan B.G. (1986). The conversion of procyanidins and prodelphinidins to cyanidin and delphinidin. Phytochemistry. 25: 223-230.
- Prat M.L. (1993). L'alimentation du dromadaire. Thèse de Doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. N° 113 : 111 p.
- Quezel P., Santa S. (1962). Nouvelles flores de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. CNRS. Paris. vol.2. 1170 p.
- Kellems R.O., Church D.C. (2001). Livestock feeds and feeding. Prentice Hall. Englewood Cliffs. N.J. 654 p.
- Koike S., Pan J., Kobayashi Y., Tanaka K. (2003). Kinetics of *in sacco* fiber-attachment of representative ruminal cellulolytic bacteria monitored by competitive PCR. J. Dairy Sci. 86: 1429-1435.
- Retana J., Parker D.R., Amrhein C., Page A.L. (1993). Growth and trace element concentrations of five plant species grown in a highly saline soil. J. Environ. Sci. 22: 805-811.
- Remond B., Brugere H., Poncet C., Baumont R. (1995). Le contenu du réticulo-rumen. In: Jarrige, R., Ruckebusch, Y., Demarquilly, C., Farce, M.-H., Journet, M. (eds.), Nutrition des ruminants domestiques, INRA Editions. Paris. France. pp: 253-298.
- Richards L.A. (1954). Diagnosis and improvement of saline and alkali soils. United States Salinity Laboratory. Washington. 160 p.
- Richard D. (1985). Le dromadaire et son élevage. Editions IEMVT Collection « Etudes et synthèses », CIRAD-Montpellier. 162 p.

- Robinson P.H., Grattan S.R., Getachew G., Grieve C.M., Poss J.A., Suarez D.L., Benes S.E. (2004). Biomass accumulation and potential nutritive value of some forages irrigated with saline-sodic drainage water. *Anim. Feed Sci. Technol.* 111: 175-189.
- Robert D., Roland J.C. (1998). *Biologie végétale*, volume 1, Organisation cellulaire. Ed. Doin. Paris. 367 p.
- Rouissi H. (1994). Etude comparative de l'activité microbienne dans le rumen des dromadaires, des ovins et des caprins. Thèse université de gent. Belgique. 120 p.
- Rouissi H., Rekik B., Ben Gara A. (2008). Etude des fermentations dans le rumen des dromadaires «Maghrébi» recevant un fourrage riche en fibres *Livestock Research for Rural Development*, 20(8).
- Ru Y.J., Fischer M., Glatz P.C., Bao Y.M. (2004). Effect of salt level in the feed on performance of red and fallow weaner deer. *Asian–Aust. J. Anim. Sci.* 17: 638–642.
- Russell J. B., Wallace R. J. (1988). Energy yielding and consuming reactions. In: Hobson, P. N. (ed.), *The rumen microbial ecosystem*, Elsevier Applied Science, London and New York. 185-215 pp.
- Salem A.Z.M. (2005). Impact of season of harvest on in vitro gas production and dry matter degradability of *Acacia saligna* leaves with inoculum from three ruminant species. *Anim. Feed Sci. Technol.* 123: 67-69.
- Salem A.Z.M., Salem M.Z.M., El-Adawy M.M., Robinson P.H. (2006). Nutritive evaluations of some browse tree foliages during the dry season, secondary compounds, feed intake and in vivo digestibility in sheep and goats. *Anim. Feed Sci. Technol.* 127: 251-267.
- Salem A.Z.M., Chuan-She Z., Zhi-Liang T., Mellado M., Salazar M.C., Elghandopur M.M., Odongo N.E. (2013). *In vitro* Ruminant Gas Production Kinetics of Four Fodder Trees Ensiled With or Without Molasses and Urea. *Journal of Integrative Agriculture*. 12(7): 1234-1242.
- Selmi H., Gasmi-Boubaker A., Mehdi W., Rekik B., Ben Salah Y., Rouissi H. (2010). Composition chimique et digestibilité in vitro des feuilles d'*Hedysarum coronarium* L, *Medicago truncatula* L, *Pisum sativum* L et *Vicia sativa* L. *Livestock Research for Rural Development*, 22(6).
- Santoso B., Mwenya B., Sar C., Takahashi J. (2007). Methane production and energy partition in sheep fed timothy hay silage- or hay-based diets. *Journal of Animal Science and Veterinary (JITV)*. 12: 27–33.
- Sauvant D., Bas P. (2001). La digestion des lipides dans le rumen. *INRA Productions Animales*. 14: 303-310.
- Sauvant D., Grenet E., Doreau D. (1995). Dégradation chimique des aliments dans le réticulo-rumen : cinétique et importance. In: Jarrige, R., Ruckebusch, Y., Demarquilly, C., Farce, M.-

- H., Journet, M. (eds.), Nutrition des ruminants domestiques. INRA Editions. Paris. France. pp: 383-406.
- Serment A. (2012). Dynamique et intensité de biotransformation dans le rumen. Thèse de doctorat. UMR INRA-Agro. Paris. Tech. 303 p
- Serment A., Schmidely P., Giger-Reverdin S., Chapoutot P., Sauvant D. (2011). Effects of the percentage of concentrate on rumen fermentation, nutrient digestibility, plasma metabolites, and milk composition in mid-lactation goats. *J. Dairy. Sci.* 94: 3960–3972.
- Shahrasbi H., Radmehr B. (1975). Recherches anatomiques histologiques sur le troisième réservoir gastrique chez le chameau dromadaire des races de l'Iran. *Cah. Med. Vet.* 44: 106-109.
- Singh B., Gautam S. K., Verma V., Kumar M. (2008). Metagenomics in animal gastrointestinal ecosystem: Potential biotechnological prospects. *Anaerobe.* 14: 138-144.
- Singh S., Kushwaha B.P., Naga S.K., Mishra A.K., Singh A., Anele U.Y. (2012). In vitro ruminal fermentation, protein and carbohydrate fractionation, methane production and prediction of twelve commonly used Indian green forages. *Anim. Feed Sci. Technol.* 178: 2-11.
- Sliwinski B.J., Soliva Carla R., Machmuller A., Krenzer M. (2002). Efficacy of plant extracts rich in secondary constituents to modify rumen fermentation. *Anim. Feed Sci. Technol.* 101: 101-114.
- Suyama H., Benes S.E., Robinson P.H., Getachew G., Grattan S.R., Grieve C.M. (2006). Biomass yield and nutritional quality of forage species under long-term irrigation with saline sodic drainage water: field evaluation. *Anim. Feed Sci. Technol.* 135: 329-345.
- Theodorou M. K., Williams B. A., Dhanoa M. S., Mcallan A. B., France J. (1994). A simple gas production method using a pressure transducer to determine the fermentation kinetics of ruminant feeds. *Anim. Feed Sci. Technol.* 48: 185-197.
- Tilley J.M.A., Terry R.A. (1963). A two stage technique for the in vitro digestion of forage crops. *J. Br. Grassl. Soc.* 18: 104–111.
- Van Soest P.J., Roberston J.B., Lewis B.A. (1991). Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and non starch polysaccharides in relation to animal nutrition. *J. Dairy Sci.* 74: 3583-3597.
- Van Soest P.J., Wine R.H. (1967). Use of detergent analysis of fibrous feeds. IV. Determination of plant cell-wall constituents. *J. Ass. Off. Anal. Chem.* 50: 50-56.
- Varel V. H., Jung H. G., Krumholz L. R. (1991). Degradation of cellulose and forage fiber fractions by ruminal cellulolytic bacteria alone and in coculture with phenolic monomer-degrading bacteria. *J. Anim. Sci.* 69: 4993-5000.

- Vitti D.M.S.S., Abdalla A.L., Bueno I.C.S., Silva Filho J.C., Costa C., Bueno M.S., Nozella E.F., Longo C., Vieira E.Q., Cabral Filho S.L.S., Godoy P.B., Mueller-Harvey I. (2005). Do all tannins have similar nutritional effects? A comparison of three Brazilian fodder legumes. *Anim. Feed. Sci. Technol.* 119: 345-361.
- Wallace R. J., Cotta M. A. (1988). Metabolism of nitrogen-containing compounds. In: Hobson, P. N. (ed.), *The rumen microbial ecosystem*, Elsevier Applied Science. London and New York, pp: 217-249.
- Waisel Y. (1972). *The biology of halophytes*. London, UK: Academic , 395 p
- Wilson R .T. (1984). *The Camel*. The print house Pte. LTD. Singapour. 223p.
- Wolin M.J. (1975). Interaction between the bacterial species in the rumen. In: *Digestion and Metabolisme in the Ruminant*. Mc Donald J.W and Warner A.C.I. (Eds.), pp: 134-148.
- Yagil R. (1985). *The desert camel: Comparative physiological adaptation*. Comparative animal nutrition. Basel (CHE). Karger. 164 p.
- Zahrane M. (1995). *Les principes d'écologie végétale ti leurs applications*, lui. HI-Ouafa-Egypte. 267 p.
- Zelter S. Z., Leroy F., Tissier J. P. (1970). Protection des protéines alimentaires contre la désamination bactérienne dans le rumen. Etudes *in vitro* : comportement en milieu de rumen de quelques protéines tannées avec du tannin de châtaignier ou certains aldéhydes (formaldéhyde, glutaraldéhyde, glyoxal). *Ann. Biol. anim. Biochim. Biophys.* 10: 111-122.
- Zid E., Grignon C. (1991). Les tests de sélection précoce pour la résistance des plantes aux stress. Cas des stress salin et hydrique. In : *L'amélioration des plantes pour l'adaptation aux milieux arides*. Paris : Aupelf-Uref.
- Zoffoun G., Aboh B., Mbanzamihigo L., Fievez V. (2013). Composition chimique, dégradabilité *in sacco* et produits de fermentation *in vitro* de la fétuque élevée (*Festuca arundinacea*). *Journal of Applied Biosciences.* 67: 5173-5182.

