



N° d'ordre :

N° de série :

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE ECHAHID HAMMA LAKHDAR D'EL-OUED
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE CELLULAIRE ET MOLECULAIRE

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

En vue de l'obtention du diplôme de Master Académique

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie Appliquée

THEME

Contribution à l'évaluation de la valeur nutritionnelle de certaines halophytes, broutées par le dromadaire, natives des écosystèmes salins algériens

Présenté par :

M^{elle} ALIA Ouidad et M^{elle} BOUTERA Meriem

Soutenue le : 30 Mai 2015 devant le jury composé de :

Président	Mr	E.A. KHACHKHOCHÉ	M.A.A	Université d'El-Oued
Promoteur	Mme	I. MEDILA	M.A.A	Université d'El-Oued
Examinatrice	Mme	A. CHENNA	M.A.A	Université d'El-Oued

Année universitaire: 2014/2015

Remerciement

Nous tiens à remercier en premier Dieu le tout puissant de nos avoir aidé à réaliser ce travail en nous donnant la force, le courage, et la volonté.

*Nous tiens à exprimer nos profonde gratitude à notre encadreur **Mme MEDILA Ifriqya**, maître d'assistante classe A à l'Université Echahide Hamma Lakhdar El-Oued, pour tous ces efforts afin de mener à bien ce travail, ainsi que pour sa confiance et les possibilités qu'elle nous avons accordées durant la période de réalisation de ce mémoire avec toute la patience.*

*Nos remerciements vont aussi à **Mr KHACHKHOCHE El Amine**, maître d'assistante classe A à l'Université Echahide Hamma Lakhdar El-Oued, pour l'honneur qu'il nous a fait d'être président de jury d'évaluation de ce mémoire.*

*Nous tiens aussi à remercier vivement **Mme CHENNA Adala**, maître d'assistante classe A à l'Université Echahide Hamma Lakhdar El-Oued, pour avoir accepté l'examen de ce travail.*

*Toute notre reconnaissance et nos remerciements au directeur **Mr KAHLA Abdelkader** et **Mme CHABBI Masouda**, Technicien au laboratoire du lycée Boudiaf Boudiaf à Taghzoute pour tous leurs aides et leurs gentilleses.*

*Nous remercies infiniment **Mrs: LOGBI Nacer** et **SHARHOUD Dhia**, bouchers aux l'abattoir local du Guemar pour leur soutien ainsi que tous leurs aides et leurs gentilleses.*

*Tous nos remerciements au chef du département de la science agronomique **Mr GUIMAR Kamel**, à l'Université Mohamed Khider Biskra, pour leur aide.*

*Nos remerciements vont également aux **enseignants responsables** au niveau du laboratoire de recherche VTRS au faculté de sciences et technologie à l'Université Echahide Hamma Lakhdar El-Oued, pour leurs aides.*

Nous tiens à remercier tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

✍ Meriem et Ouidad

Dédicace

Je dédie cette travail à tous ceux qui me sont chers et pour tout l'amour qu'il me porte Ma mère BELLEHCEN Rachida pour sa tendresse et sa patience, mon père Ammar qui après mon dieu sans lui je ne serais pas là aujourd'hui.

*Mes sœurs Yasmina, Salima, Saliha et Nouora,
et mes frères Djamel, Abed elhamide, Ibrahim et Taher,
qui m'ont toujours encouragés, écoutés et priés pour moi.*

A Hayate, Salma et Samira

A ma grande famille

Meriem

Dédicace

A mes chers parents qu'ils trouvent ici toute ma gratitude pour leur soutien tout au long de mon étude. Je souhaite que Dieu leur octroie une longue vie et qu'ils trouvent dans ce modeste travail le témoignage de ma reconnaissance et toutes mes affections.

A mes chers sœurs; Leila, Rachida, Hadjra, Souad, Salima, Nadjat, et mes chers frères; Boubaker et Mohamed, mes nièces, et mes neveux, Pour leurs encouragements et leurs affections. Je les souhaite tout le bonheur durant leur vie.

A mon encadreur Mme MEDILA Ifriqya pour son soutien et gentillesse qui va être pour moi un exemple à suivre.

A ma chère tante Massouda.

A mon maître NOUAR Massouda qui à lui je conservai tous respects et estimation

A mes amis et camarades de promotion

Je dédie ce travail

Ouidad

Résumé

Cette étude avait pour objectif principal d'estimer la valeur nutritive de quelques plantes halophytes broutées par le dromadaire prélevées d'un parcours salin d'une région aride d'Algérie (El-Oued), à travers deux aspects : la composition chimique et la fermentation *in vitro* par le microbiote ruminal du dromadaire. Les substrats retenus pour cette étude sont : l'*Atriplex halimus* L, *Sueda mollis*, et le *Zygophyllum album*, comparativement à un substrat standard qui est le foin de vesce-avoine.

Les résultats de l'analyse chimique révèlent que tous les substrats renferment des teneurs élevées et peu différentes en MS, des teneurs élevées en MO et intermédiaire en MM par rapport à substrat de référence ($P < 0,05$). Les résultats obtenus suggèrent que la teneur en MAT est plus élevée chez les deux amaranthaceae: *S. mollis*, (162,5 g/kg MS) et l'*A. halimus*, (150,4 g/kg MS). Par contre, elles contiennent une très faible quantité en composés phénoliques. En outre le *Z. album* a teneur faible en MAT (70,4 g/kg MS) et une teneur intermédiaire en PP.

Les résultats de la fermentation *in-vitro* par le microbiote ruminal du dromadaire révèlent que la production de gaz totale, engendrée par la dégradation anaérobie de ces substrats, à l'exception du *Z. album*, bien que supérieure ($P < 0,05$) à celle du foin de vesce-avoine. Le profil fermentaire de dégradation des substrats *in vitro* s'oriente vers une production accrue en dioxyde de carbone (CO_2). Les résultats de la digestibilité de la MS et MO montre que les substrats étudiés sont digestibles.

Mots-clés: halophytes, zone aride, dromadaire, valeur nutritive, composition chimique, microbiote ruminal, fermentescibilité *in vitro*, digestibilité.

SOMMAIRE

Introduction générale	
PREMIÈRE PARTIE : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE	
Chapitre I : Halophytes	03
I.1 Généralités	03
I.2. Définition	03
I.3. Classification des halophytes	03
I.3.1. Halophytes excrétrices (facultatives)	03
I.3.2. Halophytes exclusives (type de filtre de racine)	04
I.3.3. Halophytes cumulatives	04
I.3.4. Halophytes succulentes (les vrais halophytes)	04
I.4. Biologie des halophytes	04
Chapitre II : Dromadaire	06
II.1. Place de dromadaire dans le règne animal	06
II.2. Particularités anatomiques et physiologiques du tractus digestif du dromadaire	06
II.2.1. Anatomie des pré-estomacs	07
II. 2.2. Cavité buccale	09
II. 2.3. Œsophage	11
II. 2.4. Pré-estomacs	11
II.2.5. Temps moyen de séjour des particules	12
II. 3. Microorganismes impliqués dans la digestion ruminale	12
II. 3. 1. Bactéries	12
II. 3. 2. Protozoaires	13
II. 3. 3. Champignons	14
II.4. Conditions physico-chimiques et les fermentations dans les pré-estomacs	15
II.4.1. Température des <i>digesta</i>	15
II.4.2. pH	16
II.4.3. Concentration en N-NH ₃	16
II.4.4. Pression osmotique	16
II.5. Digestion	16
II.5. 1. Digestion de la matière organique et des parois cellulose	16
II.5. 2. Digestion de l'amidon	17

II.5.3. Digestion intestinale	17
II.5.4. Digestion cœcale	17
II. 6. Bilan de la digestion	18
II. 6.1. Production des acides gras volatiles	18
II. 6.2. Production de gaz de fermentation	18
Chapitre III : Méthodes d'estimation de la valeur nutritive des fourrages	19
III.1. Fourrage	19
III.1.1. Définition	19
III.1.2. Composition	19
III.2. Estimation de la valeur nutritive des fourrages	20
III.2.1. Méthodes chimiques	20
III.2.2. Méthodes physiques	21
III.2.3. Méthodes biologiques	22
III.2.3.1. Méthode de digestibilité <i>in vitro</i>	22
III.2.3.2. Méthode de dégradation <i>in sacco</i>	22
III.2.3.3. Méthodes enzymatiques	24
III.2.3.4. Méthodes de production de gaz	24
DEUXIEME PARTIE : PARTIE PRATIQUE	
Chapitre I : MATERIEL ET METHODES	
I.1. Matériel	26
I.1.1. Matériel végétal	26
I.1.1.1. Description de la région d'étude	26
I.1.1.2. Collecte des échantillons	26
I.1.1.2.1. Echantillons testés	26
I.1.1.2.2. Préparation des échantillons	28
I.1.3. Matériel animal	28
I.2. Méthode expérimental	29
I.2.1. Caractérisation chimique des plantes halophytes	29
I.2.1.1. Détermination de la teneur en matière sèche	29
I.2.1.2. Détermination de la matière organique et minérale	29
I.2.1.3. Détermination de la matière azotée totale	30
I.2.1.4. Analyse des polyphénols	30

I.2.1.4.1. Procédé d'extraction	30
I.2.1.4.2. Dosage des polyphénols	31
I.2.2. Etude de la fermentescibilité des substrats	31
I.2.2.1. Technique de la production de gaz <i>in vitro</i>	31
I.2.2.2. Principe de la technique	32
I.2.2.3. Description du système de fermentation	32
I.2.2.4. Source d'inoculum	32
I.2.2.5. Préparation de la salive artificielle	33
I.2.2.6. Inoculation	36
I.2.2.7. Incubation	36
I.2.2.8. Mesure du pH et calcul des différents paramètres nutritionnelles	36
I.2.2.8.1. Analyse quantitative de la phase gazeuse	36
I.2.2.8.2. Modélisation de la production de gaz	37
I.2.2.8.3. Analyse qualitative des gaz	37
I.2.3. Détermination de la digestibilité apparente	38
I.2.3.1. Digestibilité de la matière sèche	38
I.2.3.2. Digestibilité de la matière organique	38
I.3. Analyse statistique	38
Chapitre II: RESULTATS ET DISCUSSION	
II.1. Aspects chimiques des substrats sélectionnés	39
II.1.1. Teneur en matière sèche	39
II.1.2. Teneur en matière organique et minérale	40
II.1.3. Teneur en matière azotée totale	40
II.1.4. Analyse des polyphénols	41
II.2. Etude de la fermentescibilité des substrats	42
II.2.1. Evolution du pH	42
II.2.2. Analyse quantitative des gaz	43
II.2.3. Cinétique de production de gaz <i>in vitro</i>	44
II.2.4. Paramètres cinétiques de la fermentation <i>in vitro</i>	45
II.2.5. Analyse qualitative des gaz produits	47
II.2.6. Corrélation entre la production de gaz et les composants chimiques	48
II.3. Détermination de la digestibilité apparente	49

II.3.1. Digestibilité de la matière sèche	49
II.3.2. Digestibilité de la matière organique	49
Conclusion générale	50
Références bibliographiques	52
Annexes	66

LISTE DES FIGURES

Numéro	Titre	Page
Figure 1	Anatomie de l'estomac d'un ruminant (a) et d'un camélidé (b)	09
Figure 2	Mouvement de la mastication chez le dromadaire	10
Figure 3	Protozoaires du rumen (Microscope électronique a balayage)	13
Figure 4	Composition d'un forage	19
Figure 5	Plantes halophytes collectées dans la région de Benguecha (commune de Taleb El-arbi, El-Oued), A: <i>Atriplex halimus</i> ; B: <i>Sueda mollis</i> ; C: <i>Zygophyllum album</i> .	27
Figure 6	Système de fermentation en batch (Seringues 60 ml capacité).	32
Figure 7	Etapes de réduction de la salive artificielle indiquées par le virage de la couleur de l'indicateur selon MENKE et STINGASS (1988).	35
Figure 8	Cinétique de la production de gaz due à la fermentation <i>in vitro</i> des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.	45
Figure 9	La production de CH ₄ et CO ₂ après 96 heures de la fermentation des fourrages collectés de la région d'El-Oued.	47