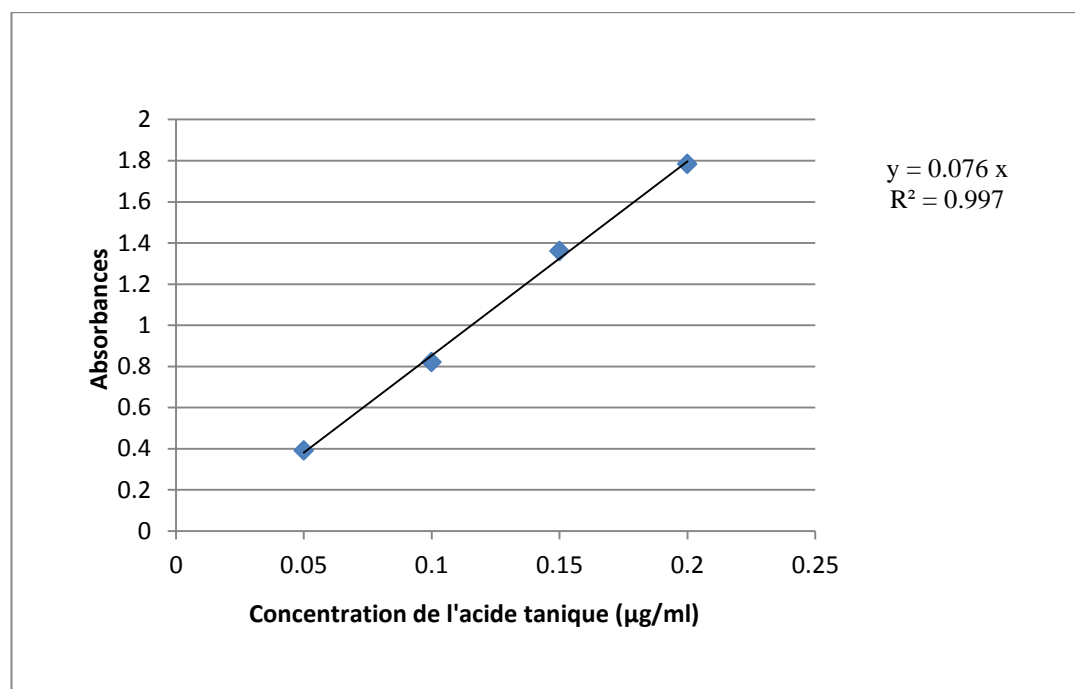
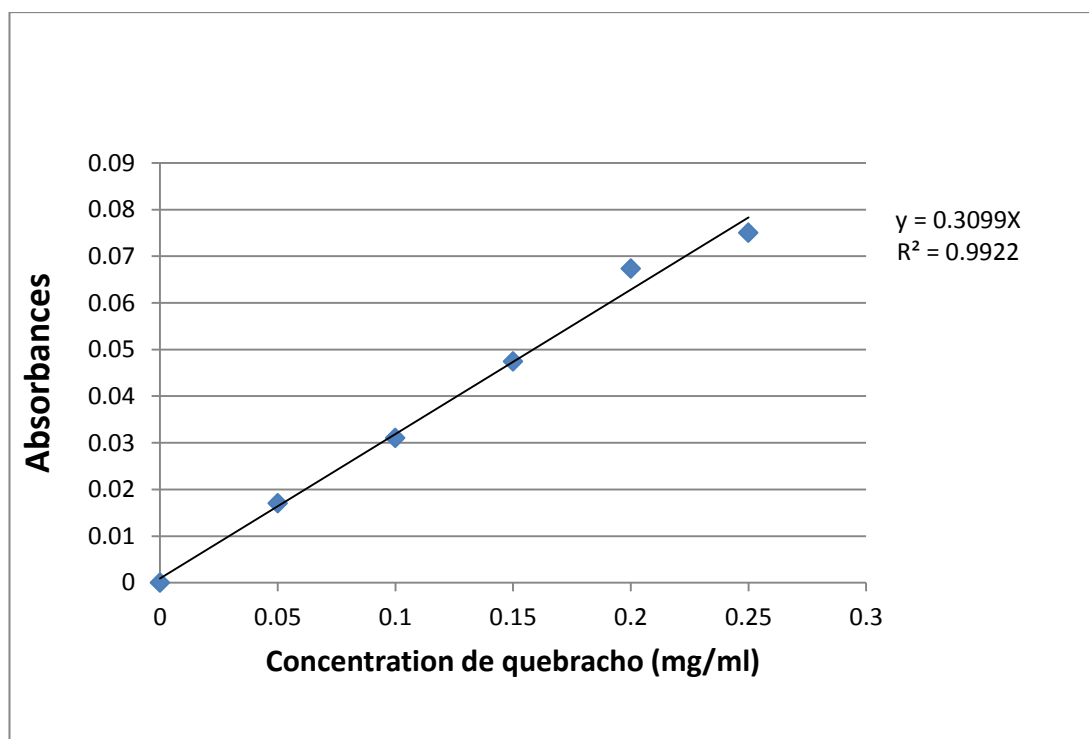
ANNEXES

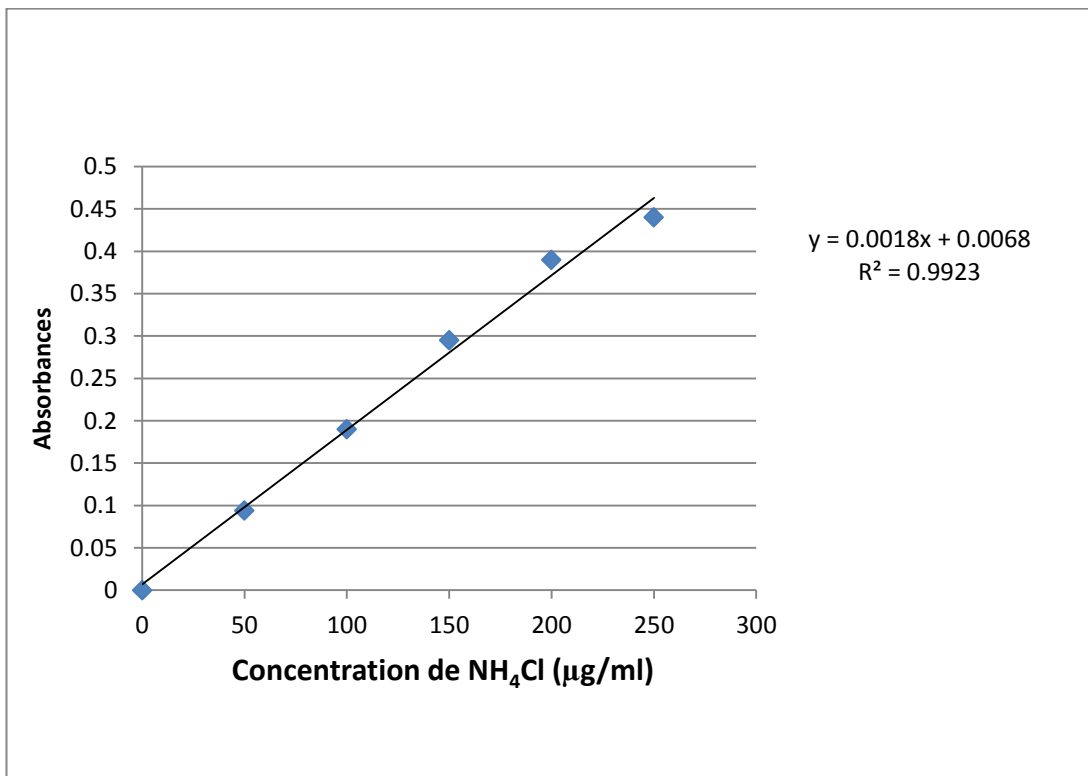
Annexe 1. Préparation de la solution NDS (neural detergent solution)

30g de sodium dodécyl sulfate; 18,61g éthylène diamine tétra acétique disodique dihydraté; 6,81 g borate de sodium; 4,56 g Phosphate disodique anhydre et 10,0 ml tri éthylène glycol sont introduits dans une fiole jaugée de 1000ml. Ces quantités sont dissoutes dans l'eau distillée. La solution est chauffée afin de faciliter la dissolution puis complétée au trait de jauge avec de l'eau distillée. Le pH est ajusté (solution NaOH 1N) entre 6,9 à 7,1.

Annexe 2. Préparation de la solution ADS (Acid Detergent Solution)

Dans une fiole jaugée de 1000 ml, 20g de bromure de triméthylammonium cétylique sont introduits avec 300ml d'acide sulfurique 1N. La solution est complétée au trait de jauge.

Annexe 3. Courbe étalon correspondant au dosage des phénols totaux et des tanins totaux.**Annexe 4.** Courbe étalon correspondant au dosage des tanins condensés.

Annexe 05. Courbe étalon de l'azote ammoniacal (N-NH₃)**Annexe 06.** Préparation de la solution A et B

Solutions (pour 500 ml de l'eau distillée)	Composition	Quantité
Solution A	Phénol Nitroprosside de sodium	5 g 25 g
Solution B	Hydroxyde de sodium Hypochlorite de sodium (eau de javel 35 °)	2.5 g 5 ml

RÉSUMÉS

Caractérisation chimique et fermentescibilité *in vitro* en présence du microbiote ruminal de dromadaire de certaines plantes halophytes de la région d'El Oued

Résumé: Ce travail avait pour objectif principal l'étude de quelques plantes halophytes d'El Oued (*Atriplex halimus*, *Sueda mollis*, *Tamarix aphylla* et *Zygophyllum album*), qui sont préférentiellement broutées par les dromadaires, et le foin de vesce-avoine, substrat standard, à travers plusieurs aspects : 1- La caractérisation chimique et phytochimique de ces plantes, 2- L'évaluation de leur potentiel nutritif par la mesure de leur fermentescibilité *in vitro* par le microbiote ruminal camelin, 3- L'exploration de la modélisation des profils métaboliques constatés.

En premier lieu, l'estimation de la valeur nutritive des substrats retenus porte sur la détermination de leurs composition chimique (matière sèche, matière organique, matière minérale, matières azotée totale, fibres, composés secondaires). La deuxième partie est consacrée à l'étude de l'évaluation biologique de leur fermentation *in vitro* par le microbiote ruminal camelin selon la technique de production de gaz *in vitro*. Enfin, les données de production de gaz ont été traitées par le modèle exponentiel d'Orskov afin d'estimer les paramètres cinétiques de la modélisation de la fermentation *in vitro*.

Les résultats de l'analyse chimique révèlent que tous les substrats renferment des teneurs élevées et peu différentes en MS (602,85-935,08 g/kg MS), des teneurs élevées en MO (783,98-832,6 g/kg MS), des teneurs en matières minérales (MM) supérieures à 15 % de la matière sèche et des teneurs acceptables en MAT (70,4-162.5 g/kg MS). Ainsi, les substrats étudiés s'avèrent riches en parois totales, avec des teneurs modérées en lignine. L'analyse phytochimique révèle la richesse de *T. aphylla*, *S. mollis* et *A. halimus* en phénols totaux et en tanins totaux, cependant, elles contiennent une très faible teneur en tanins condensés.