LISTE DES TABLEAUX

Numéro	Titre	Page
Tableau 1	Caractéristiques botaniques et phénotypiques de plantes fourragères collectées dans la région de Benguecha (commune de Taleb El-arbi, El-Oued).	28
Tableau 2	Les différents constituants de la salive artificielle	33
Tableau 3	Les quantités prises de chaque solution constitutives de la salive artificielle	34
Tableau 4	Teneur en matière sèche et composition chimique des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.	39
Tableau 5	Evolution du pH.	42
Tableau 6	Production de gaz (GP) en (ml/0.2g MS) et paramètres cinétiques modélisés des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.	44
Tableau 7	Coefficients de corrélation de l'analyse chimique et la production de gaz des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.	48
Tableau 8	Digestibilité apparente in vitro des matières sèche et organique (g/100 g MS) des fourrages collectés de la région d'El-Oued	49

LISTE DES ABREVIATIONS

A. halimus : *Atriplex halimus* L

AGV : Acide gras volatils

ATP : Adénosine triphosphate

C1 : compartiment 1

C2 : compartiment 2

C3 : compartiment 3

C4 : compartiment 4

CH₄ : Méthane

CO₂ : Dioxyde de carbone

DMO : Digestibilité de la matière organique

DMS : Digestibilité de la matière sèche

EAG : Equivalents acide gallique

g : Gravité

GP : Gaz produit

h: Heure

L : Linnaeus Carl (1758)

MAT: Matière azoté total

mg : Milligramme

min : Minute

ml : Millilitre

MM : Matière minérale

MO : Matière 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

N : Normalité

PDI : Protéines digestibles dans l'intestin

PP : Polyphénols

PTG : Production total de gaz

S. mollis : *Sueda mollis*(Desf.) Delile

SA : Salive artificielle

TMS : Temps de séjour moyen

tr/min : Tour pas minute

V_{liq} : Volume de liquide

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

V_t : Volume total de gaz produit

V : Volume

v/v : Volume par volume

V0 : Production de gaz enregistré à t0

V96 : Production de gaz enregistré après 96h

Vb : Production de gaz enregistré par le blanc

Vb : Volume de gaz du blanc

V_{CH4} : Volume de méthane

V_{CO2} : Volume de gaz carbonique

Z. album : *Zygophyllum album* L

µg : Microgramme

µl : Microlitre

Introduction générale

Introduction générale

En Algérie, deux millions de kilomètres carrés sont désertiques (arides) sur la superficie totale du pays (2.381.740 km²) (NEDJRAOUI., 2001), tandis que le reste (381.740 km²) est semi-aride (semi désertique) et sub-humide (mi-humide, mi-sec).

Le dromadaire est l'animal domestique le mieux adapté aux conditions de vie dans les régions sahariennes. Il joue un rôle économique et social appréciable pour la population saharienne en Algérie. En effet, c'est un animal pourvoyeur de protéines animales (viande et lait) indispensables pour cette population. Son importance sociale liée aux coutumes ancestrales de ces régions (folklore, courses...) est indéniable (BOUALLALA *et al.*, 2013).

L'un des problèmes majeurs qui limite le développement de l'élevage camelin est l'alimentation, qui est basée sur les ressources fourragères locales (ADEM et FERRAH., 2002). Le développement de l'élevage des ruminants en zone semi-aride ou aride fait appel à différentes sciences (nutrition, reproduction, génétique, santé) conduites parallèlement, de façon intégrée dans un système d'élevage (CHEHMA *et al.*, 2004). Les conditions spécifiques du milieu (température, taux d'humidité, qualité des fourrages...) sont difficiles et limitent les performances individuelles (production de lait et de viande), d'où de nombreux travaux avec plusieurs approches pour contourner et limiter ces contraintes objectives. L'approche la plus classique porte sur l'amélioration de la qualité de la ration de base.

La connaissance des végétaux consommés dans les milieux naturels reste difficile, mais elle est indispensable pour estimer leur valeur nutritionnelle afin de mettre en place des méthodes d'utilisation rationnelle des ressources fourragères disponibles (LONGO *et al.*, 1989). Ces ressources constituent des pâturages permanents et temporaires méconnus qui contribuent momentanément à l'alimentation du dromadaire (CHEHMA et LONGO., 2004).

La valeur alimentaire d'un fourrage ne dépend pas seulement de sa richesse en différents constituants nutritifs tels que les fibres, les protéines et les minéraux mais c'est beaucoup plus la disponibilité de ces nutriments à l'organisme animale. (JARRIGE *et al.*, 1995).

Les ruminants sont les seuls animaux capables de valoriser l'énergie des végétaux, mobilisée dans leurs composés cellulotiques. Pour cela, ils dépendent entièrement de l'activité métabolique de leur microbiote digestif, implanté essentiellement dans le rumen. Car à l'instar des autres

mammifères, ils ne possèdent pas d'enzymes digestives capables de digérer la cellulose (GUETACHEW et *al.*, 1998). Le microbiote ruminal est essentiellement constitué des bactéries, des protozoaires et des champignons qui assurent la majorité des fonctions digestives des ruminants (CHOUINARD, 2004). La dégradation anaérobie des aliments par le microbiote ruminal aboutit à la formation d'acides gras volatils qui représentent la principale source d'énergie pour les ruminants et d'une phase gazeuse composée essentiellement de deux gaz à effet de serre qui sont le dioxyde de carbone (CO₂) et le méthane (CH₄) (BROOKER et *al.*, 1995).

Les méthodes de base, devenues une référence, pour évaluer l'activité métabolique sont les études de digestibilité *in vitro* ou *in sacco* (ORSKOV., 2000).

Dans ce travail, nous sommes intéressés à évaluer la valeur nutritive des halophytes collectés de parcs des régions arides d'Algérie, par la détermination de leur composition chimique et l'estimation de l'activité métabolique du microbiote ruminal de camélins à leur égard, *in vitro*. Les plantes testées sont: *Atriplex halimus* L, *Sueda mollis* (Desf.) Delile, et *Zygophyllum album* L, comparativement à un substrat témoin, le foin de vesce avoine, qui considéré comme plante de référence.

L'objectif est 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, et de répondre à la question : est-ce-que les plantes étudiées ont des valeurs nutritionnelles permet de les considérer comme plantes fourragères pour les camélins ?

Notre document est structuré en deux grandes parties :

- première partie : synthèse bibliographique concernant des généralités sur les halophytes, le dromadaire et les méthodes d'estimation de la valeur nutritive des fourrages ;
- deuxième partie : méthodologie expérimentale, résultats et interprétations, portant sur la présentation de nos résultats et leur interprétation en se basant sur ce qui était dit dans la bibliographie.

PREMIÈRE PARTIE



SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I

Halophytes

PREMIÈRE PARTIE : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Halophytes

I.1 Généralités

Les halophytes, dont les conditions optimales de la croissance ne sont fournies que par des sols salés, se rencontrent d'abord en bordure des rivages maritimes, ou elles sont soumises plus particulièrement à l'action du chlorure de sodium (sur 35g de sels dissous par litre d'eau de mer, il y'a environ 30g de Na Cl) (BATANOUNY., 1993 ; HELMUT et MARINA., 2003).

La plupart des espèces d'intérêt agronomique sont rangées dans le groupe des glycophytes, plantes dites sensibles aux sels (VAN EIJK., 1939). A l'inverse un certain nombre de plantes dites halophytes qui sont naturellement tolérantes au sel et poussent aussi bien voir mieux dans un environnement salin qu'en condition normale (HAYWARD., 1956 ; CHOURKR-ALLAH et *al.*, 1995).

I.2. Définition

Les halophytes, terme venant du grec halo (sel) et phyton (plante) sont aussi appelées des plantes halophiles. Ce sont des plantes qui croissent sur des sols très salins (HOPKINS., 2003 ; MAROUF et REYNAUD., 2007).

D'après HAMDY et *al.*, (1999), une halophyte est une espèce pouvant se produire seulement dans des conditions naturellement saline. Elles sont identifiées comme des plantes qui en conditions naturelles, sont exclusivement trouvées sur des sols salés (OUI et BELKHODJA., 2012). Cette définition ne signifie pas que les plantes halophiles ont nécessairement besoin de salinité pour leur croissance et leur développement, au contraire, de nombreuses halophytes augmentent avec succès et produisent des biomasses en absence de salinité tel que *Tamarix sp.* et *Atriplex sp.* (EMBERGER., 1930).

I.3. Classification des halophytes

Les halophytes sont classées en quatre groupes selon le mécanisme d'adaptation à la salinité des sols (BORDONNEAU et *al.*, 2005).

I.3.1. Halophytes excrétoires (facultatives)

Sont des plantes qui possèdent des glandes spécifiques au niveau des feuilles et des tiges tels que *Tamarix sp.*, *Cressa sp.* (MUNNS., 2002). Elles peuvent se développer en milieu salin, mais le font encore mieux en milieu imprégné d'eau douce; leur absence dans les

milieux non salés pourrait s'expliquer par la concurrence avec les glycophytes, leur installation sur les sols fortement salés étant liée à une faculté plus grande que chez les glycophytes de leur protoplasme à résister aux fortes concentrations salines (REPP., 1964 ; HOPKINS., 2003).

I.3.2. Halophytes exclusives (type de filtre de racine)

L'exclusion de sels par les racines est souvent décrit en terme 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 (*Salicornia sp*) (LANGLOIJ., 1967 ; BORDONNEAU et al., 2005).

I.3.3. Halophytes cumulatives

Sont des halophytes sans mécanismes particuliers. La teneur en sels augmenté constamment au cours d'une période de végétation jusqu'à une limite létale pour les plants (LIETH et al., 2008). La période est toutefois assez longue, pour faire l'objet justement d'un cycle de développement complet : *Juncus sp*, (BORDONNEAU et al., 2005).

I.3.4. Halophytes succulentes (les vrais halophytes)

Sont des plantes qui absorbent une grande quantité de la solution de sol et de l'eau d'où succulence au niveau des feuilles ou des tiges tels que *Halocnemum sp*, *Halopiplis sp*, *Suaeda sp*, *Salsola sp*, *Zygophyllum sp*, et *Arthrocnemum sp*, (ADRIANMI., 1945 ; BINET et BRUNEL., 1968 ; GRIGORE et al., 2014).

I.4. Biologie des halophytes

La plupart des halophytes sont herbacées (Salicorne...ect) et présentent des organes aériens charnus (El-HAI., 1968). Cette succulence est due soit à une hypertrophie de certaines cellules qui, gorgées d'eau, forment un tissu aquifère, soit à la formation d'un grand nombre d'assises cellulaires, soit aux deux phénomènes à la fois (WAISELY., 1972).

Sur les sables et les falaises littorales, au fur et à mesure qu'on s'éloigne de la mer, la succulence disparaît et les caractères morphologiques et anatomiques les plus couramment rencontrés (racines très développées, organes aériens protégés par une cuticule épaisse, un revêtement pileux abondant) sont ceux que l'on observe en général chez les espèces des milieux secs (*xérophytes*) (FLAHAULT., 1937 ; KILLIAN., 1954).

L'implantation des halophytes dans les divers milieux salés se fait à partir de semences ou par bouturage naturel, ce dernier est fréquent chez diverses halophytes terrestres par fragmentation des rhizomes (WAISELY., 1972 ; AGARWAL et *al.*, 1998).

CHAPITRE II

Dromadaire

Chapitre II : Dromadaire

II.1. Place de dromadaire dans le règne animal

Le nom dromadaire est dérivé du dromos (route ou chemin en grec) pour ce qui concerne son utilisation dans le transport (SOUILEM et BARHOUMI., 2009) ou course selon le dictionnaire étymologique de la langue FRANÇOISE (1829). Il est donné à l'espèce de chameau à une seule bosse, appartenant au genre *Camelus* de la famille des Camelidés et dont le nom scientifique est *Camelus dromedarius*.

Le dromadaire appartient à l'embranchement des vertébrés, classe des mammifères ongulés et sous classe des placentaires. Il appartient à l'ordre des Artiodactyles, sous-ordre des Tylopodes (KARRAY et *al.*, 2005) et à la famille des camélidés. La famille des camélidés ne comprend que deux genres : *Camelus* et *Lama*. Le genre *Camelus* occupe les régions désertiques de l'Ancien Monde (Afrique, Asie et Europe) alors que le genre *Lama* est spécifique des déserts d'altitude du Nouveau Monde (les Amériques) où il a donné naissance à quatre espèces distinctes.