L'évaluation de la fermentescibilité *in vitro* des substrats par le microbiote ruminal montre que les Amaranthacées sont dégradées à un niveau plus élevé à celui du standard. *Z. album* a un comportement intermédiaire, alors que *T. aphylla* n'est que faiblement fermentée.

Les principaux éléments d'analyse de ce travail (composition chimique, digestibilité, production de gaz et profil en acides gras volatiles) nous ont permis de classer les plantes étudiées en trois groupes: un groupe de bonne qualité fourragère, caractérisé par sa richesse en matières azotées totales, avec une digestibilité élevée, une production de gaz forte et une fermentation efficace, les deux autres groupes de qualité médiocre, l'un représenté par *Z. album* (très fibreuse, elle affiche aussi des valeurs nutritives et des digestibilités très faibles, avec un contenu de matière azotée limité) et l'autre par *T. aphylla* (caractérisé par sa richesse

en matière minérale et en composés secondaires, avec une digestibilité faible, une production de gaz et une fermentation moins efficace).

L'essai de modélisation (modèle d'Orskov) fait à partir de la base de données constituée par la production de gaz à plusieurs points cinétiques simule modérément les processus fermentaires de nos substrats.

Les comparaisons stœchiométriques entre les volumes de gaz estimés et celles mesurés montrent que les volumes de gaz ont été correctement prédits à partir des proportions des acides gras volatiles présents dans le système réactionnel.

Mots clés : Plantes halophytes - dromadaire - fermentescibilité *in vitro* - microbiote ruminal - El Oued.

Chemical characterization and fermentability *in vitro* in the presence of camel ruminal microbiota of some halophytes from El Oued region

Abstract: This work had as main objective the study of some halophytes of El-Oued (*A. halimus*, *mollis Sueda*, *Tamarix aphylla* and *Zygophyllum album*), which are preferentially grazed by camels, and vetch-oat hay, standard substrate, through several aspects: 1- Chemical and phytochemical characterization of these plants, 2- Evaluating their nutritive potential by measuring their fermentability *in vitro* by camel ruminal microbiota, 3- Exploration of modeling metabolic profiles recorded.

First, the estimate of the nutritional value of selected substrates involves determining of their chemical composition (dry matter, organic matter, mineral matter, total nitrogenous materials, fibers, secondary compounds). The second part is devoted to the study of biological evaluation of their *in vitro* ruminal fermentation by the microbiota camelin according to *in vitro* gas production technique. Finally, gas production data were processed by the exponential model of Orskov to estimate the kinetic parameters for modeling the *in vitro* fermentation.

The results of chemical analysis revealed that all substrates contain high levels and little different in DM (602,85-935,08 g/kg DM),, high levels of OM (783,98-832,6 g/kg DM), a mineral content more than 15% of dry matter, and acceptable levels of crude protein. Thus, the studied substrates prove rich in total walls, with moderate levels of lignin.

The phytochemical analysis reveals the richness of *T. aphylla*, *S. mollis* and *A. halimus* in total phenols and total tannins, however, it contain a very low level of condensed tannins.

The evaluation of the *in vitro* fermentability of substrates by ruminal microbiota shows that Amaranthaceae species are degraded at a higher level than that of the standard. *Z. album* has an intermediate behavior, while *T. aphylla* is only weakly fermented.

The main elements of analysis in this work (chemical composition, digestibility, gas production and volatile fatty acids profile) allowed us to classify the plants studied in three groups: a group of good quality, characterized by its richness in total nitrogenous matter, with high digestibility, high gas production and efficient fermentation, the other two poor quality groups, one represented by *Z. album* (very fibrous, it also displays nutritional value and very low digestibility with a content limited of nitrogenous material) and the other by *T. aphylla*

(characterized by its high mineral and secondary compounds, with low digestibility, gas production and less efficient fermentation).

The modeling test (Orskov model) made from the data base consisting of gas production kinetic point simulates moderately the fermentation process of our substrates. Hence, the relevance of using other models.

Stoichiometric comparison between the estimated gas volumes and those measured show that the gas volumes have been correctly predicted from the proportions of the volatile fatty acids present in the reaction system.

Keywords: Plants halophytes - Saharan course - dromedary - fermentability *in vitro* – ruminal microbiota – El Oued.

تحديد الصفات الكيميائية و تخمر في المخبر في وجود جراثيم كرش الجمل بعض النباتات الملحية من منطقة الوادي

الملخص: الهدف الرئيسي لهذا البحث هو دراسة بعض النباتات الملحية من منطقة الوادي (*Atriplex halimus* ، *Zygophyllum album* ، *Tamarix aphylla* ، *Sueda mollis*) ، التي تكون مفضلة بالنسبة للجمال، و الشوفان البيقية ، كمادة معيارية ، من خلال عدة جوانب : 1- تحديد الخواص الكيميائية و الفيتوكيميائية لهذه النباتات ، 2- تقييم إمكاناتها الغذائية عن طريق قياس التخمر في التجارب المخبرية باستعمال جراثيم كرش الجمل ، 3- استعمال بعض النماذج الرياضية التي تعبر عن النشاط الغذائي.

في البداية، تقدير القيمة الغذائية للمواد المحددة يعتمد على تركيبها الكيميائي (المادة الجافة، المادة العضوية، المادة المعدنية، ومجموع المواد النيتروجينية، والألياف، والمركبات الثانوية). ويخصص الجزء الثاني لدراسة تقييم البيولوجي للتخمير في المختبر بجراثيم كرش الجمل من خلال تقنية إنتاج الغاز في المخبر. وأخيراً، تم معالجة بيانات إنتاج الغاز بالنموذج الأسّي لـ Orskov لتقدير المعايير الحركية لنمذجة التخمر في المختبر. كشفت نتائج التحليل الكيميائي أن جميع المواد تحتوي على مستويات عالية ومختلفة من المادة الجافة (935,08-602,85 غ /كغ مج)، مستويات عالية من المادة العضوية (832,6-783,98 غ /كغ مج)، محتوى معدني أكثر من 15% من المادة الجافة و محتويات مقبولة من المادة الأزوتية الكلية (162,5-70,4 غ /كغ مج). كذلك المواد المدروسة تظهر غنية بكمية الجدار الكلية مع محتوى معتدل من اللجنين.

التحليل الفيتوكيميائي يكشف عن ثراء *T. aphylla* ، *S. mollis* و *A. halimus* من إجمالي الفينولات ومجموع العفص، ومع ذلك، تحتوي على نسبة منخفضة جداً من العفص المكثف. تقييم تخمر المواد في المختبر بواسطة جراثيم الكرش يظهر أن القطيفيات تحللت بمستوى أعلى من المادة المرجعية. *Z. album* سلوكه متوسط ، اما *T. aphylla* لا يتخمر الا قليلاً.

تسمح لنا عناصر التحليل الأساسية لهذا العمل (التركيب الكيميائي، الهضم، وإنتاج الغاز ومحتوى الأحماض الدهنية الطيارة) بتصنيف النباتات المدروسة في ثلاث مجموعات: مجموعة من نوعية علفية جيدة، وتتميز بغناها بالمواد النيتروجينية الكاملة ، مع هضم عالي، وإنتاج قوي للغاز و درجة تخمر كفي، و المجموعتين الأخرى ذات نوعية متوسطة ، واحدة يمثلها *Z. album* (ليفي جداً، كما انه يعرض قيمة غذائية و هضم منخفض جداً ، مع محتوى أزوتي حصري) والأخرى من قبل *T. aphylla* (تتميز بغناها بالمعادن والمركبات الثانوية، مع درجة هضم منخفضة، وإنتاج الغاز وتخمر أقل كفاءة).

محاولة النمذجة (نموذج Orskov) المعمولة من قاعدة البيانات المتكونة من إنتاج الغاز في عدة نقاط حركية يحاكي باعتدال تخمر المواد المدروسة.

المقارنة المتكافئة بين كميات الغاز المقدر و الأخرى المقاسة تبين ان كميات الغاز متوقعة بشكل صحيح انطلاقاً من نسب الأحماض الدهنية الطيارة الموجودة في نظام التفاعل.

الكلمات المفتاحية: نباتات ملحية - جمل - التخمر في المختبر - جراثيم الكرش - الوادي.

PUBLICATIONS

Nutritional specificities of some halophytes, eaten by camel, native from Algerians salt ecosystems

I Medila^{1,2}, A Adamou¹, R Arhab³, K Hessini⁴

¹Laboratoire protection des écosystèmes dans les zones arides et semi-aride, université Kasdi Merbah, Ouargla

www.ifriqya@yahoo.fr

²Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Echahid Hamma Lakhder El Oued

³Laboratoire des Molécules Végétales et Amélioration des Plantes, Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Larbi Ben Mhidi, Oum El Bouaghi, Algérie.

⁴Laboratory of Extremophile Plants, Biotechnology Center in Borj-Cedria Technopole, B.P. 901, 2050 Hammam-Lif, Tunisia

Abstract

Four halophytes from El Oued (*Atriplex halimus* L., *Sueda mollis*, *Tamarix aphylla*, *Zygophyllum album*) which are preferentially grazed by camels and hay vetch-oats, a reference control substrate, were analyzed to determine their nutritional value for camels. Our study is based on the precise chemical characterization of plants and the evaluation of their nutritional potential by measuring the fermentability *in vitro* by ruminal microbiota camels. The results of our work show that Algerian saline ecosystems are rich in good forage quality plants with moderate levels of crude protein and minerals (*Atriplex halimus* and *Sueda mollis*), and more or less acceptable rates indigestible fiber and secondary substances (*Tamarix aphylla*, *Zygophyllum album*).

The measurement of gas production shows that the ruminal microflora camel is very effective in the digestive and metabolic utilisation of rations, unlike most publications for ruminants that mention that *in vitro* gas production was negatively influenced by the fiber content of foods and the level of secondary compounds.

Key-words: arid region, chemical composition of plant, digestibility, forage, dromedary, nutritional value, rangelands, Sahara, vegetation.

Introduction

Rangeland in North Africa covers an area of 130 million hectares (Ben M'hamed 1990). In Algeria, this area accounts for approximately 31.615-32.400 million hectares (Abdelguerfi et al 1996), most of which is located in the arid and semi-arid areas. (Makkar et al 1993). Despite the severe weather conditions in these regions (low rainfall, high temperatures, salinity ...), some naturalized species, including halophytes survive with forms of extraordinary adaptations (Le Houérou 2001). These plants are very appreciated by the dromedary or "desert ship" which presents food relief, and monetary utility of the nomad. One

of the major problems that limit the development of camel breeding is diet, which is based on local feed resources. Despite the importance that the resources that populate the dry land ecosystems have in animal nutrition and protection of the environment, they have not, however, received the attention they deserve. Indeed, there is some work that can see the great power of this animal trait among which include Chaibou (2005) in Mali, Corra (2006) in Mauritania and Algeria, OuladBelkhir (1989), Longo et al (2007), Chehma (2005) Chehma and Longo (2004) Chehma et al (2008), and Chehma et Youcef (2009), Chehma et al (2010).

In this work, we were interested in assessing the nutritional value of halophytes collected from camel's courses in the arid regions of Algeria, by determining their chemical composition and estimation of the metabolic activity of the camel ruminal microbiota to them in vitro. The aim is to assess the possibility of their use as a component of food rations in camel breeding and selection of the most interesting fodder plants nutritionally.

Materials and methods

Substrates

Plant material Sampling is performed in a salty area course named Benguecha (common Taleb El-Arbi traitors El Oued Province). The choice of the studied plants that form the herbaceous layer of the camel route was done according to their abundance during the winter of 2013. The identification of these plants was made with the help of the work of Quézel and Santa (1962), Ozenda (1991) and Nègre (1961). According to the methodology of the "hand plucking method", only the plant parts (tender branches, leaves, flowers, and fruits) really grazed by camel have been collected. After identification, each of the 4 samples thus formed; *Atriplex halimus* (Amaranthaceae), *Sueda mollis*(Amaranthaceae), *Tamarix aphylla* (Tamaricaceae), and *Zygophyllum album* (Zygophyllaceae) was dried in a ventilated oven, ground and stored for analysis.

Forage analysis

The chemical analyzes of forages perform according to standards described by AOAC (14, method ID 942.05). All measurements were done in triplicate.

The dry matter (DM), organic matter (OM) and ash were determined according to Sauvant et al. (1988). The nitrogen assay was performed according to the Kjeldahl method. The procedure of Van Soest et al. (1981) was applied to determine the neutral fiber (NDF), acid fiber (ADF) and lignin (ADL). The wet digestion with nitric and perchloric (Elmer, 1994) was made to obtain extracts for the determination of mineral elements (Ca, Mg, K, NaCl) using atomic absorption spectrophotometry flame. Secondary substances identified in the context of this work are: total phenols (TP), total tannins (TT) and oxalates. The content of total phenols is determined by a spectrophotometric method, the method described by Makkar et al. (1993), based on the principle of the redox and use of Folin-Ciocalteu reagent or Folin-Denis reagent. The tannins are distinguished from non tannins with a solid matrix (PVPP) (method of Makkar 2003). Analysis of the condensed tannins (proanthocyanidins) is made according to the technique (Porter et al., 1986) with modifications of Makkar (2003), using as standard quebracho tannins. Oxalates are determined by titration with KMnO₄ solution 0.002N after their dissociation in a solution of HCl 0.25 N and precipitation in the presence of a precipitating agent.

***In vitro* fermentation**

To measure the amount of gas produced by the different plant samples, the fermentation was conducted according to the technique of calibrated glass syringes described by Menke and Steingass (1988). This technique allows information about the process of fermentation in the rumen by measuring the volume of the product gas from the fermentation of plant material sample dried in the presence of artificial saliva and the inoculum subject to all anaerobiosis and at a temperature of 39 ° C. After 24 hours of incubation the gases produced and corrected by the gases produced by the inoculum in control tubes were used to calculate the organic matter digestibility (OMD) using the following regression equation (Menke and Steingass 1988) :

$$\text{OMD (\%)} = 185.3 + 9.239\text{GP} + 0.540\text{MAT}$$

Treatment of results

Statistical analysis of the results was performed using SPSS Version 20.0 software. To highlight the existence of significant differences between ecotypes for the studied parameters, variance analysis method was used, supplemented by "Duncan" test to compare means between groups. Correlations between different parameters were analyzed with the test "Pearson Correlations".

Results and discussion

The chemical composition of halophytes collected and selected in El Oued region, as well as the vetch-oat hay is presented in Table 1. The table shows that examination of all substrates contains high tenors and slightly different in dry matter (DM). *A. halimus* has a higher DM content and significantly similar to vetch hay oats (935.08 and 934.56 g / kg, respectively) ($P > 0.05$) followed by *T. aphylla* (802.82 g / kg), and *Z. album* (721,92g / kg), while the lowest rate in DM is recorded in *S. mollis* (602.85 g / kg). The arid geographic area of the forage where the plants are found explains this low humidity.

Table 1. Dry matter content and chemical composition (% DM) of halophytes collected from El Oued region

	<i>A. halimus</i>	<i>S. mollis</i>	<i>T. aphylla</i>	<i>Z. album</i>	vetch-oat hay
DM (g/kg)	935,08 ^d	602,85 ^a	802,82 ^c	721,92 ^b	934,56 ^d
OM	802,06 ^b	832.6 ^c	819,26 ^d	783,98 ^a	808,66 ^c
CP (g/kgMS)	150,4 ^d	162,5 ^e	87,2 ^b	70,4 ^a	114,6 ^c
NaCl	12,26 ^d	10,28 ^c	9,36 ^b	10,68 ^c	1,41 ^a
K⁺	1,25 ^d	1,45 ^e	0,72 ^b	0,82 ^c	0,3 ^a
Ca²⁺	2 ^d	1,9 ^d	0,8 ^b	1 ^c	0,2 ^a
Mg²⁺	1,2 ^c	1,4 ^e	0,49 ^b	0,58 ^b	0,12 ^a
NDF	40,59 ^a	51,42 ^b	62,41 ^d	77,70 ^e	55,88 ^c
ADF	28,15 ^a	35,46 ^b	45,95 ^d	53,11 ^e	40,6 ^c

ADL	7,3 ^a	8,9 ^b	13,09 ^d	14,83 ^e	9,37 ^c
Ash	18,05 ^c	15,96 ^b	18,30 ^c	19,95 ^d	5,86 ^a

^{abcde} Means in the same row without common letter are different at P<0.05 DM= Dry matter, CP= Crude protein, OM= organic matter, NDF=Neutral detergent fiber, ADF= Acid detergent fiber, ADL=Acid detergent lignin.

With the exception of the hay-oats vetch, all substrates were characterized by their high ash content. The Amaranthaceae (*S. mollis* and *A. halimus*) are the busiest salt (10.3 and 12.26% of dry matter, respectively) followed by *Z. album* (9%) and *T. aphylla* (8%). The K⁺ content were for the majority of species less than or around 1% of the dry matter of the consumable part. The calcium content is from 1.5 to twice higher than that of magnesium. The Amaranthaceae are the richest in these bivalent (1.9 to 2% by Ca²⁺ and 1.2 and 1.4 Mg²⁺, respectively for *A. halimus* and *S. mollis*). The mineral composition of feed results from the combined action of several factors; the vegetative phase of the plant, the environmental conditions and operating modes. (Jarrige et al 1995; Chehma 2005; Chehma and Youcef 2009).

As to the contents of crude protein(CP), we note that it is significantly variable between substrates (P<0.05). However and for all forages, CP levels are comparable to arid forage, apparently with no geographically specific relationship: Western Tunisians (55 to 221 g / kg DM, Guasmi-Boubaker et al 2005), arid Egyptian areas (124-185 g / kg DM, Salem et al 2005), West African regions (137-212 g / Kg DM, Rittner and Reed 1992), East Africa (156-275 g / kg DM, Nshalai et al 1994), the tropics (211 g / kg DM, Larbi et al 1994).

In general, substrates studied have a different composition parietal (P <0.05). For the NDF fraction which represents the total wall (cellulose + hemicelluloses + lignin), it varies between 40.59% and 77.7% DM, while the ADF fraction varies between 28.15 and 53.11%. The highest value is noted for *Z. album* and the lowest is recorded for *A. halimus* (P <0.05). Indeed, according to Kellems and Church (2001), plants with NDF and ADF, respectively, from 70 to 88% and from 39 to 67% are classified as low-quality forage species. High levels of NDF fraction in these plants could be explained by environmental conditions in the region of El Oued (high temperature and low precipitation).Pascual et al (2000) indicate that high temperatures and low precipitation tend to increase the parietal fraction (NDF) and reduce the soluble content of plants. Against all odds, the reference substrate, vetch oats, contains an intermediate rate of about 55.88% DM. These results are similar to the work available in literature (Ammar et al 2005; Gazmi- Boubaker et al 2005; Pascual et al 2000).

Table 2. Levels of secondary compounds (% DM) and salt-tolerant forages collected from El Oued region

Substrats	Total oxalates	Total phenols	Total tannins	Condensed tannins
<i>A. halimus</i>	8,86 ^a	1,85 ^b	0,1 ^a	0,030 ^b
<i>S. mollis</i>	18,89 ^b	4,59 ^c	3,83 ^d	0,056 ^c
<i>T. aphylla</i>	TRACES	7,53 ^d	1,73 ^c	0,060 ^c
<i>Z. album</i>	TRACES	0,10 ^a	0,02 ^a	0,009 ^a
<i>Vesce-avoine</i>	TRACES	0,11 ^a	0,25 ^b	0,01 ^a

^{abcd} Means in the same column without common letter are different at P<0.05

The average secondary compounds content of halophytes collected and selected in El Oued region, as well as the vetch-oat hay is shown in Table 3. In fact, high levels of these compounds depreciate forage quality. The levels of total phenols are variable depending on the species, *T. aphylla* being the richest species in total polyphenols (7.53% of the dry matter), *Z. album* and vetch hay oats are the poorest species and have significantly similar values (P <0.05). The levels of phenolic compounds found in this study, according to some authors (Frutos et al., 2002; Khanal and Subba, 2001), may have a limited effect on the availability of nutrients from forage for ruminal microbiota. A similar trend is observed for total tannins (TT), the highest concentration is found in *S. mollis* (3.83% DM) and the lowest content in *A. halimus* (0.1% DM) (P <0.05). Oxalates are accumulated at much higher levels in the Amaranthaceae. *S. mollis* is the species most rich in oxalate, while *Z. album* and *T. aphylla* contains traces of oxalate. While condensed tannins (CT), are absent or detected only trace amounts in most studied forages. Higher results in secondary compound were obtained in the work of Ammar et al (2009), Alvarez et al (2005) for shrubs in northern Spain. The results achieved in our work on TT and TC are similar to the values of forages in arid areas of northern Egypt (Salem et al., 2006), for fodder collected in the arid regions of Southern Sudan (El-Fadel Seed et al 2000) for African fodder from the east (Abdulerzak et al 2000).