- **Genre *Camelus***

Camelus dromedarius L (dromadaire, avec une seule bosse);

Camelus bactrianus L (chameau de Bactriane, avec deux bosses).

- **Genre *Lama*** (les espèces de ce genre sont toutes sans bosse)

Lama glama L (lama);

Lama guanacoe L (guanaco);

Lama pacos L (alpaga ou alpaca);

Lama vicugna L (vigogne) (SKIDMORE., 2005).

SAMMAN et *al.*, (1993), ont constaté d'après leur étude de caryotype sur l'espèce *Camelus dromedarius* L que toutes ces espèces de la famille des camélidés sont très proches les unes des autres sur le plan génétique avec un nombre diploïde de chromosome ($2n=37$), soit 74 chromosomes.

II.2. Particularités anatomiques et physiologiques du tractus digestif du dromadaire

Le tractus digestif des camélidés diffère de celui des autres ruminants quant à la forme, la structure et la fonction. Il a la particularité d'être adapté à la valorisation des fourrages pauvres par rapport aux autres ruminants domestiques grâce à une plus longue rétention des particules solides dans les pré-estomacs (JARRIGE., 1988 ; FAYE et *al.*, 1995).

II.2.1. Anatomie des pré-estomacs

Les études de la physiologie montrent que le dromadaire est certes un ruminant puisqu'il remâche ces aliments, mais c'est un ruminant tout à fait particulier. L'anatomie de l'estomac du dromadaire diffère de celle des ruminants (KAY et MALOY., 1989). Les ruminants présentent un estomac divisé en quatre sacs de grandeur inégale : la rumen, le réticulum (réseau), l'omasum (feuillet) et l'abomasum (la caillette). Les trois premiers compartiments sont non glandulaires et assurent une digestion microbienne. La digestion enzymatique est réalisée dans la caillette qui est l'analogue de l'estomac d'un monogastrique comme l'homme (GALLOUIN et FOCANT., 1980).

La conformation et les connections entre les réservoirs gastriques de camélidés sont si différentes de celles des ruminants que les opinions sur leurs limites anatomiques et leur rôle dans la digestion sont encore aujourd'hui fortement discutés. Pour éviter des confusions avec les estomacs du ruminant dont ils diffèrent sur beaucoup de points, il est tacitement admis d'appeler les quatre réservoirs gastriques (ou compartiments) des camélidés C1, C2, C3 et C4 (VALLENAS et *al.*, 1971 ; LACHNER-DOLL et *al.*, 1995) (figure 1):

- **Le compartiment 1 (rumen)**

Le compartiment 1 occupe plus de la moitié de l'abdomen, c'est un vaste réservoir réniforme, incurvé sur lui-même dont la face supérieure porte la grande courbure et forme le sac caudal. La face inférieure porte la petite courbure et forme le sac crânial qui reçoit les aliments ingérés par l'animal.

Les deux courbures se rejoignent au niveau d'une base appelée « hile ». On note sur la partie ventrale de C1 et C2 l'existence de deux imposants culs de sac arrondis qui bordent le hile : ce sont les sacs glandulaires (ou cellules aquifères) qui se distinguent en lobe antérieur ou gauche et un lobe postérieur ou droit (HOLLER et *al.*, 1989). Ces derniers ont un rôle similaire à celui des glandes salivaires si bien qu'on parle de complémentarité entre la salive et le liquide sécrété par les cellules aquifères.

L'épithélium glandulaire de C1 est perméable aux acides gras volatils (AGV) et permet aussi l'échange de bicarbonates, comme cela se produit à travers l'épithélium kératinisé des ruminants.

Le C1 ne possède pas de papilles. Il se caractérise par l'existence de deux piliers qui partent du cardia et traversent les sacs glandulaires, et par la gouttière œsophagienne qui traverse C1, C2 et se termine par une ouverture à l'entrée du C3.

- **Le compartiment 2 (réticulum)**

Ce compartiment est situé à droite du lobe ventral de C1, et comme le réseau du ruminant, il est étroitement associé à C1. La quasi-totalité de C2 est tapissée d'une muqueuse stratifiée de type œsophagien (KAYOULI et *al.*, 1995), riche en nodules de cellules sécrétrices de mucus (PRUD'HOM et *al.*, 1993). Ce compartiment n'est pas tapissé d'une structure en alvéole (nids d'abeille) comme dans le réticulum du ruminant.

- **Le compartiment 3 (omasum)**

Le C3, qui n'a pas d'équivalent chez les ruminants, est le plus variable des réservoirs gastriques chez les camélidés. Il est constitué d'une portion tubulaire placée directement après C2 et qui s'étend jusqu'au pylore. Celle-ci est composée de trois parties : la partie initiale, fortement dilatée, est suivie d'un rétrécissement long, lequel se termine par une zone dilatée, située près du pylore où est sécrété HCl (MALOY., 1972). Le C3 communique avec C2 par un sphincter et s'ouvre sur C4 dont le volume est faible. Les deux premières parties de C3 sont tapissées d'une muqueuse glandulaire et présentent des plis longitudinaux, mais le compartiment C3 ne possède pas de lames, comme dans l'omasum du ruminant.

- **Le compartiment 4 (abomasum)**

La dilatation terminale qui correspond à C4 est considérée comme l'équivalent de la caillette des ruminants (SHAHRASBI et RADMEHR., 1975). Cette partie est plus petite par rapport aux autres ruminants (JOUANI., 2000). Elle est tapissée d'une muqueuse beaucoup plus épaisse que les deux premières parties.

C'est un épithélium plié à travers lequel passent des glandes tubulaires tapissées de cellules qui ressemblent aux cellules pariétales endocrines et à mucus du fundus de l'estomac des monogastriques (LUCIANO et *al.*, 1979). La deuxième partie de C4 possède un épithélium qui ressemble à l'antrum pylorique des monogastriques. Il n'y a pas vraiment de sphincter qui sépare C3 et C4, alors que leurs contenus sont différents. En effet, le pH du contenu de C3 avoisine 6,35 tandis qu'au niveau de C4 règne un pH de 3,6 (MALOY., 1972 ; ENGELHARDT et *al.*, 1979).

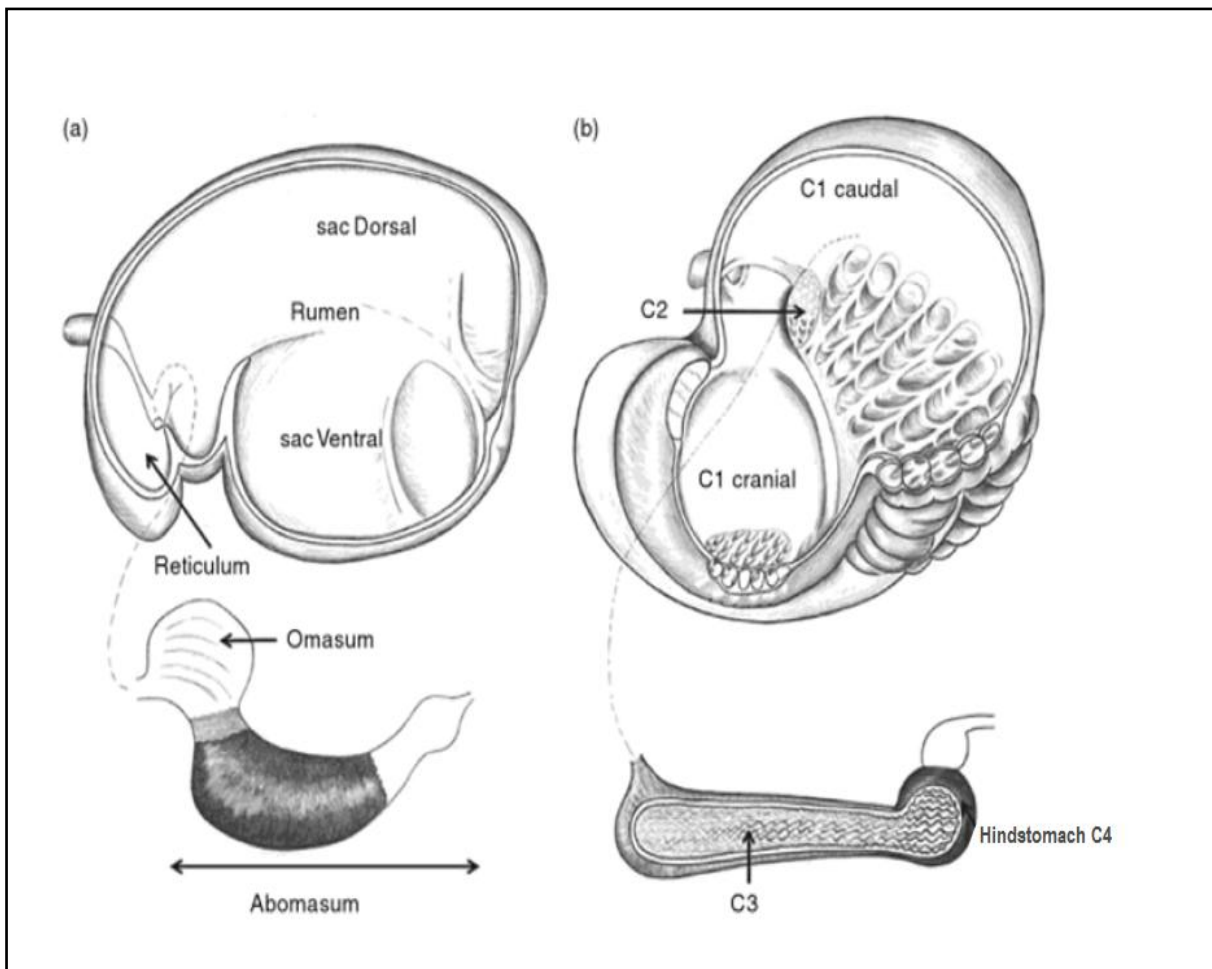


Figure 1: Anatomie de l'estomac d'un ruminant (a) et d'un camélidé (b) (LECHNER–DOLL et *al.*, 1990).

II. 2.2. Cavité buccale

- **Mastication et rumination**

Les molaires jouent un rôle important lors de la mastication ingestive et merycique en réduisant les aliments en petites particules (DJEGHAM 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 (figure 2) (LONGO et MOUATS., 2008).

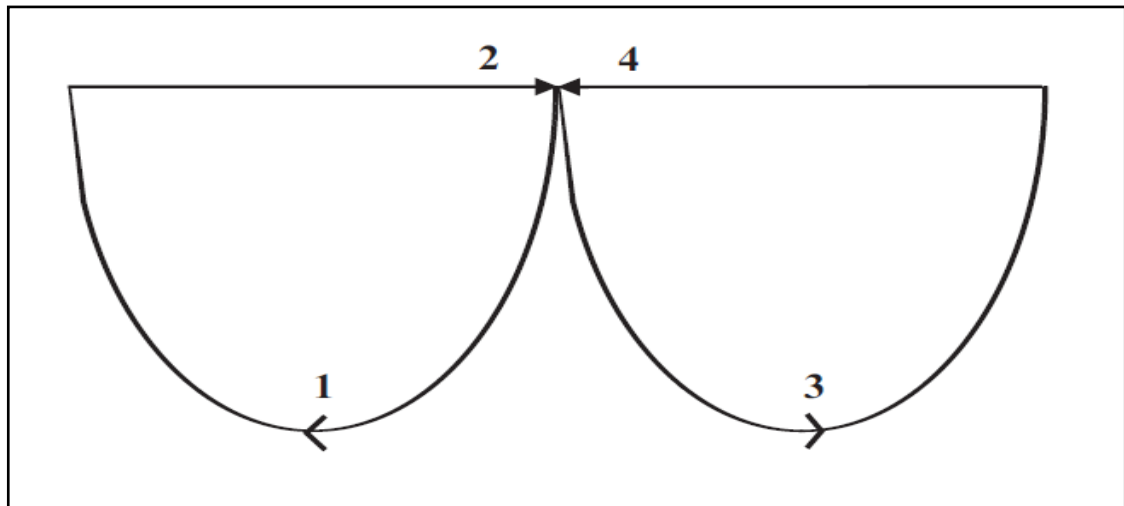


Figure 2 : Mouvement de la mastication chez le dromadaire (RUCKEBUSH et *al.*, 1981).