The biological parameters measured on the species studied, which were incubated in calibrated syringes are recorded in Table 3. Each value is the average of 3 repetitions. The volume of gas produced (GP) in the syringes is lower in the 2 Amaranthaceae (150.96 ml and 141,83ml / 0.2 g DM for *A. halimus* and *S. mollis*) than *T. aphylla* and *Z. album*, the latter has the highest value (190,983ml / 0.2g MS). Thus, the degradability of organic matter, estimated from gas production is variable depending on the species, *S. mollis* is the species most degradable. The variation of gas production is related to the composition of the substrates and the variable contents of secondary compounds according to the species and the botanical family. However, unexpected results are observed for hay vetch oats which has a value similar to that of *S. mollis* despite the low levels of cell wall constituents and secondary compounds. Indeed, halophytes prove well be fermented by the rumen microbiota camel, unlike most publications that mention that in vitro gas production is negatively influenced by the fiber content of foods (Apori et al 1998; Fructos et al 2004; Getachew et al 2000).

Table 03. Gas production (GP) and digestibility of organic matter (DOM) of the test plants

Substrates	GP (ml)	DOM
<i>A. halimus</i>	150,96 ^b	47,24 ^b
<i>S. mollis</i>	141,83 ^a	45,61 ^a
<i>T. boveana</i>	185,7 ^c	53,31 ^c
<i>Z. album</i>	190,9 ^d	54,19 ^c
<i>Vesce-avoine</i>	142,2 ^a	45,42 ^a

^{abcd} Means in the same column without common letter are different at $P < 0.05$

Relationship between nutritional parameters, anti-nutritional and biological

The correlation coefficients among the nutrient values of secondary substances and quantities of gas produced are reported in Table 4 in the form of a triangular matrix. Here we present examples of correlations between the different parameters are studied by focusing more on the correlations with NaCl and gas production. The array analysis shows that the ash percentage ($r = 0.937$; $p = 0.0001$) increases with the percentage of NaCl. Similarly, there is a positive correlation between the accumulation of NaCl in the aerial part of the plant and the percentages of K + cations ($r = 0.799$; $p = 0.01$), Ca²⁺ ($r = 0.818$; $p = 0.01$) and Mg²⁺ ($r = 0.743$; $p = 0.01$). Furthermore, the presence of NaCl in the edible part of the plant is negatively related, but without statistical significance fractions NDF and ADF. The total nitrogenous matter is not connected with gas production reflecting the low contribution of nitrogen content in gas production, a situation reported by many authors (Aregheore 2000; Khazaal et al 1993; Long et al 1999). Thus, the components in NDF, ADF and ADL are positively and significantly correlated with the production of gas. These results are contradictory to the work carried out on ruminants (Aregheore 2000; Khazaal et al 1995).

So, camels are more effective in the digestive and metabolic utilization ration compared to conventional ruminants, particularly nitrogen and parietal compounds, probably because of the specific microflora contained pre stomachs Camels (Jouany 2003; Longo et al 2007). Negative and non-significant correlation was also observed between the production of gas and its oxalate content. Several studies show that this compound is strongly accumulated in halophytes in response to salt stress (Nyman et al 1989; Guo et al 2005). This compound has been considered by several authors as an anti-nutrient, its presence reduces the availability of calcium and sometimes other items (Weaver et al 1987; Nakata and McConn 2007).

Conclusion

This study aimed to estimate the nutritive value of halophytes collected from camel's courses in the arid regions of Algeria. Analysis of the chemical composition of the substrates reveals that they contain moderate amounts in CP. They are very rich in parietal composed and contain low concentrations of lignin. The evaluation of the in vitro fermentability of the substrates by the ruminal microflora shows that these substrates are efficiently degradable by the ruminal microflora dromedary, and the presence of large quantities of salt does not affect their degradability. However, these substrates can be used for camel diets in areas with salt soil.

Table 4. Correlation matrix between nutritional, anti-nutritional and biological parameters.

	OM	CP	NaCl	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	NDF	ADF	ADL	Ash	TO	TP	TT	CT	GP	DOM	
DM	-0,347	0,038	-0,395	-0,522 *	-0,353	-0,461	-0,365	-0,297	-0,333	-0,430	-0,525 *	-0,339	-0,751 **	-0,445	-0,172	-0,123	
OM		0,497	-0,090	0,328	0,206	0,360	-0,464	-0,416	-0,421	-0,202	0,606 *	0,699 **	0,869 **	0,806 **	-0,487	-0,512	
CP			-0,052	0,498	0,506	0,583 *	-0,847 **	-0,877 **	-0,934 **	-0,371	0,770 **	-0,100	0,369	0,144	-0,941 **	-0,963 **	
NaCl				0,799 **	0,818	0,743 **	-0,064	-0,147	0,087	0,937 **	0,409	0,308	0,186	0,394	0,354 *	0,267	
K ⁺					0,976 **	0,984 **	-0,429	-0,529 *	-0,375	0,592	0,868 **	0,281	0,546	0,507	-0,222	-0,310	
Ca ²⁺						0,968 **	-0,498	-0,604 *	-0,439	0,597 *	0,803 **	0,176	0,375	0,400	-0,229	-0,317	
Mg ²⁺							-0,514	-0,606	-0,473	0,504	0,896 **	0,245	0,541 *	0,496	-0,321	-0,406	
NDF								0,981 *	0,985 **	0,237	-0,578 *	-0,124	-0,189	-0,295	0,785 **	0,812 **	
ADF									0,962 **	0,166	-0,649 **	-0,047	-0,186	-0,248	0,787 **	0,819 *	
ADL										0,403	-0,610 *	0,093	-0,164	-0,114	0,639 **	0,565 **	
Ash											0,147	0,353	0,103	0,350	-0,603 **	-0,699 **	
TO												0,227	0,734 **	0,503	0,199	0,157	
TP													0,669	0,944 **	0,276	0,323	
TT														0,803 **	-0,013	-0,070	
CT																0,993	
GP																	1 **

DM: Dry matter, OM: organic matter, CP: Crude protein, NDF: Neutral detergent fiber, ADF: Acid detergent fiber, ADL: Acid detergent lignin, TO : Total oxalates, TP : Total phénols, TT : Total tanins, CT : Condensed tanins, GP : Gas production, DMO : Digestibility of organic matter , * : P < 0,05, ** : P < 0,01

References

Abdelguerfi A, Si Ziani T, Kies N and Ouada M 1996 From autoecology to variability of media in Algeria: synthesis trial of works realised at the National Agronomic Institute El Harrach. Cahiers Options méditerranéennes, 18: 39-52.

Abdulrazak S A, Fujihara T, Ondiek JK, Orskov E R. 2000 Nutritive evaluation of some acacia tree leaves from Kenya. Animal Feed Science and Technology 85, 89-98.

Ammar H, Lopez S, Gonzalez J S 2005 Assessment of the digestibility of some Mediterranean shrubs by in vitro techniques. *Animal Feed Science and Technology* 119, 323–331.

Ammar H, Lopez S, Kammoun M, Bodas R, Giraldez F G, Gonsalez J S 2009 Feeding quebracho tannins to sheep to enhances rumen fermentative activity to degrade browse shrubs. *Animal Feed Science and Technology* 149,1-15.

Alvarez del Pino M, Hervas G, Mantecon A R, Giraldez FJ, Frutos P 2005 Comparison of biological and chemical methods, and internal and external standards, for assaying tannins in Spanish shrub species. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 85, 583-590.

AOAC 1990 Official Methods of Analysis. 15th Edn. (Association of Official Analytical Chemists, INC, Va. USA).

Apori S O, Castro F B, Shand W J, Orskov E R 1998 Chemical composition, in sacco degradation and in vitro gas production of some Ghanaian browse plants. *Animal Feed Science and Technology* 76, 129-137.

Aregheore E M 2000 Chemical composition and nutritive value of some tropical by-product feedstuffs for small ruminant in vivo and in vitro digestibility. *Animal Feed Science and Technology* 85, 99-109.

Ben M'hamed M 1990 Forage shrub in North Africa-studies of the green belt of North Africa. ALESCO, Tunis, Tunisie, pp. 233.

Chaibou M 2005 Productivité zootechnique du désert : le cas du bassin laitier d'Agadez au Niger. Thèse en biologie intégrative, université de Montpellier II, 279 p.
http://camelides.cirad.fr/fr/science/pdf/these_chaibou.pdf

Chehema A 2005 Etude floristique et nutritive des parcours camelins du Sahara septentrional algérien. Cas de la région de Ouargla et Ghardaïa. Thèse doctorat, université Badji Mokhtar, Annaba, Algérie, 178 p. http://camelides.cirad.fr/fr/science/pdf/these_chehema.pdf

Chehema A, Faye B, Bastinelli D 2010 Valeurs nutritionnelles des plantes vivaces des parcours sahariens algériens pour dromadaires. *Fourrages*, 204 : 263-268. <http://www.afpf-asso.org/download.php?type=1&id=1818&statut=0>

Chehema A., Faye B Djebbar M R 2008 Productivité fourragère et capacité de change des parcours camelins du Sahara septentrionale algérien. *Sécheresse*, 19 : 115-121.