- **Glandes salivaires et leurs sécrétions**

Selon KAYOULI et *al.*, (1995), le dromadaire secrète des quantités plus importantes de salive que les bovins et les ovins. En effet cette quantité produite est de 80 litres. 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 et du potassium et son pH est alcaline. La production salivaire est beaucoup plus abondante et plus rapide pendant l'ingestion et la rumination, quoique la production soit continue, comme chez les ruminants (FAYE., 1997). Durant la rumination, le dromadaire mastique alternativement à gauche et à droite de la cavité buccale. Un jet de salive d'origine parotidienne est produit en continu après chaque coup de mâchoire, mais le flux est plus faible pour les autres glandes salivaires. Cette sécrétion salivaire importante contribue largement à une insalivation et une humification du bol alimentaire. Le flux moins important des autres glandes salivaires semble approprié pour une digestion plus lente des aliments, ce qui permet à la fermentation microbienne de se prolonger (YAGIL., 1985).

II. 2.3. Œsophage

Du fait de la longueur du cou entre 1 et 2 m, le tube œsophagien est 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 (DJEHAM et *al.*, 1993 ; FAYE., 1997).

II. 2. 4. Pré-estomacs

- **Rumination et éructation**

Les camélins commencent leurs aptitude à ruminer après 1 mois, la rumination se fait pendant une longue période, jusqu'à plusieurs heures dans les deux positions (debout ou accroupie), chaque bol alimentaire remonte 40 à 50 fois dans la bouche pour la remastication (TOUFANIAN et AKBARI., 1977).

L'éructation des gaz (méthane 20 à 30% et gaz carbonique 45 à 70%) se produit lors de la contraction de la partie caudale de C1 (LECHNER-DOLL et *al.*, 1995).

Durant l'ingestion et la rumination, les activités motrices sont fréquentes et elles s'arrêtent pendant environ 20 secondes au moment du repos de l'animal (LECHNER-DOLL et *al.*, 1995).

- **Absorption et sécrétion des pré-estomacs**

MALOIY (1972), rapporte que les camélidés ont des concentrations plus élevées en acides gras volatiles (AGV) en comparaison avec les bovins seulement le pH est le même dans le rumen chez les deux catégories d'animaux.

En outre, 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), ce résultat peut s'expliquer selon JOUANY (2000), par une absorption plus forte au niveau de la muqueuse et par une élimination plus importante de N-NH₃ via le flux liquide hors de C1 et son utilisation par les bactéries pour assurer leur croissance. JOUANY (2000), trouve que les conditions physico-chimiques du rumen sont plus stables chez le dromadaire dans les compartiments de fermentation et la valeur du pH reste élevé dans les pré-estomacs même dans le cas de régime peu digestible; cela signifie que la muqueuse digestive, le renouvellement de la phase liquide et la salive des animaux sont fortement impliquées dans la stabilisation du pH chez les camélidés par rapport aux ruminants classiques.

II.2.5. Temps moyen de séjour des particules

Le temps de séjour moyen des particules (TMS) solides est plus long chez les camélidés que chez les ruminants (LECHNER-DOLL et *al.*, 1995 ; 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 pré-estomacs de lama et de mouton (LE MOSQUET et *al.*, 1996).

II. 3. Microorganismes impliqués dans la digestion ruminale

Le nombre et la nature des micro-organismes dans les poches pré- stomacales des herbivores sont extrêmement variables selon le régime alimentaire (FAHMY., 1999). En effet, celui-ci conditionne la microflore par l'intermédiaire de la quantité et de la nature des substrats fermentescibles qu'il apporte et par les caractéristiques du milieu qu'il crée dans les compartiments pré-estomacaux. JOUANY et KAYOULI (1989) et STEWART (1991), considèrent que la microflore est affectée par le biotope, le contact avec d'autres animaux et l'alimentation. Cette population microbienne se divise, selon DEMEYER (1991) ; JOUANY et *al.*, (1995), en trois groupes : Les bactéries, Les protozoaires, Les champignons. Selon JOUANY (2000), cette population microbienne anaérobie des pré-estomacs présente très peu de différence chez les camélidés et les ruminants.

II. 3. 1. Bactéries

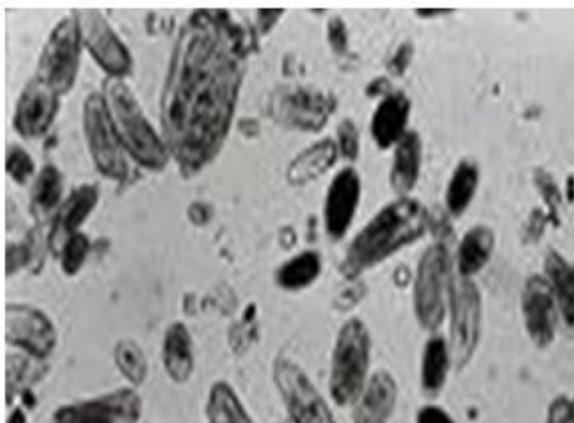
C'est la population la plus dense. Les espèces dominantes de bactéries sont les mêmes et leurs nombres diffèrent peu (10^{10} – 10^{11} par ml). MORVAN et *al.*, (1996), montrent que les lamas hébergent une population plus abondante de bactéries acétogènes que les ruminants. Les différences ne sont pas significatives dans le dénombrement de bactéries méthanogènes, de bactéries sulfatoréductrices et les cellulolytiques. La concentration des bactéries viables totales serait plus faible chez les camélidés adultes (104 par ml).

- **Rôle des bactéries**

Les bactéries se fixent par leur glycocalyx aux fragments végétaux. L'attaque se fait par érosion des surfaces endommagées et la surface bactérienne s'enfonce alors dans la paroi végétale (BOHATIER., 1991). En effet, sur les parois intactes, les différents polymères glucidiques ne peuvent pas se lier à la surface bactérienne en raison de leur faible concentration, de leur liaison avec d'autres composants ou de leur configuration stérique incompatible avec les polymères extrêmes de la surface bactérienne (JOUANY., 2000).

II. 3. 2. Protozoaires

Les protozoaires sont des organismes eucaryotes unicellulaires, présents sous deux types : les flagellés et les ciliés (figure 3). Les ciliés représentent près de la moitié de la biomasse microbienne et leurs populations varient de 10^4 à 10^6 protozoaires / ml (JOUANY et USHIDA., 1998). On distingue deux groupes: les holotriches et les entodiniomorphes.



a- Protozoaires ciliés



b- Protozoaires flagellés

Figure 3 : Protozoaires du rumen (Microscope électronique à balayage) (JOUANY., 1994).

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 (*Entodinium* 1.2×10^6 protozoaires/ ml) augmente quand le pourcentage d'amidon de la ration augmente jusqu'à 60% (LECHNER-DOLL et *al.*, 1995). En ce qui concerne la population des holotriches, elle augmente (7×10^4 protozoaires / ml) quand le pourcentage de sucres solubles de la ration augmente jusqu'à 40%. De même, on observe des variations des populations de protozoaires au cours du nyctémère. Ainsi, les holotriches se déplacent (chimiotactisme) du réseau vers le rumen après le repas (JOUANY et USHIDA., 1998).

Le nombre de protozoaires ciliés est plus bas chez les camélidés que chez les ruminants. En effet, KAYOULI et *al.*, (1991 et 1993) ; JOUANY et *al.*, (1995), indiquent que les concentrations en protozoaires sont plus faibles chez les dromadaires et les lamas que chez les ruminants (JOUANY., 2000).

Des différences sur la répartition des genres de protozoaires ciliés sont relevées : les ciliés entodiniomorphes de grande taille sont uniquement du type B chez les camélidés, alors que les types A et B sont présents chez les ruminants.

La présence d'Isotrichidae n'a jamais été observée chez les camélidés. La présence de protozoaires, tout comme celle des bactéries évoquées précédemment est conditionnée par la nature du biotope, du régime alimentaire (PRINS., 1991). Cette population peut voir son nombre décroître voire même disparaître lors d'un jeun prolongé, d'un changement de régime alimentaire ou de la fréquence d'abreuvement (BOHATIER., 1991).

- **Rôle des protozoaires**

La stratégie d'attaque de tissus végétaux par les protozoaires est différente de celle des autres microorganismes du rumen. Les protozoaires ciliés entodiniomorphes possèdent l'essentiel des enzymes impliquées dans la cellulolyse. Ils ingèrent les fibres, les mettant ainsi en contact étroit avec les enzymes dans le sac digestif, puis ils les digèrent dans leurs vacuoles digestives. Les protozoaires peuvent ainsi s'insérer sous l'épiderme des parois végétales (FONTY et *al.*, 1995 ; JOUANY., 1994 ; FONTY et FORANO., 1999), partiellement dégradées, où se fixer par ingestion des parties fibreuses appartenant aux grosses particules alimentaires, où adhérer par la partie antérieure du protozoaire. Ils ont un rôle actif dans la digestion des aliments et la lyse partielle de leurs cellules au sein du rumen (CHOUINARD., 2004).

II. 3. 3. Champignons

Durant longtemps seules les bactéries et les protozoaires étaient considérés comme constituants de la flore microbienne pré-stomacale. La paternité de la mise à jour de l'existence des champignons anaérobies strictes, en dehors de la partie intestinale revient à Orpin en 1975 (FONTY., 1991 ; SUSMEL et STEFANON., 1993). Les champignons anaérobies isolés sont regroupés en trois types morphologiques :

- 1 – *Neocallimastix sp.*,
- 2 – *Piromonas sp.*,
- 3 – *Sphaeromonas sp.*,

Le développement de cette population est tributaire de la nature du régime alimentaire. FONTY (1991) rapporte que l'accroissement de cette population est observé lors de l'ingestion d'une alimentation très fibreuse.

Le mode de fixation des champignons sur le substrat végétal fait que ceux-ci soient ainsi véhiculés jusqu'au niveau de l'intestin. Cette population fongique se fixe grâce à ses rhizoides qui pénètrent les tissus ainsi que les stomates. Cette pénétration s'accompagne de la libération de sucres solubles qui par chimiotactisme vont attirer les autres champignons nageant dans le liquide stomacal, induisant la libération d'enzymes extracellulaires aptes à dégrader les différentes composantes de la paroi cellulaire (cellulose et hémicelluloses) et ceci malgré la présence de la lignine. Il n'y a pas de données publiées sur les champignons anaérobies chez les camélidés ; toutefois, selon FONTY (1991), leur concentration dans le c1 des camélidés serait supérieure à celle mesurée dans le rumen. Cependant, la contribution à la digestion globale est encore méconnue aussi bien chez les ruminants que chez les camélidés.

- **Rôle des champignons**

Tous les champignons se trouvent fixés aux particules alimentaires. Ils colonisent préférentiellement les tissus lignifiés et séjournent le plus longtemps dans le rumen (FONTY., 1991). Bien qu'ils se fixent principalement sur ces tissus, il n'existe aucune preuve qu'ils utilisent la lignine comme source de carbone (KAYOULI *et al.*, 1993).

II.4. 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.

II.4.1. Température des *digesta*

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 (JOUANY., 2000).

II.4.2. pH

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.

Le pH reste élevé dans les pré- estomacs des camélidés, même dans le cas de régimes peu digestibles. Cela signifie que la muqueuse digestive, le renouvellement de la phase liquide et la salive des animaux sont fortement impliquées dans la stabilisation du pH chez les camélidés par rapport aux ruminants classiques (JOUANY., 2000).

II.4.3. Concentration en N-NH₃

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.*, 1991 et 1993). 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.

Les faibles concentrations en N-NH₃ dans C1 peuvent contribuer à limiter l'excrétion d'azote urinaire chez les dromadaires. L'absorption importante de N-NH₃, liée au faible pouvoir tampon en milieu basique des *digesta* de C1, associée à une faible filtration rénale d'urée, rend les camélidés particulièrement sensibles aux intoxications par l'urée.

II.4.4. Pression osmotique

La pression osmotique du contenu digestif dans les pré- estomacs de lamas est supérieure par rapport à celle dans le rumen du mouton (LEMOSQUET et *al.*, 1996). Ce résultat traduit un apport plus important de minéraux et d'ions bicarbonatés et phosphates par la salive et la muqueuse de C1 (sacs glandulaires).

II.5. Digestion

II.5. 1. Digestion de la matière organique et des parois cellulosiques

La digestibilité de la matière organique est plus élevée chez le dromadaire que chez les moutons, cet écart devient beaucoup plus important lorsque l'on compare les digestibilités des parois cellulosiques. Ces résultats montrent clairement l'efficacité des camélidés par rapport

aux ruminants dans l'utilisation des glucides pariétaux (cellulose, hémicellulose) et même de lignine (JOUANY., 2000 ; CHEHMA et *al.*, 2004 ; LONGO et MOUATS., 2008).

Il n'y a pas de différence entre animaux sur la fraction considérée comme rapidement dégradable. La combinaison d'une plus grande activité cellulosique microbienne dans les *digesta* de camélidés et d'un temps de séjour plus long des particules alimentaires dans leurs pré-estomacs, explique la capacité digestive exceptionnelle de ces animaux surtout pour les régimes particulièrement riches en composés pariétaux (JOUANY., 2000).

II.5. 2. Digestion de l'amidon

A l'exception de régimes riches en grains de maïs broyés ou de maïs cornés, la digestion de l'amidon est totale dans l'ensemble du tube digestif, aussi bien chez les camélidés que chez les ruminants. Il n'y a pas eu, à notre connaissance, d'étude comparée sur des bilans digestifs réalisés à différents niveaux du tube digestif de camélidés et de ruminants (FONTY et FORANO., 1999).

II.5.3. Digestion intestinale

LONGO et MOUATS (2008), indiquent qu'il existe très peu d'informations concernant les sécrétions digestives de l'intestin par ailleurs TOOFANI et ALIKBARI (1977), signalent qu'il existe une activité substantielle de lactase dans l'intestin grêle et une faible activité en maltase, alors que l'activité de la sucrase est très faible.

II.5.4. Digestion cæcale

BICABA et *al.*, (1992), signalent une importante digestion cæcale et une rétention plus importante des particules solides dans ce compartiment. Une réabsorption massive de l'eau à ce niveau provoque l'excrétion de fèces particulièrement sèches. En effet, le pourcentage de matière sèche des excréta du dromadaire est de l'ordre de 50% (contre 30% pour les petits ruminants et 15% chez les bovins). Chez le dromadaire déshydraté, le taux de matières sèches fécales augmente un peu (55%) alors qu'il ne change pas chez les bovins, en considérant que le dromadaire perd 7 fois moins d'eau par la voie fécale que les bovins (FAYE., 1997).

II. 6. Bilan de la digestion

II. 6.1. Production des acides gras volatiles

Les acides gras représentent la source énergétique de toutes les fonctions de l'organisme des ruminants. Ils sont issus soit de la fermentation des glucides soit par désamination des aminoacides. Il s'agit surtout d'acide acétique (60%) acide propionique (20%) et l'acide butyrique (10%) (CHOUGINARD., 2004). Ils peuvent couvrir jusqu'à 40% des besoins énergétique (GURTLER et *al.*, 1975), leurs concentration globale dans le rumen dépend de plusieurs facteurs liées à l'alimentation (préhension, quantité, composition et digestibilité) (JEAN- BLAIN., 2002).

La répartition molaire des AGV mesurées après les repas varie selon l'animal étudié. Cependant, DULPHY et *al.*, (1997), trouvent qu'il n'y a pas de différence significative entre dromadaire et moutons pour les acides acétique et propionique.

II. 6.2. Production de gaz de fermentation

Les gaz produits sont éliminés par éructation et par voie pulmonaire (CO₂). La production du méthane est reliée à celle de l'acétate, et celle de CO₂ est reliée à la production du propionate. Il existe aussi une relation inverse entre la production de propionate et celle de CH₄ (CHOUGINARD., 2004).

Peu de mesures directes de production de gaz et de leur composition ont été réalisées sur camélidés. En chambres respiratoires, VERNET et *al.*, (1997), ont montré que la production de CH₄ exprimée par unité de poids métabolique est plus faible chez le dromadaire que les moutons. Si les pertes d'énergie sous forme de CH₄ sont rapportées à l'énergie brute ingérée ou à l'énergie digestible ingérée, les différences entre espèces disparaissent. Il n'y a pas eu non plus de différence entre les deux espèces animales sur la production de CH₄ en fonction du temps au cours du nyctémère. Cette absence de différence a été confirmée par des mesures de production de CH₄ *in vitro* (SMACCHIA et *al.*, 1995).

CHAPITRE III

Méthodes d'estimation de la valeur nutritive des fourrages

Chapitre III : Méthodes d'estimation de la valeur nutritive des fourrages

III.1. Fourrage

III.1.1. Définition

Le terme fourrage désigne l'ensemble des aliments ligneux consommés par les herbivores. Ces végétaux appartiennent à diverses familles mais surtout à celles des graminées, des légumineuses, des astéracées et des chénopodées. Les fourrages les plus fréquemment rencontrés sont : l'herbe, le foin, le maïs, les pulpes de betterave, le choux, etc (BISTON et DARDENNE., 1985).

III.1.2. Composition

D'un point de vue chimique, un fourrage est constitué de deux composantes, l'eau et la matière sèche. A titre d'exemple, un ensilage de maïs contient en moyenne 35% de matière sèche tandis que le foin en contient 85 % (figure 4) ((HADJIGEORGIO et *al.*, 2003 ; BISTON et DARDENNE., 1985).

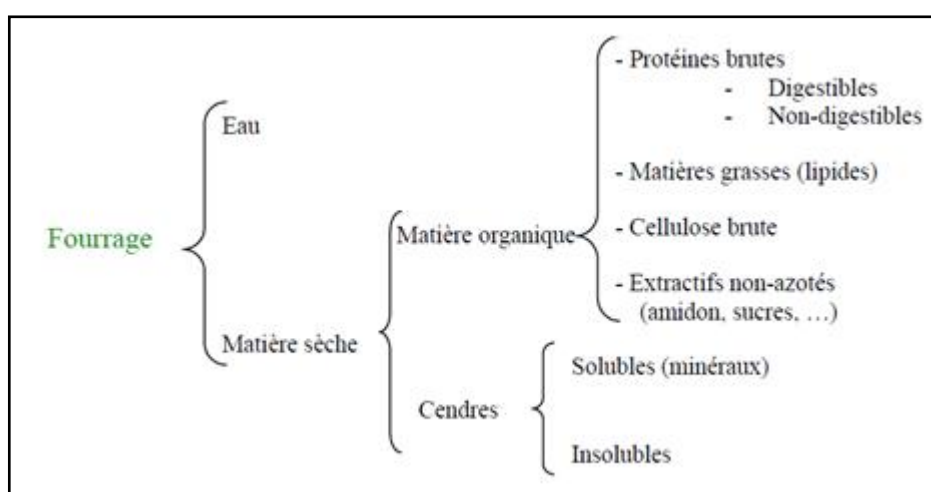


Figure 4 : Composition d'un fourrage (BISTON et DARDENNE., 1985).

Dans la partie matière sèche, il faut distinguer la matière organique constituée de toutes les molécules carbonées provenant du végétal et les cendres, qui elles représentent la partie inorganique du fourrage. Les cendres sont le résidu de la calcination du fourrage. Elles renferment, sous leur forme soluble, les matières minérales (calcium, phosphore, sodium, magnésium, soufre et oligo-éléments) essentielles à l'équilibre nutritionnel de la ration et sous leur forme insoluble (HADJIGEORGIO et *al.*, 2003).

Les hydrates de carbone structuraux sont les substances qui forment les parois cellulaires et donnent la rigidité à la plante: ils comprennent la cellulose, l'hémicellulose et la lignine. Le

principal hydrate de carbone structural retrouvé dans les plantes est la cellulose. L'hémicellulose est un mélange complexe de substances incluant de courtes chaînes de glucanes, des polymères de xylose, d'arabinose, de mannose et de galactose, des polymères mélangés d'unités de sucres et d'acide urique, et des polysaccharides de pectine. La lignine est un composé complexe qui se dépose sur les composés de cellulose à mesure que la plante vieillit. Elle forme des liaisons avec les glucides des parois cellulaires rendant ceux-ci moins accessibles à l'attaque des microbes du rumen (HADJIGEORGIO et *al.*, 2003).

La matière organique est constituée, elle aussi, de différentes composantes. Tout d'abord, il y a les protéines, celles-ci ont des rôles très diversifiés dans le métabolisme de la plante et des animaux. Ces protéines peuvent diviser en protéines digestibles et non-digestibles (HADJIGEORGIO et *al.*, 2003).

Après les protéines, la matière organique contient également des matières grasses. Celles-ci sont toutefois peu présentes dans un fourrage produit à la ferme. Leur rôle est principalement énergétique et métabolique (HADJIGEORGIO et *al.*, 2003).

La cellulose brute est également une fraction de la matière organique. La cellulose est le constituant qui assure la protection et le soutien dans les organismes végétaux. La complexité de sa structure explique la difficulté de la digérer. Au plus on trouve de cellulose dans un ensilage, au plus celui-ci sera difficile à digérer (HADJIGEORGIO et *al.*, 2003).

III.2. Estimation de la valeur nutritive des fourrages

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. Dans l'évaluation des aliments pour ruminants, 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 (BLÜMMEL et ORSKOV., 1993).

III.2.1. Méthodes chimiques

Les méthodes chimiques ne font pas appel à l'animal, mais procèdent à une détermination de la disponibilité directement dans la protéine à tester. D'une façon générale, tous les critères chimiques qui présentent une liaison avec la digestibilité en présentent aussi avec la quantité ingérée et avec la quantité de matière organique digestible ingérée qui mesure au mieux la

valeur alimentaire du fourrage: c'est notamment le cas de la cellulose brute et de tous les autres résidus cellulosiques (AUFREIRE et GUERIN., 1996).

Une des méthodes chimiques, divise le substrat en six fractions : la matière sèche, la matière minérale, les protéines brutes, l'extrait éthéré, les fibres brutes et l'azote libre. Il existe un autre procédé alternatif pour l'estimation des fibres (VAN SOEST et 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 car 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).

Cependant, la quantité ingérée est estimée avec la meilleure précision à partir des critères caractérisant la proportion des membranes ou du contenu cellulaire ou celle des constituants solubles: constituants solubles dans l'eau ou dans une salive artificielle ou, mieux encore, dans une solution acide diluée, ou dans une solution de pepsine dans H_2O 0,075 N (ADESOGAN et *al.*, 1998).

III.2.2. Méthodes physiques

La spectrophotométrie à réflectance dans l'infrarouge 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.

Les spectres d'absorption sont principalement influencés par la composition chimique mais aussi par la taille des particules, la température et l'homogénéité de l'échantillon. Cette méthode, développée par NORRIS et *al.*, (1976), a été largement utilisée dans la prédiction de la digestibilité *in vivo* de la matière organique (BARBER et *al.*, 1990), de l'énergie métabolisable et de l'ingestion volontaire (DEAVILLE et FLINN., 2000 ; STEEN et *al.*, 1998). Comparativement à d'autres méthodes d'analyses, la technique NIRS est unique car elle est non destructrice et ne nécessite pas de réactifs chimiques. Elle est par conséquent non polluante (ADESOGAN et *al.*, 1998 ; DEAVILLE et FLINN., 2000).

III.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. 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).

III.2.3.1. Méthode de digestibilité *in vitro*

La technique de fermentation *in vitro* mise au point par TILLEY et TERRY (1963), permet de suivre la cinétique de la digestion des plantes fourragères. La digestibilité de la matière sèche obtenue après de courtes durées de fermentation est en relation avec les quantités ingérées.

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 présente l'avantage d'utiliser un matériel simple et permet l'analyse de plusieurs échantillons en même temps. Les résultats sont hautement reproductibles et cette analyse permet de prédire la détermination de la digestibilité *in vivo* à partir de la digestibilité *in vitro*. Son inconvénient est de ne pas différencier entre deux substrats avec des valeurs de dégradation similaires mais des profils cinétiques différents. D'autant plus que la contamination microbienne et les résidus insolubles après traitement à la pepsine peuvent sous estimer la dégradation. Afin de palier à ces insuffisances, la méthode de GOERING et VAN SOEST (1970), similaire à la technique de TILLEY et TERRY (1963), a été conçue. Cette technique inclut une étape supplémentaire dans laquelle le résidu est lavé avec une solution détergente neutre pour éliminer justement les facteurs de contamination.