Chehema A et Longo H F 2004 Bilan azoté et gain de poids chez le dromadaire et le mouton, alimentés à base de sous-produits de palmier dattier, de Drinn "Stipagrostis pungens" et de paille d'orge. *Cahiers Agricultures*, 13: 221-226. http://www.jle.com/fr/revues/agr/e-docs/bilan_azote_et_gain_de_poids_chez_le_dromadaire_et_le_mouton_alimentes_a_base_d_e_sousproduits_du_palmier_dattier_de_la_pa_262233/article.phtml?tab=texte

Chehema A, Youcef F 2009 Variations saisonnières des caractéristiques floristiques et de la composition chimique des parcours sahariens du sud est algérien. *Sécheresse*, 20 : 373-381. http://www.jle.com/fr/revues/sec/e-docs/variations_saisonniere_des_caracteristiques_floristiques_et_de_la_composition_chimiq

ue_des_parcours_sahariens_du_sud_est_alger_282986/article.phtml?tab=download&pj_key=doc_attach_15059

Correra A 2006 Dynamique de l'utilisation des ressources fourragères par les dromadaires des pasteurs nomades du parc national du banc d'Arguin (Mauritanie). Thèse doctorat, Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, 247 p.
http://camelides.cirad.fr/fr/science/pdf/these_correra_complet.pdf

Elmer P 1994 Analytical methods for atomic absorption spectrometry. The Perkin Elmer Corporation, USA.300pp.
<http://eececlabs.seas.wustl.edu/files/Flame%20AA%20Operating%20Manual.pdf>

Fadel El-Seed A M A, Anim A E, Abdel Ati K, Sekine A, Hishinuma J, Hamana K 2000 Nutritive evaluation of some fodder tree species during dry season in central Sudan. Asian-Australian Journal of Animal and Science 1, 844-850.
http://www.ajas.info/upload/pdf/15_132.pdf

Frutos P, Hervas G, Ramos G, Giraldez F J, Mantecon A R 2002 Condensed tannin content of several shrub species from a mountain area in northern Spain, and its relationship to various indicators of nutritive value. Animal Feed Science and Technology 95, 215–226.
http://digital.csic.es/bitstream/10261/4805/3/Frutos_et_al_2002.pdf

Fructos P, Hervas G, Giraldez F J, Mantecon A R 2004 An in vitro study on the ability of polyethylene glycol to inhibit the effect of quebracho tannins and tannic acid on rumen fermentation in sheep, goats, cows and deers. Australian journal of agricultural research 55(11), 1125-1132.

Gasmi-Boubaker A, Kayouli C, and Buldgen A 2005 In vitro gas production and its relationship to in situ disappearance and chemical composition of Mediterranean browse species. Animal Feed Science and Technology 123, 303-311.

Getachew G, Makkar H P S and Becker K 2000 Tannins in tropical browse: effects on in vitro microbial fermentation and microbial protein synthesis in media containing different amounts of nitrogen. Journal of Agricultural and Food Chemistry 148, 3581-3588.

Guo Z, Tan H, Zhu Z, Lu S, Zhou B 2005 Effect of intermediates on ascorbic acid and oxalate biosynthesis of rice and in relation to its stress resistance. Plant Physiology and Biochemistry. 43, 955-962.

Jarrige R, Ruckebusha Y, Demarquilly C 1995 Les herbivores ruminants. In : Nutrition des ruminants domestiques ingestion et digestion. Ed. INRA publications, Versailles, 905 p.

Jouany J P 2000 La digestion chez les camélidés. Comparaison avec les ruminants. 2000. INRA production animale .13,165-176. https://www6.inra.fr/productions-animales/content/download/4052/41861/version/2/file/Prod_Anim_2000_13_3_02.pdf

Kellems R O, Church D C 2001 Livestock feeds and feeding. Prentice Hall, Englewood Cliffs, NJ. 654 pp.

Khanal R C, Subba D B 2001 Nutritional evaluation of leaves from some major fodder trees cultivated in the hills of Nepal. Animal Feed Science and Technology 92, 161-165.

Khazaal K, Dentinho M T, Riberio J M and Orskov E R 1993 A comparison of gas production during incubation with rumen contents in vitro and nylon bag degradability as

predictors of the apparent digestibility in vivo and the voluntary intake of hays. *Animal Production*, 57: 105-112.

Khazaal K, Dentinho M T , Riberio J M , Orskov E R 1995 Prediction of apparent digestibility and voluntary intake of hay fed to sheep: Comparison between using fibre components, in vitro digestibility or characteristics of gas production or nylon bag degradation. *Animal Science* 61, 527-538.

Larbi A, Smith J W, Kurdi I O, Adekunle I O , Raji A M and ladipo D O 1998 Chemical composition, rumen degradation and gas production characteristics of some multipurpose fodder trees and shrubs during wet and dry seasons in the humids tropics. *Animal Feed Science and Technology* 72, 81-96.

LE HOUÉROU H N 2001 Biogeography of the arid steppeland north of the Sahara. *Journal of Arid Environments*, 48, 103-128.

Long R J, Apori S O, Castro F B and Orskov E R 1999 Feed value of native forages of the Tibetan Plateau of China. *Animal Feed Science and Technology* 80: 101-113.

Longo H F, Siboukeur O, Chehma A 2007 Aspect nutritionnel des pâturages les plus appréciés par *Camelus dromedarius* en Algérie. *Cahiers Agricultures*, 16 : 477 - 483.
http://www.jle.com/fr/revues/agr/e-docs/aspects_nutritionnels_des_paturages_les_plus_apprecies_par_camelus_dromedarius_en_algerie_276706/article.phtml?tab=download&pj_key=doc_attach_2355

Makkar H P S 2003 Quantification of Tannins: a laboratory Manual, 2 nd edition, International Center for Agricultural Research in the dry areas, Aleppo, Syria.

Makkar H P S, Blümmel M, Borowy N K and Becker K 1993 Gravimetric determination of tannins and their correlations with chemical and protein precipitation methods. *Journal of the Science of Food and Agriculture*.61, 161-165.

Menke K H Steingass H 1988 Estimation of the energetic feed value obtained from chemical analysis and in vitro gas production using rumen fluid. *Animal research development*. 28, 7-55.

Nakata P A, McConn M M 2007 Calcium oxalate content affects the nutritional availability of calcium from *Medicago truncatula* leaves. *Plant Science* . 172, 958-961.

Nègre R 1961 Petite flore des régions arides du Maroc Occidental. Ed. CNRS, Paris, 2 vol.

Nshalai I V, Siaw D E K A, Osuji P O 1994 The Relationship between gas production and chemical composition of 23 browses of the genus *Sesbania*. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 65, 13-20.

Nyman L.P., Aritti J., Bradley T.J. 1989 Organic and inorganic constituents of salt tolerant Taro (*Colocasia exulenta* var *antiquorum*) tissues cultured in saline media. *Environmental and experimental botany* . 29(4) , 423-432.

Oulad Belkhir A, 1989 Composition chimique et digestibilité in vitro des principaux pâturages consommés par le dromadaire dans quelques aires de distribution en Algérie. *Mémoire Ing. INA, El Harrach*, 65p.

Ozenda P, 1991 Flore du Sahara. 3ème édition, complétée. CNRS, Paris, 662 p.

Pascual J J, Fernandez C , Diaz J R, Garces C, Rubert-Aleman J 2000 Voluntary intake and in vitro digestibility of different date-palm fractions by Murciano-Granadina (Capra Hirsus). *Journal of Arid Environments*. 45, 183-189.

Porter L W, Hrstich L N, Chan B G 1986 The conversion of procyanidins and prodelphinidins to cyanidin and delphinidin. *Phytochemistry* 25, 223–230.

Quézel P et Santa S 1962 Nouvelles flores de l'Algérie et des regions désertiques méridionales. Ed. CNRS, Paris, 2 vol., 1170 p.

Rittner U and Reed J D 1992 Phenolics and in vitro degradability of protein and fibre in West African browse. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 58, 21-28.

Salem A Z M , Salem M Z M, El-Adawy M M and Robinson P H 2006 Nutritive evaluations of some browse tree foliages during the dry season, secondary compounds, feed intake and in vivo digestibility in sheep and goats. *Animal Feed Science and Technology* 127, 251-267.

Sauvant D 1988 La composition et l'analyse des aliments. In : Jarrige R. (ed), Alimentation des Bovins, Ovins et Caprins, INRA, Paris , 305-314.

Van Soest P J, Robertson J B, Lewis B A 1991 **Methods for dietary fiber, neutral detergent fiber, and nonstarch polysaccharides in relation to animal nutrition. *Journal of Dairy Science* 74, 3583-3597.**

Weaver C M, Martin B R, Ebner J S, Krueger C A 1987 **Oxalic acid decreases calcium absorption in rats, *Journal of Nutrition* 117, 1903 – 1906.**

<http://jn.nutrition.org/content/117/11/1903.full.pdf>

VALORISATION NUTRITIONNELLE IN VITRO DE CERTAINES HALOPHYTES NATIVES DES ECOSYSTEMES SALINS ALGERIENS PAR LE MICROBIOTE RUMINAL DU DROMADAIRE

MEDILA I.^{1,2}, ADAMOUC A.¹, ARHAB R.³, ALIA O.², BOUTERA M.²

1. Laboratoire protection des écosystèmes dans les zones arides et semi-aride, université Kasdi Merbah, Ouargla
2. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Echahid Hamma Lakhder El Oued
3. Laboratoire des Molécules Végétales et Amélioration des Plantes, Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Larbi Ben Mhidi, Oum El Bouaghi, Algérie.

Résumé: Trois halophytes d'El Oued (*Atriplex halimus* L., *Sueda mollis*, *Zygophyllum album*) qui sont préférentiellement broutées par les dromadaires, et en plus du foin de vesce-avoine (un substrat témoin de référence), ont été analysés afin de déterminer leurs valeurs nutritives pour les dromadaires. Notre étude est basée sur l'évaluation de leur potentiel nutritif par la mesure de leur fermentescibilité in vitro par le microbiote ruminal camelin. Les résultats de la fermentation in-vitro par le microbiote ruminal du dromadaire révèlent que, à l'exception du *Z. album*, la production de gaz totale, engendrée par la dégradation anaérobie de ces substrats, est relativement élevée par rapport à celui du substrat de référence, contrairement à la plupart des autres ruminants d'élevage, pour qui, la plus part des travaux mentionnent que la production de gaz in vitro est négativement influencée par le contenu fibreux des aliments et leur teneur en composés secondaires. Ces résultats pourraient s'expliquer soit par le fait que les substrats examinés renferment une fraction fibreuse hautement digestible, soit par la capacité d'utilisation digestive et métabolique du microbiote ruminal camelin de ce type de fourrage, soit par la combinaison de ces facteurs.

Mots clés : halophytes, zone aride, dromadaire, valeur nutritive, microbiote ruminal, fermentescibilité in vitro.