III.2.3.2. Méthode de dégradation *in sacco*

La méthode *in sacco*, ou des sachets de nylon, est basée sur le même principe que la précédentes mais la première phase a lieu *in situ*, c'est-à-dire dans le standardisées, perméables à la flore microbienne, contenant les microéchantillons de fourrages (MICHALET-DOREAU et *al.*, 1990).

Cette méthode permet d'étudier la cinétique de digestion microbienne en maintenant les sachets de nylon dans le rumen pendant 12 à 96 heures, ce qui correspond aux conditions physiologiques. Elle est appliquée à la matière organique, aux fibres et surtout aux matières azotées pour évaluer leur dégradabilité théorique, nécessaire au calcul des valeurs PDI (MICHALET-DOREAU et NOZIERE., 1999).

La précision est plus faible pour les fourrages lignifiés et pauvres en azote, ce qui est fréquemment le cas des fourrages tropicaux, avec lesquels du matériel microbien resterait attaché aux fibres dans le résidu final. Des adaptations de la méthode ont donc été mises au point pour ce type de fourrage (AUFRERE et MICHALET-DOREAU., 1983).

Cependant, cette technique exige certains paramètres :

- Pores des sachets : la taille des pores des sachets doit permettre l'entrée du jus de rumen et des microorganismes. Les pores des sachets doivent être suffisamment fins pour minimiser les pertes de particules du substrat non dégradé. Pour cela, les mailles des pores les mieux adaptés sont comprises entre 40 et 60 μm comme standard (ORSKOV., 2000) ;
- Rapport taille échantillon/surface des sachets : Ce rapport est estimé à 15 mg MS/cm². Le substrat incubé doit être capable de se mouvoir facilement dans le sachet afin d'éviter la formation de micro environnement affectant la réplication de l'analyse (MICHALET-DOREAU et NOZIERE., 1999) ;
- Nombre et espèces animales : MEHREZ et ORSKOV (1977), observent que l'animal hôte est la source majeure de variation dans les techniques des sachets. Pour cela, il est suggéré que l'échantillon doit être incubé au moins deux fois chez trois animaux pour minimiser les variations individuelles ;
- Ration de l'animal : les meilleures conditions d'évaluation d'un aliment impliquent une ration de l'animal similaire à l'aliment incubé (ORSKOV., 2000). Cependant, quand il est nécessaire d'évaluer plusieurs aliments dans une même expérience, cela devient un facteur limitant. Par conséquent, il est nécessaire de formuler une ration qui assure un environnement ruminal optimal pour la croissance du microbiote ruminal ;
- Préparation de l'échantillon : Il doit représenter aussi fidèlement que possible l'aliment consommé par l'animal et présent dans le rumen. Pour cela, il est suggéré que le substrat séché soit broyé en particules de 2,5 à 3 mm.

III.2.3.3. Méthodes enzymatiques

Plusieurs méthodes enzymatiques ont été proposées pour prédire la digestibilité des aliments. 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).

La méthode à la pepsine-cellulase (AUFRERE et MICHALET-DOREAU., 1983) utilise une enzyme cellulolytique produite par un champignon. Cette méthode présente donc l'avantage d'être normalisée pour des comparaisons entre laboratoire et pour des ensembles des fourrages produits dans des conditions variées. L'application de la méthode de la pepsine-cellulase aux fourrages contenant des tanins est cependant délicate car l'effet des tanins sur l'activité enzymatique est difficile à quantifier.

La méthode à la protéase est surtout appliquée pour estimer la dégradabilité théorique des matières azotées des sous-produits agro-industriels (AUFRERE et MICHALET-DOREAU., 1983). Pour les fourrages, le résultat de référence reste celui de la méthode *in sacco* d'écrite ci-dessus. Cependant, la méthode enzymatique met en évidence des différences de disponibilité de l'azote pour la flore du rumen suivant l'espèce, le stade de développement, etc.

III.2.3.4. Méthodes de production de gaz

L'association entre la fermentation ruminale et la production de gaz est connue depuis longtemps (GUETACHEW et *al.*, 1998). Elles sont considérées actuellement comme des techniques de routine dans l'évaluation de la valeur nutritive des aliments après les travaux de MENKE et *al.*, (1979), dans lesquels une forte corrélation entre la production de gaz *in vitro* et la digestibilité apparente a été établie.

Les techniques de production de gaz peuvent être subdivisées en deux groupes : les méthodes basées sur le volume de gaz et les méthodes basées sur la pression de gaz.

- **Mesure du volume de gaz (système de Menke)**

MENKE et *al.*, (1979), ont développé un système par l'utilisation de seringues afin de mesurer le volume de gaz produit *in vitro*. Les fermentations ont eu lieu dans des seringues en verre (100 ml de capacité) contenant 200 mg de substrat et le mélange jus et salive artificielle.

L'ensemble est placé dans des étuves réglées à 39°C (température normale du rumen). Dans ces systèmes, la production de gaz après 24 heures est corrélée à la digestibilité *in vivo* de la matière organique. De même, le volume de gaz enregistré après 24 heures d'incubation combiné avec la concentration des constituants chimiques permet de prédire l'énergie métabolisable (MENKE et STEINGASS., 1988).

- **Système de mesure par pression**

Ce procédé se base sur la mesure de la pression de gaz cumulé dans les systèmes batch (flacons en verre de 125 ml), contenant le substrat, la salive artificielle et le jus de rumen.

L'incubation est faite dans des étuves réglées à 39°C. L'enregistrement de la pression peut se faire manuellement selon la technique de THEODOREAU et *al.*, (1994), ou automatiquement selon la technique de PELL et SHOFIELD (1993) ; CONE et *al.*, (1996).

DEUXIEME PARTIE

PARTIE PRATIQUE

CHAPITRE I



MATERIEL ET METHODES

DEUXIEME PARTIE : PARTIE PRATIQUE

Chapitre I : Matériel et méthodes

I.1. Matériel

I.1.1. Matériel végétal

I.1.1.1. 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 et 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 est caractérisée par un climat saharien et un milieu aride. 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.1.1.2. Collecte des échantillons

L'échantillonnage est effectué dans une zone salée de parcours nommée Benguecha 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. Le choix de cette région a été imposé d'une part par la présence de la majorité des troupeaux de la wilaya qui est caractérisée par des riches parcours et d'autre part par l'étendue de la superficie des zones salées dans cette région.

I.1.1.2.1. Echantillons testés

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 2014. 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 NEGRE (1961). Après l'identification, 03 plantes halophytes (*A. halimus*, *S. mollis*, *Z. album*,) (figure 5) qui sont retenues pour les études *in vitro*. L'étude est menée comparativement à un substrat témoin, le foin de vesce avoine, considéré comme plante de référence dans la littérature, collecté à partir de Tebessa. C'est un aliment grossier résultant de l'association de deux plantes appartenant à deux familles différentes *Vicia sativa L* (légumineuse) et *Avena sativa L* (graminée) (GETACHEW et al., 1998).



Figure 5: Plantes halophytes collectées dans la région de Benguecha (commune de Taleb El-arbi, El-Oued), A: *A. halimus*; B: *S. mollis*; C: *Z. album* (photos originale).

Les caractéristiques phénotypiques, les classifications botaniques des différents substrats sont consignés dans le tableau 1.

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.

En principe, cette méthode n’est utilisée que pour l’estimation de la composition botanique de la ration d’animaux domestiques ou sauvages. Les différentes activités des animaux au pâturage ont été notées par une observation visuelle à intervalles de quelques minutes. Chaque période comportait une mesure du nombre de coup de dents suivie d’un prélèvement d’échantillons correspondant aux différentes parties végétales prélevées par l’animal. Le coup de dents est défini comme le mouvement de la tête associé au bruit produit. Chaque animal a été observé à quelques mètres afin de faciliter le comptage des coups de dents ; cela a nécessité l’accoutumance des animaux à la présence de deux observateurs au cours de la phase pré-expérimentale (MEBIROUK-BOUDECHICHE et *al.*, 2011).

Selon GONSALEZ (1949), 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. La seconde catégorie est constituée de toutes les petites plantes qui germent après les premières pluies.

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

Tableau 1. Caractéristiques botaniques et phénotypiques de plantes fourragères collectées dans la région de Benguecha (commune de Taleb El-arbi, El-Oued).

Famille	Substrats	Nom local	Description botanique
Chenopodiaceae	<i>Atriplex halimus L.</i>	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.
Chénopodiaceae	<i>Suaeda mollis (Desf.) Delile</i>	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.
Zygophyllaceae	<i>Zygophyllum album L.</i>	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.1.1.2.2. 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*.

I.1.2. Matériel animal

L'animal utilisé comme source d'inoculum est un dromadaire (*Camelus dromedarius L.*), choisi de manière aléatoire, pâturant sur des parcours naturels, selon les déclarations des propriétaires (un régime alimentaire libre et non défini). Il est sacrifié à l'abattoir municipal de GUEMAR (El Oued).

I.2. Méthode expérimental

I.2.1. Caractérisation chimique des plantes halophytes

Les analyses chimiques des fourrages sont réalisées selon les normes décrites par l'AOAC (1990). Toutes les analyses sont effectuées en triple.

I.2.1.1. 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. 1g de substrat est introduit dans un cristalliseur préalablement taré. Ce dernier est placé dans une étuve à 80 °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.

- **Formule et calcul :**

Le taux d'humidité est calculé par différence entre le poids fais et le poids sec.

$$\%MS = \frac{P1 - P0}{P0} \times 100$$

P0= le poids du creuset.

P1 = le poids du creuset et du résidus

$$\% H_2O = 100 - \%MS$$

I.2.1.2. Détermination de la matière organique et minérale

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. Le résidu obtenu représente les cendres (matières minérales) qui, par différence, donne la matière organique contenue dans l'échantillon. Le pourcentage des cendres est calculé par l'expression suivante :

$$\% \text{ Cendres} = \frac{P3 - Tc}{P2 - Tc} \times 100$$

P2 : le poids du creuset après dessiccation.

P3 : le poids du creuset après incinération (tare + cendre).

Tc : le poids du creuset vide.

La teneur en matière organique représente le complément à 100 des cendres :

$$\text{MO} = 100 - \text{Cendres}$$

I.2.1.3. 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. 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 (KJELTEC 1030).

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

$$N = \frac{\text{vol (HCL)}(\text{ml}) \times 14 \times [\text{HCL}]}{\text{Prise d'essai} \times \text{MS}(\%)}$$

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

I.2.1.4. Analyse des polyphénols

I.2.1.4.1. 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 et *al.*, (1993). 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 il est 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 que 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.2.1.4.2. Dosage des polyphénols

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'acidephosphotungstique et d'acide phosphomolybdique). Après agitation vigoureuse et repos du mélange pendant 3 mn, 1250 µl d'une solution de $\text{CO}_3(\text{Na})_2$ 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 gallique à des concentrations de 50, 100, 200, 300 et 400 µg ml⁻¹, et les teneurs en composés phénoliques sont exprimées en mg d'équivalents acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG g⁻¹ MS).

I.2.2. Etude de la fermentescibilité des substrats

I.2.2.1. Technique de la production de gaz *in vitro*

La technique de production de gaz *in vitro*, développée par MENKE et *al.*, (1979), est une simulation de la digestion des aliments dans le rumen. Elle permet d'étudier la cinétique des fermentations ruminales. C'est une méthode rapide, simple, fiable et peu coûteuse. De ce fait, cette technique est préconisée comme un outil fiable pour la détermination de la digestibilité et de la dégradation des différents substrats.

On peut distinguer quatre étapes successives pour réaliser cette technique:

- 1^{ère} étape: préparation de la salive artificielle.
- 2^{ème} étape: mélange de la salive avec le contenu ruminal.
- 3^{ème} étape: réalisation de l'inoculation et incubation.
- 4^{ème} étape: vidange des seringues après les 96h d'incubation.

I.2.2.2. Principe de la technique

La technique d'incubation *in vitro* est une simulation de la digestion des aliments par les microorganismes dans le rumen. Elle est basée sur la fermentation en anaérobiose du substrat avec un mélange de jus de rumen et d'une solution tampon (MENKE et STEINGASS., 1988).

Le jus de rumen constitue l'inoculum de la flore ruminale et permet de restaurer en partie les conditions chimiques du rumen. Le suivi de la fermentation se fait, soit par la mesure de production des produits terminaux (AGV, CO₂ et CH₄), soit par la mesure de la digestibilité par référence à un substrat standard (ARHAB., 2000).