IN VITRO NUTRITIONAL VALUE OF SOME HALOPHYTES NATIVE FROM ALGERIANS SALT ECOSYSTEMS BY CAMEL RUMINAL MICROBIOTA

Abstract: Three halophytes from El Oued (*Atriplex halimus* L., *Sueda mollis*, *Zygophyllum album*) which are preferentially grazed by camels, and in addition to the hay of vetch-oats (a reference control substrate), have been analyzed in order to determine their nutritional value for camels. Our study is based on the evaluation of their nutritional potential by measuring the fermentability *in vitro* by ruminal microbiota of camels.

The results of the *in vitro* rumen fermentation by dromedary microbiota show that, with the exception of *Z. album*, the total gas production, generated by the anaerobic degradation of these substrates, is relatively high compared to that of the reference substrate, contrary to most other domestic ruminants, to which most of studies mention that *in vitro* gas production is negatively influenced by the fiber content of foods and their content of secondary compounds. These results could be explained either by the fact that our tested substrates contain a highly digestible fiber fraction, or by the digestive and metabolic use capacity of camelin ruminal microbiota of this type of feed, or by the combination of these factors.

Keywords: halophytes, arid zone, dromedary, nutritional value, ruminal microbiota, fermentability in vitro.

Introduction

En Algérie, deux millions de kilomètres carrés sont désertiques (arides) sur la superficie totale du pays (2.381.740 km²) [1] tandis que le reste (381.740 km²) est

semi-aride (semi désertique) et sub-humide (mi-humide, mi-sec) [2].

Malgré les conditions climatiques sévères des régions arides et semi-aride (faible pluviométrie, hautes températures,

salinité des sols...), certaines espèces acclimatées, dont les halophytes, survivent avec des formes d'adaptations extraordinaires [3]. Ces plantes, selon les chameliers de la région de Benguecha, sont très appréciées par le dromadaire ou «vaisseau du désert», qui présente le secours alimentaire, utilitaire et monétaire du nomade. L'un des problèmes majeurs qui limite le développement de l'élevage camelin est l'alimentation, qui est basée sur les ressources fourragères locales [4].

En dépit de l'importance que possèdent les ressources qui peuplent les écosystèmes des zones arides, dans l'alimentation des animaux et la protection de l'environnement, elles n'ont cependant pas bénéficié de l'attention qu'elles méritent.

Dans ce travail, nous nous sommes intéressés à évaluer la valeur nutritive de plantes halophytes collectées dans des parcours camelins des régions arides d'Algérie, par l'étude de leurs fermentescibilités *in vitro* par le microbiote ruminal camelin.

L'objectif de notre travail est d'évaluer la possibilité de leur utilisation comme constituant des rations alimentaires dans l'élevage camelin et de sélectionner les plantes fourragères les plus intéressantes sur le plan nutritionnel.

1. Matériel et méthodes

1.1 Matériel végétal

Benguecha (commune de Taleb El-arbi-Wilaya d'El Oued). Le choix des plantes étudiées qui constituent la strate herbacée de ces parcours camelins a été fait selon leur abondance pendant la saison hivernale de l'année 2013. L'identification de ces plantes a été faite à l'aide des travaux de QUEZEL et SANTA [5], CHEHMA [6], OZENDA [7].

Selon la méthodologie de “*hand plucking method*”, seules ont été collectées les parties de plante (rameaux tendres, feuilles, fleurs, fruits) réellement broutées par le dromadaire. Après l'identification, Les plantes testées sont : *Atriplex halimus*, *Sueda mollis*, et *Zygophyllum album*, comparativement à un substrat témoin, le foin de vesce avoine, qui est considéré comme une plante de référence.

1.2. Inoculum

Le jus de rumen est collecté de 3 dromadaires, abattus le matin à l'abattoir. Ces animaux sont choisis aléatoirement, d'âge et de sexe différents et ont reçu un régime alimentaire libre et non défini. Après l'abattage, le contenu de rumens est directement transféré dans des Thermos préchauffés à 39 C° et saturés en CO₂. Au

laboratoire, le contenu ruminal est filtré à travers 04 couches de mousline (porosité de 500 µm) et barboté de CO₂. Toute la manipulation est réalisée sous un flux constant de CO₂.

L'inoculum est préparé selon les procédures décrites par MENKE et STEINGASS [8]. Elles consistent à mélanger un ratio de (1:2 v/v) jus de rumen avec une solution de salive artificielle.

1.2. Fermentation in vitro

La technique adoptée a été celle décrite par MENKE et STEINGASS [8]. 200±10mg de matière sèche préalablement broyée de chaque substrat est pesée dans une seringue en polypropylène de 60ml, préchauffée à 39C°. Les seringues sont inoculées par 30ml d'inoculum sous un flux de CO₂ puis incubées dans une étuve à agitation d'une vitesse de 9 tour/min réglée à 39 C° pendant 96 heures. La lecture des gaz produits est effectuée en cinétique après, 3, 6, 9, 24, 48, 72 et 96 heures et une cinétique de production de gaz est ainsi réalisée. Pour chaque fourrage, trois répétitions ont été faite Dans les mêmes conditions, trois fermenteurs témoins, sans substrat (blanc : jus de rumen plus salive artificielle) et le substrat standard sont incubés.

La production de gaz (PG) de l'échantillon est calculée comme suit:

$$PG = (Vt - V0 - G0) * 200 / P$$

Où:

V0 = Position du piston au début de l'incubation de l'échantillon.

Vt = Position du piston après temps d'incubation.

G0 = Volume moyen de gaz produit dans les témoins (jus sans substrat).

P = Prise de l'échantillon en mg de MS.

L'évolution du pH est mesuré à l'aide d'un pH mètre portable à électrode en verre préalablement étalonnée.

Les paramètres cinétiques de la fermentation in vitro des substrats sont déduits du modèle exponentiel proposé par ORSKOV and MC DONALD [9] et modélisé à la production de gaz par BLÜMMEL and ORSKOV [10]. Ils sont calculés par le programme informatique Neway Exel proposé par CHEN [11]:

$$Y = a + b(1 - e^{-c*t})$$

Où : y (ml/200 mg MS ou mmole/g MS) est la production de gaz après chaque temps d'incubation, a (ml/200mg MS ou mmole/g MS) est la production de gaz à partir de la fraction soluble, b (ml/200 mg MS ou mmole/g MS) est la production de

gaz à partir de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible et c (%h-1) est la vitesse de production de gaz à partir de b .

1.3. Analyses statistiques

L'analyse statistique des résultats obtenus a été réalisée à l'aide du logiciel SPSS version 20.0. Pour mettre en évidence l'existence de différences significatives entre les écotypes pour les paramètres étudiés, la méthode d'analyse de variance a été utilisée, complétée par un test "Duncan" permettant de comparer les moyennes entre les groupes.

2. Résultats et discussion

2.1. Cinétique de production de gaz

La cinétique de production de gaz des substrats étudiés est illustrée dans la figure 1. Généralement, la cinétique de dégradation est caractérisée par 2 ou 3 phases distinctes.

La première phase correspond à une phase d'adaptation, elle présente une faible

production de gaz et un temps de latence courte, situé entre 0 et 2 heures pour *S. mollis*. Cependant, cette phase est presque absente dans le cas d'*A. halimus*, *Z. album*, et du foin de vesce avoine.

La deuxième phase est dite phase exponentielle ou phase de croissance rapide, elle est caractérisée par une production élevée de gaz, environ 75% du gaz total est produit durant cette période qui dure de 2 à 24 heures pour *Z. album*, et le foin de vesce avoine, et entre 2 à 72 heures pour l'*A. halimus*, et *S. mollis*.

La troisième phase se situe entre 24 et 96 heures pour *Z. album*, et le foin de vesce avoine, entre 72 h et 96 h pour l'*A. halimus*, et *S. mollis*. Peu de gaz est alors produit et la fermentation diminue jusqu'à se stabiliser totalement par l'épuisement du milieu de fermentation (dégradation complète du substrat) et des conditions défavorables engendrées dans le milieu par l'acidité résultante de l'accumulation des acides gras volatils (AGV).

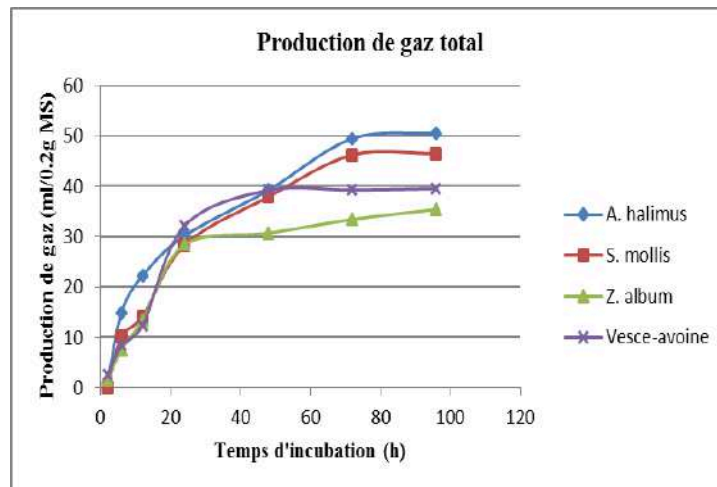


Figure 1 : Cinétique de la production de gaz due à la fermentation *in vitro* des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.

2.2. Evolution du pH

Le pH est un paramètre très important dans la régulation et l'optimisation des fermentations ruminales. Le pH du jus de rumen fraîchement collecté est de 6,23. Cette valeur indique des conditions physico-chimiques favorables à une bonne activité fermentaire du microbiote ruminal (tableau 1).

Après l'addition de la salive artificielle, une légère augmentation du pH a été constatée. Le pH du mélange jus du rumen/salive artificielle a atteint une valeur moyenne de 6.96. Cette augmentation de pH peut être expliquée par l'effet tampon de la salive artificielle qui contribue à la

neutralisation de l'acidité du milieu [12] ; [13].

Il est à noter, que le pH tend à baisser et une variation significative est notée entre le pH initial et le pH final avec certains substrats. Cependant, une baisse des valeurs de pH est constatée, ainsi le pH passe de 6.96 à 6.32, 6.75, 6.92 et 6.44 respectivement pour *A. halimus*, *S. mollis*, *Z. album*, et la foin de vesce avoine. Pour tous les substrats, les valeurs de pH enregistrées sont au-dessus du seuil critique d'inhibition de la croissance et de l'activité cellulolytique du microbiote ruminal [14] ($\text{pH} \geq 6$).