Dans notre étude, nous avons retenu la production de gaz dans ses aspects quantitatifs et qualitatifs (CH₄ et CO₂) ainsi que la digestibilité des substrats comparativement au foin de vesce avoine.

I.2.2.3. Description du système de fermentation

La fermentation est réalisée dans des seringues en polypropylène de 60 ml de capacité (figure 6). Le bout de la seringue est connecté à un tuyau en silicone de 8cm de longueur, fermé avec une pince pour éviter la sortie des gaz produits lors de la fermentation. Les pistons des seringues sont préalablement lubrifiés avec la vaseline pour faciliter leurs mouvements et prévenir l'échappement de gaz.

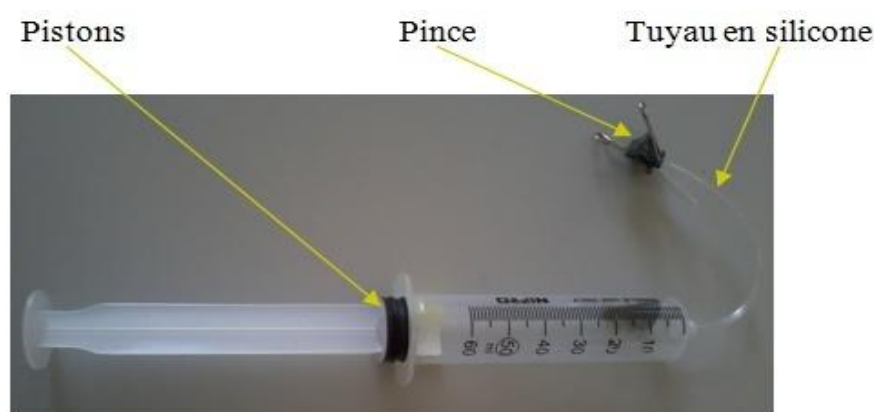


Figure 6: Système de fermentation en batch (Seringues 60 ml capacité) (photo original).

I.2.2.4. Source d'inoculum

Le prélèvement de l'inoculum (jus de rumen) est effectué sur du dromadaire sacrifié au abattoir de GUEMAR. Il est préparé immédiatement après l'abattage et l'éviscération, à partir du contenu ruminal. Cet inoculum est recueilli dans un thermos préalablement chauffés à

39°C et saturés en CO₂. Ils sont hermétiquement fermés et transférés directement au laboratoire où ils sont traités, au plus tard dans les quelques heures qui suivent la collecte.

I.2.2.5. Préparation de la salive artificielle

- **Composition**

La salive artificielle, a pH égale 6.7 est composée de cinq solutions : solution des microminéraux, solution tampon, solution des macrominéraux, solution indicatrice du potentiel redox et solution réductrice (tableau 2).

Tableau 2 : Les différents constituants de la salive artificielle

(MENKE et STINGASS., 1988).

Solutions	Composition	Quantité
Solution A (Solution des microminéraux)	CaCl ₂ .2H ₂ O	13.2g
	MnCl ₂ .4H ₂ O	10g
	CoCl ₂ .6H ₂ O	1g
	FeCl ₂ .6H ₂ O	0.8g
	Eau distillée	1000 ml
Solution B (Solution tampon)	NaHCO ₃	35g
	NH ₄ HCO ₃	4g
	Eau distillée	1000 ml
Solution C (Solution des macrominéraux)	Na ₂ HPO ₄	5.7g
	KH ₂ PO ₄	6.2g
	MgSO ₄ .7H ₂ O	0.6g
	Eau distillée	1000 ml
Solution D (Solution indicatrice du potentiel redox)	Résazurine (C ₁₂ H ₆ NO ₄)	0.1g
	Eau distillée	100 ml
Solution E (Solution réductrice)	NaOH (1N)	2 ml
	Na ₂ S.9H ₂ O	285 mg
	Eau distillée	47.5 ml

- **Méthode de préparation**

Ces solutions sont mélangées par un agitateur magnétique, les quantités prises de chaque solution sont présentées dans le tableau 3:

Tableau 3 : Les quantités prises de chaque solution constitutives de la salive artificielle (MENKE et STINGASS., 1988).

Composants	Quantité (ml) pour 1000ml de SA
Solution A	1.2
Solution B	237
Solution C	237
Solution D	1.22
Solution E	47.5
Eau distillée	476.08

Le mélange a un couleur bleue est chauffé jusqu'à le virage vers le couleur 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 rose au blanc transparent (figure 7).

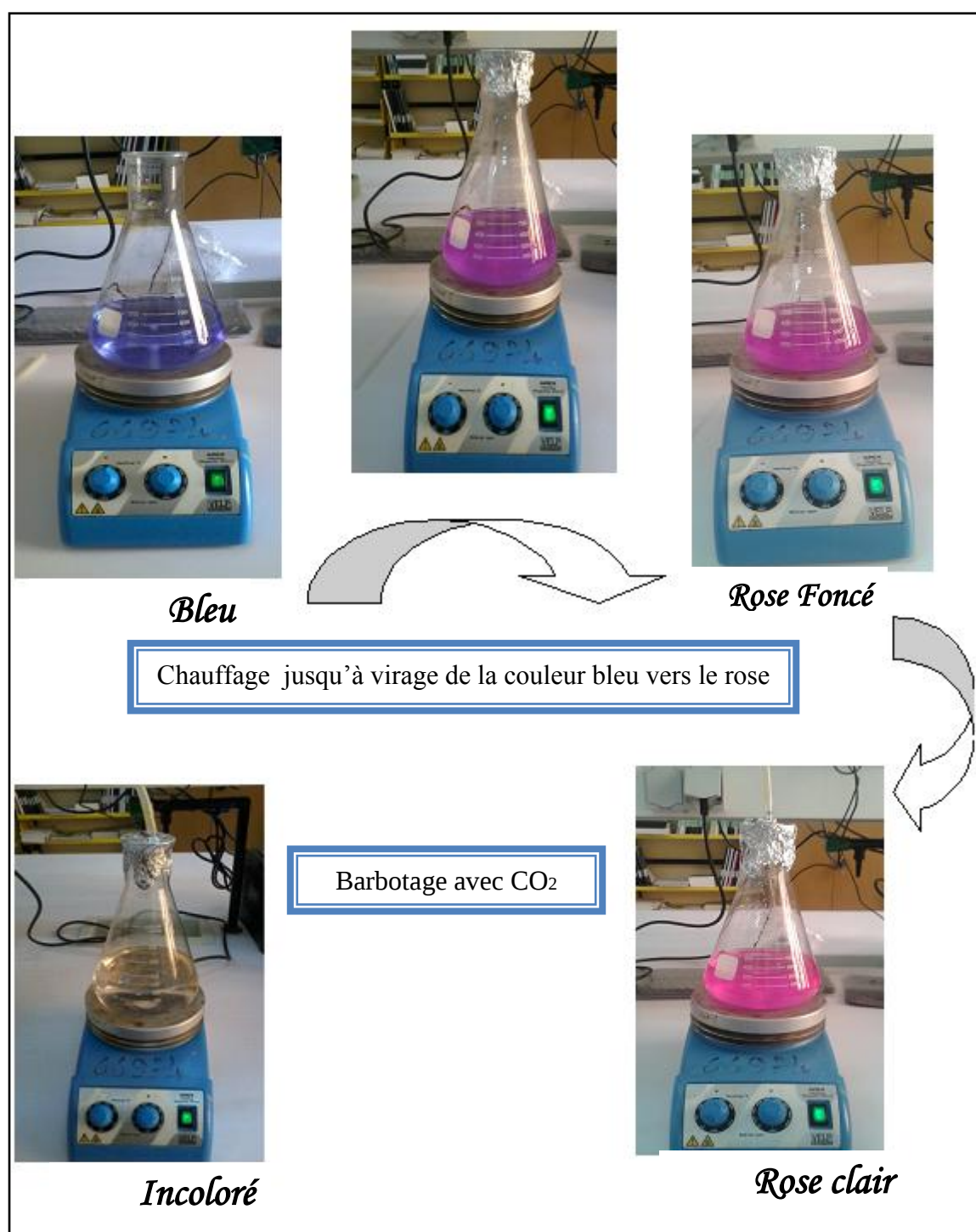


Figure 7 : Etapes de réduction de la salive artificielle indiquées par le virage de la couleur de l'indicateur (photo original).

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.2.2.6. Inoculation

200 mg de substrat est introduit dans chaque seringue et mis à fermenter avec 30ml du mélange (10ml de jus de rumen + 20ml de salive artificielle). Pour chaque substrat, trois (03) seringues sont incubées. Des seringues témoins, ne contenant pas de substrat (jus de rumen + salive artificielle) (blancs), sont incubées dans les mêmes conditions.

I.2.2.7. Incubation

Les seringues inoculées sont horizontalement incubées dans une étuve à 39°C pendant 96 heures, avec une agitation manuelle chaque 10 min.

Le suivi de la cinétique de fermentation est réalisé par la mesure du volume total des gaz produits lors de la fermentation. Il est indiqué par le déplacement du piston sous la pression des gaz libérés à différents intervalles de temps: 2, 6, 12, 24, 48, 72 et 96 heures. Le gaz produit est mesuré par une lecture visuelle des graduations présentes sur la face de chaque seringue.

I.2.2.8. Mesure du pH et calcul des différents paramètres nutritionnelles

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

I.2.2.8.1. 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 t_0 , et du volume moyen de gaz produit par le tube témoin (blanc), par la relation suivante :

$$\text{PTG (ml)} = V96 - V0 - Vb$$

PTG : production total de gaz ;

V96 : production de gaz enregistré après 96h ;

V0 : production de gaz enregistré à t_0 ;

Vb : production de gaz enregistré par le blanc.

I.2.2.8.2. Modélisation de la production de gaz

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

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

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.2.2.8.3. Analyse qualitative des gaz

Les gaz produits à chaque intervalle de temps sont transférés dans des seringues vides. L'analyse qualitative 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.

$$V_{CH_4} = V_{NaOH} - V_{liq}$$

Et

$$V_{CO_2} = V_t - V_{CH_4}$$

V_{CH₄} : volume de méthane ;

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

V_{liq} : volume de liquide ;

V_{CO₂} : volume de gaz carbonique ;

V_t : volume total de gaz produit.

I.2.3. Détermination de la digestibilité apparente

I.2.3.1. Digestibilité de la matière sèche

A la fin de chaque fermentation, le contenu de chaque seringue est centrifugé à 12000 tours/min pendant 30 min. Le culot est séché, dessiccation à 105°C jusqu'à poids constant puis pesé. La digestibilité apparente de la matière sèche est déterminée par l'équation:

$$D (MS) \% = (MSi - MSrs) - MSrb \times 100 / MSi$$

D (MS) : Digestibilité apparente de la matière sèche;

MSi : matière sèche initiale introduite dans chaque seringue;

MSrs : matière sèche résiduelle de substrat incubé;

MSrb : matière sèche résiduelle moyenne de blanc.

I.2.3.2. Digestibilité de la matière organique

Les résidus secs sont ensuite incinérés dans un four à moufle à 550°C pendant 5 heures. Le résidu obtenu correspond à la matière minérale résiduelle (MM). Le taux de matière organique non dégradée (MO) est égal à la différence entre le taux de MS introduite et la MM résiduelle. La digestibilité apparente de la matière organique est déterminée par l'équation:

$$D (MO) \% = (MOi - MOrs) - MOrb \times 100 / MOi$$

D (MO) : Digestibilité apparente de la matière organique;

MOi : matière organique initiale introduite dans chaque seringue;

MOrs : matière organique résiduelle de substrat incubé;

MOrb : matière organique résiduelle moyenne de blanc.

I.3. Analyse statistique

L'analyse statistique des résultats a été effectuée à l'aide du logiciel SPSS version 20.0. Pour mettre en évidence l'existence de différences significatives entre les paramètres étudiés, l'analyse de la variance (ANOVA) à un facteur a été utilisée, complétée par le test "Duncan" afin de comparer les moyennes entre les groupes.

Les corrélations entre les différents paramètres ont été analysés avec le test "corrélations de Pearson".