Tableau 2 : Liste des espèces spontanées médicinales rencontrées dans les zones humides de la région de Oued Righ

Substrats	Jus du remun	Innoculum	Blanc	<i>A. halimus</i>	<i>S. mollis</i>	<i>Z. album</i>	Vesce-avoine
Ph	6.23	6.96	après 96 h				
			8.16	6.32	6.75	6.92	6.44

Il faut signaler que l'acidification du pH après 96 h de fermentation serait due à l'accumulation des AGV et de l'acide lactique comme produit final de fermentation dans le milieu [15] ; [16]. Elle peut être engendrée aussi par une augmentation de la concentration en H₂ [17].

2.3. Les paramètres cinétiques de la fermentation *in vitro*

Les paramètres cinétiques de la fermentation *in vitro* des différents substrats, déduits à partir du modèle d'ORSKOV et MC DONALD [9], sont mentionnés dans le tableau 2. Généralement, on constate que les valeurs du facteur (a) sont aussi bien négatives que positives. D'après plusieurs auteurs, la valeur négative de (a) serait la conséquence d'une phase de latence durant laquelle les microorganismes s'attachent et colonisent les particules alimentaires avant leur éventuelle dégradation [15]. Cette

constatation est également signalée par plusieurs auteurs travaillant *in vitro* et *in sacco* [18]; [19]; [20].

Le volume de gaz produit à partir de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible (b) est statistiquement différent ($p < 0,05$). Le plus grand volume est noté pour *S. Mollis*. La différence observée entre les trois substrats, résulte de leur composition chimique différente. En effet, la faible production de gaz à partir de la fraction (b) observée chez *Z. album*, peut être due à leur composition chimique et leur teneur en facteurs antinutritionnels qui peuvent, selon Mc SWEENEY et al. [21], réduire la dégradation des fibres par la formation de complexes avec la fraction lignocellulosique, empêchant ainsi l'adhésion des microorganismes. Selon HERVAS et al. [22], ces facteurs antinutritionnels inhiberaient également les cellulases impliquées dans leur dégradation ou directement les bactéries cellulolytiques

en formant des complexes avec les minéraux indispensables à leur croissance.

L'estimation de la production de gaz à partir de la fraction insoluble montre clairement que *A. halimus* et *S. mollis* se caractérisent par une très bonne fermentescibilité des constituants de leurs parois cellulaires par le microbiote ruminal camelin.

La vitesse de production de gaz (c) à partir de la fraction (b) est significativement différente entre les fourrages ($P < 0,05$). *Z. album* est la plus

rapidement fermentée par le microbiote ruminal (5.85 h^{-1}), alors que les faibles vitesses sont enregistrées pour l'*A. halimus*, et *S. mollis* ($3,87$ et $3,65 \text{ h}^{-1}$ respectivement). La fermentation, bien plus rapide du *Z. album*, et plus faible de l'*A. halimus*, et *S. mollis*, comparativement au foin de vesce avoine, peut s'expliquer par leur fraction insoluble peu lignifiée et facilement accessible au microbiote ruminal [23]. La vitesse de fermentation agit sur l'ingestion des aliments car elle affecte la vitesse de passage des particules alimentaires dans le rumen [24].

Tableau 2 : Production de gaz (GP) en (ml/0.2g MS) et paramètres cinétiques modélisés des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.

Substrats	GP	Paramètres cinétiques		
		a	B	c (h^{-1})
<i>A. halimus</i>	^d 50.62	1.13 ^d	49.74 ^c	3.87 ^a
<i>mollis S</i>	^c 46.52	-2.23 ^c	50.67 ^d	3.65 ^a
<i>Z. album</i>	^a 35.44	-3.40 ^b	38.04 ^a	5.85 ^c
Vesce-avoine	^b 39.56	-3.63 ^a	44.68 ^b	5.35 ^b

Conclusion

L'évaluation de la fermentescibilité in vitro des substrats par le microbiote ruminal montre que les plantes testées, à l'exception de *Z. album*, sont dégradées à un niveau très élevé à celui du substrat de référence. Ce qui révèle que le *Z. album* est de mauvaise valeur alimentaire. Cela

pourrait être attribué à leur composition chimique.

Les résultats de ce travail permettent de classer les plantes étudiées en deux groupes: un groupe de qualité inférieure, comprenant le *Z. album* et un deuxième groupe, de valeur nutritionnelle

intéressante, comprenant l'*A. halimus* et *S. mollis*. Ils sont, par conséquent et à ce titre, recommandables pour l'alimentation des dromadaires, avec production de gaz supérieures par rapport aux plante le foin de vesce avoine, considérés comme des fourrages de bonne qualité nutritive. Il reste à compléter cette étude par l'analyse quantitative et qualitative des autres produits fermentaires: acides gras volatils et éventuellement d'autres métabolites.

L'essai de modélisation (modèle d'Orskov) fait à partir de la base de données constituée par la production de gaz à plusieurs points cinétiques simule modérément les processus fermentaires de nos substrats. D'où, la pertinence d'employer d'autres modèles.

Références bibliographiques

[1] NEDJRAOUI D., 2001 : Algérie Country pasture / Forage Resource Profiles.URBT, Alger.

[2] ABDELGUERFI A., SI ZIANI T., KIES N. AND OUADA M., 1996 : From autoecology to variability of media in Algeria: synthesis trial of works realised at the National Agronomic Institute El Harrach. Cahiers Options méditerranéennes, 18, 39-52.

[3] LE HOUÉROU H., N., 2001 : Biogeography of the arid steppel and north

of the Sahara. Journal of Arid Environments, 48, 103-128.

[4] CHEHMA A., 2002 : Le développement de l'élevage camelin en Algérie. Problème et perspectives. Revue « Synthèse ». n°11. Université Badji Mokhtar - Annaba. pp. 94-99.

[5] QUEZEL P ET SANTA S., 1962 : Nouvelles flores de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Ed. CNRS, Paris, 2 vol., 1170 p.

[6] CHEHMA, A., 2006 : *Catalogue des plantes spontanées du Sahara septentrional algérien*. Ed. Dar El-Houda, Ain M'lila, Algérie.

[7] OZENDA P., 1991 : Flore du Sahara. 3ème édition, complétée. CNRS, Paris, 662 p.

[8] MENKE K.H., STEINGASS H., 1988 : Estimation of the energetic feed value obtained from chemical analysis and in vitro gas production using rumen fluid. Anim. Research and Develop. vol. 28: 7-55.

[9] ORSKOV E.R., MC DONALD I., 1979 : The estimation of protein degradability in the rumen from incubation measurements weighted according to rate of passage. Journal of Agricultural Science Cambridge, 92: 499-503.

[10] BLÜMMEL M., ORSKOV E.R., 1993 : Comparison of in vitro gas production and nylon bag degradability of roughages in predicting feed intake in

cattle. Anim. Feed Sci. Technol. vol. 40: 109-119.

[11] **CHEN X.B., 1997 - Neway Excel** : A utility for processing data of feed degradability and *in vitro* gas production. Rowett Research Institute. Aberdeen. UK. [http://www.macaulay.ac.uk/IFRU/resrc_fc](http://www.macaulay.ac.uk/IFRU/resrc_fcurve.html)
[urve.html](http://www.macaulay.ac.uk/IFRU/resrc_fcurve.html)

[12] **HUNTINGTON J.A., GIVENS D.I., 1997** : The effect of inoculum concentration and method of inoculation on the gas production profile high temperature dried grass. Proceed. Brit. Societ. Anim Sci. vol. 5 :192-200.

[13] **KHAZAL K., DEINHO M.T., RIBERO J.M., ORSKOV E.R., 1995** : Prediction of apparent digestibility and voluntary intake of hays feed to sheep: comparison between using fiber components *in vitro* digestibility or characteristics of gas production or nylon bag degradation. J. Anim. Sci. vol. 61: 527-1709.

[14] **HOOVER W.H., 1986** : Chemical factors involved in ruminal fiber digestion. J. Dai. Sci. vol. 69: 2755-2766.

[15] **BERNARD J.K., MARTIN S.A., WEDEGAERTNER T.C., 2001** : *In vitro* mixed ruminal microorganism fermentation of whole cottonseed coated with gelatinized corn starch and urea. PubMed. vol. 84 (1):154-8.

[16] **MADRID J., MEGIAS M.D., HERNANDEZ F., 2002** : *In vitro* determination of dry matter and cell wall degradation, and production of fermentation end products of various by-products. Ani. Feed. Sci. Tech. vol. 51: 189-199.

[17] **AHMED M., EL-HAG F.M., 2004** : Degradation characteristics of some Sudanese forages and tree pods in sacco and gas production techniques. Sml. Rum. Res. vol. 54: 147 -159.

[18] **APORI S.O., CASTRO F.B., SHAND W.J., ORSKOV E.R., 1998** : Chemical composition, *in situ* degradation and *in vitro* gas production of some ghanian brose plants. Anim. Feed. Sci. and Tech. vol. 76: 129-137.

[19] **ABDULRAZAK S.A., FUJIHARA T., ONDIEK J.K., ORSKOV E.R., 2000**: Nutritive evaluation of some acacia leaves from kenya. Anim. Feed. Sci. and Tech.vol. 85: 89-98.

[20] **EL HASSAN S.M., LAHLOU KASSI A., NEWBOLD C.J., WALLACE R.J., 2000** : Chemical composition and degradation characteristics of foliage of some African multipurpose trees. Anim. Feed. Sci and Tech. vol. 86: 27-37.

[21].- **Mc SWEENEY C.S., PALMER B., Mc NEIL M., KRAUSE D.O., 2001** : Microbial interactions with tannins:

Nutritional consequences for ruminants.

Anim. Feed Sci. Technol. vol. 91: 83-93.

[22] HERVAS G., FRUTOS P., GRALDEZ F.J., MANTECON A.R., ALVAREZ DEL PINO M.C., 2003 : Effect of different doses of quebracho tannins extract on rumen fermentation in ewes. Anim. Feed Scie and Tech, 109: 65-78.

[23] GIHAD E.A., EL GALLAD T.T., SOUD A.E., ABOU EL –NASR H.M., FARID M.F.A., 1989 : Feed and water intake, digestibility and nitrogen utilisation by camels compared to sheep and goat fed low protein desert by-products. Série séminaires. Options méditerranéennes. vol. 2: 75-80.

[24] JOUANY J.P., DARDILLAT C., KAYOULI C., 1995 : Microbial cell wall digestion in Camelids. Elevage et Alimentation du Dromadaire. Options Méditerranéennes Série B. (13): 33-42.