CHAPITRE II



RESULTATS ET DISCUSSION

Chapitre II: RESULTATS ET DISCUSSIONS

II.1. Aspects chimiques des substrats sélectionnés

L'analyse chimique est la méthode la plus simple pour apprécier la qualité des produits alimentaires destinés aux animaux ruminants. Cette dernière fournit une première évaluation du potentiel nutritif de l'aliment qu'elle divise en plusieurs fractions parmi les quels on a mesuré: la matière sèche, la matière organique, la matière minérale, matières azotées totales et les polyphénols. Les compositions chimiques des halophytes collectés et sélectionnés dans la région d'El-Oued, ainsi que celle du foin de vesce-avoine est exposée dans le tableau 4.

Tableau 4 : Teneur en matière sèche et composition chimique des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.

	<i>A. halimus</i>	<i>S. mollis</i>	<i>Z. album</i>	vesce-avoine
MS (g/kg MS)	935,08 ^c	602,85 ^a	721,92 ^b	934,56 ^c
MO (g/kg MS)	802,06 ^b	832,6 ^d	783,98 ^a	808,66 ^c
MM (% MS)	18,05 ^c	15,96 ^b	19,95 ^d	5,86 ^a
MAT (g/kg MS)	150,4 ^c	162,5 ^d	70,4 ^a	114,6 ^b
PP (% MS)	8.39 ^a	9.06 ^{ab}	10.21 ^b	16.96 ^c

MS : matière sèche, MO : matières organique, MM : matières minérales, MAT : matières azotées totales, PP : polyphénols, ^{a, b, c, d} : moyennes dans la même ligne affectées avec des lettres différentes sont significativement différentes (P < 0,05).

II.1.1. Teneur en matière sèche

L'examen de tableau 4 montre que tous les substrats renferment des teneurs élevées et peu différentes en matière sèche (MS). *A. halimus*, et le foin de vesce-avoine présentent un contenus en MS le plus élevé et significativement similaire (935,08 et 934,56 g/kg MS, respectivement) (P < 0,05) suivi par *Z. album*, (721,92g/kg MS) alors que le taux le plus faible en MS est enregistré chez *S. mollis*, (602,85 g/kg MS). Les faibles taux d'humidité sont essentiellement dus à l'origine aride des fourrages étudiés et suggèrent 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.

Ainsi, une teneur en matière sèche MS presque identique correspondant à 88,5% est détectée pour le foin de vesce avoine par VITTI et al.,(2005). Mais d'autres auteurs ont signalés une valeur plus faible, soit 65,8% (GIHAD et al., 1989).

Toutefois, les faibles variations observées s'expliqueraient par les différents stades végétatifs et la saison de récolte des substrats, souvent non mentionnés dans la littérature.

II.1.2. Teneur en matière organique et minérale

Le contenu des échantillons en matière organique est présenté dans le tableau 4. Les trois 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 suivi par *A. halimus*, avec 802,06 g/kg MS. Le plus faible taux est enregistré pour *Z. album*, qui ne contient que 783,98 g/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% (HADJIGEORGIO et al., 2003 ; VITTI et al., 2005). 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.

Comme la matière minérale (MM) est le complément à 100 de la matière organique après incinération, il est logique que les teneurs en MM soient inversées par rapport aux teneurs en MO (tableau 4). 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. *Z. album*, et *A. halimus*, sont les plus chargées en MM avec des valeurs de 19,95 % et 18,05 % de la matière sèche respectivement suivi par *S. mollis*, (15,96 % MS). Ces résultats sont comparables aux résultats rapportées par (BOKHARI et al., 1990 ; STRINGI et al., 1991; ARHAB., 2006).

Les faibles variations de la concentration en éléments minéraux, notées par les différents auteurs sont dues à l'origine des substrats, autrement dit, au type du sol, au climat, au stade de maturité et à la saison de récolte (TOPPS., 1992 ; CHEHMA., 2005).

II.1.3. Teneur en matière azotée totale

En ce qui concerne la teneur en matières azotées totales (MAT), on constate qu'elle est significativement variable entre les fourrages ($P < 0,05$) (tableau 4).

La teneur la plus élevée est observée pour *S. mollis*, avec 162,5 g/kg MS suivi par *A. halimus*, avec 150,4 g/kg MS, puis foin de vesce avoine avec 114,6 g/kg MS et enfin *Z. album*, avec 70,4 g/kg MS. 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., 2005), régions d'Afrique de l'Ouest (137-212 g/Kg MS RITTNER et REED., 1992), Afrique de l'Est (156-275 g/Kg MS, NSHALAI et *al.*, 1994), des régions tropicales (211 g/Kg MS, LARBI et *al.*, 1998).

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 (BARRY et *al.*, 1986 ; WAGHORN et *al.*, 1994 ; ARHAB., 2006) 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.

Selon les travaux de PATERSON et *al.*, (1996), les fourrages dont les teneurs en MAT sont inférieures à 70 g/kg de MS exigent une supplémentation azotée pour améliorer leur ingestion par les ruminants. NORTON (2003), stipule que ce type de fourrages ne peut pas fournir les minima d'azote nécessaire au microbiote ruminale pour assurer une activité métabolique maximum.

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.1.4. Analyse des polyphénols

Le contenu moyen des halophytes collectés et sélectionnés dans la région d'El-Oued, ainsi que celle du foin de vesce-avoine en composés phénoliques est illustré dans le tableau 4. En effet, les teneurs élevées en ces composés déprécient la qualité du fourrage. Les teneurs en polyphénols sont variables selon les espèces, *A. halimus*, *S. mollis*, et *Z. album*, sont les espèces les plus pauvres et présentent des valeurs significativement similaires (8.39, 9.06 et 10.21 % MS respectivement) ($P < 0,05$), ces valeurs sont faibles par rapport à celle de la plante du référence (16.96 % MS). La présence de composés phénoliques, 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 ruminale.

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 (CHEEKE et PALO., 1995).

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., 1988).

II.2. Etude de la fermentescibilité des substrats

II.2.1. Evolution du pH

Tableau 5 : Evolution du pH.

Substrats	Jus du rumen	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

- **pH de jus de rumen**

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 5).

Nos valeurs étaient proche à celles de YAAKOUB (2006) ; LAADJIMI (2008) ; BOULTIFAT (2009) et BOUSSAADA (2011).

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. Le même résultat est rapporté par plusieurs auteurs RACHEDI (2005) ; YAAKOUB (2006) ; LAADJIMI (2008) ; BOULTIFAT (2009) et BOUSSAADA (2011). 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 (HUNTINGTON et GIVENS., 1997 ; KHAZAL *et al.*, 1995).

- **pH après 96h de fermentation**

La valeur de pH que nous avons enregistrée sur le blanc (seringues ne contenant pas de substrat) après 96 heures d'incubation était 8.16 (tableau 5). Des résultats semblables ont été rapportés par BOUSSAADA (2011).

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.

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 (BERNARD et al., 2001 ; MADRID et al., 2002). Elle peut être engendrée aussi à une augmentation de la concentration en H₂ (BERNARD et al., 2001).

HOOVER (1986), rapporte qu'un pH bas peut diminuer l'efficacité de la croissance bactérienne et inhiber la dégradation des fibres *in vitro*. Cependant, les valeurs enregistrées, dans notre étude ne passent pas au-dessous du seuil critique (<6,2) à partir duquel apparait le phénomène de l'acidose, en raison du pouvoir tampon élevé de la salive artificielle de MENKE et STEIGASS (1988).

II.2.2. Analyse quantitative des gaz

Les résultats de la production de gaz pour les différents substrats sont consignés dans le tableau 6. La production de gaz *in vitro* est significativement différente entre les fourrages (P< 0,05). Après 96 heures d'incubation, *A. halimus*, enregistre la plus grande quantité de gaz (50.62 ml/0.2g MS), il est suivi par *S. mollis*, (46.52 ml/0.2g MS) et *Z. album*, (35.44 ml/0.2g MS). Le résultat de la production de gaz pour *Z. album*, est relativement faible par rapport au substrat de référence la foin de vesce avoine (39.56 ml/0.2g MS).

Cette variation de la production de gaz est associée à la composition des substrats et la teneur en composés phénoliques, variables en fonction de l'espèce et de la famille botanique (tableau 4) (Mc SWEENEY et al., 2001). Généralement les composés phénoliques difficiles à dégrader par la microbite ruminal. De plus, ces composés ont la propriété de se lier aux protéines et aux fibres alimentaires avec lesquels ils forment des complexes résistants à la dégradation microbienne (WAN ZUHAINIS et al., 2008). Ce qui conduit par conséquent à une réduction dans la production de gaz. Par ailleurs, les composés phénoliques sont

également connus par leur action inhibitrice de l'activité fermentaire de la flore ruminale. Ces résultats concordent parfaitement avec les travaux d'ARHAB (2006).

Tableau 6 : 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 ₉₆	Paramètres cinétiques		
		a	b	c (% h ⁻¹)
<i>A. halimus</i>	50.62 ^d	1.13 ^d	49.74 ^c	3.87 ^b
<i>S. mollis</i>	46.52 ^c	-2.23 ^c	50.67 ^d	3.65 ^a
<i>Z. album</i>	35.44 ^a	-3.40 ^b	38.04 ^a	5.85 ^d
Vesce-avoine	39.56 ^b	-3.63 ^a	44.68 ^b	5.3 ^c

^{a,b,c,d}: moyennes dans la même colonne affectées avec des lettres différentes sont significativement différentes (P < 0,05), GP 96 : gaz produit après 96 h.

La production de gaz résultant de la fermentation de l'*A. halimus*, et du *S. mollis*, montre que ces derniers sont très fermentescibles par le microbiote ruminal du dromadaire, par rapport au substrat de référence. Ceci semble être due à son richesse en MAT (tableau 4). Cette situation entraîne une stimulation de l'activité fermentaire du microbiote ruminal en présence d'un aliment riche en azote (FLORENCE et *al.*, 1999 ; GUETACHEW et *al.*, 2000 ; TENDONKENG et *al.*, 2004).

II.2.3. Cinétique de production de gaz *in vitro*

La cinétique de production de gaz des substrats étudiés est illustrée dans la figure 8. 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 la 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 la 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 la 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 résultant de l'accumulation des acides gras volatils (AGV) (BOULTIFAT., 2008).

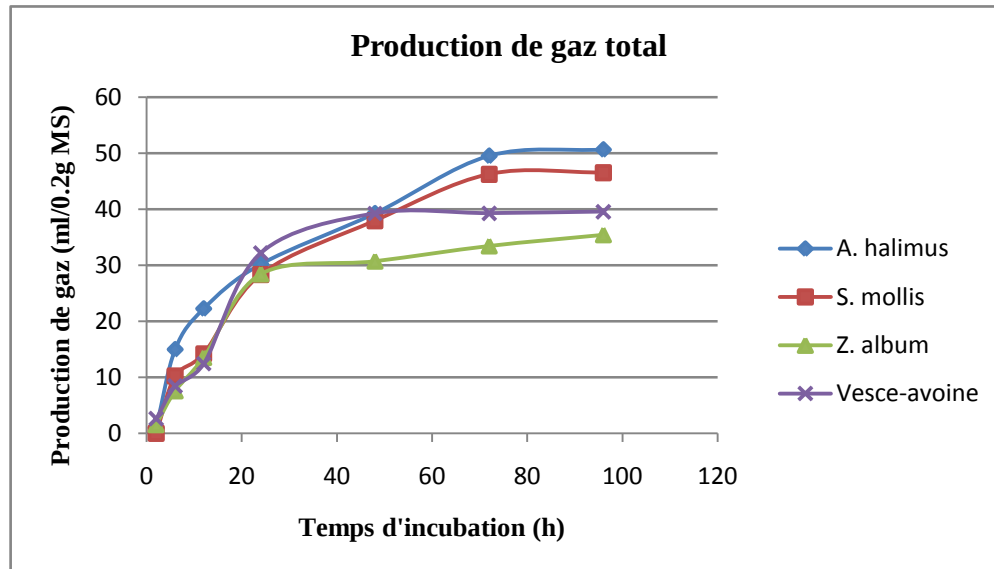


Figure 8 : Cinétique de la production de gaz due à la fermentation *in vitro* des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.

II.2.4. 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 (1979), sont mentionnés dans le tableau 6. 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*, 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* (APORI et al., 1998 ; 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 ($p < 0,05$). Le plus grand volume est notée pour *S. mollis*, 50.67ml/0.2gMS, une valeur intermédiaire caractérise l'*A. halimus*, par 49.74

ml/0.2gMS, *Z. album*, est la plus faible dégradation de leur fraction insoluble et produisent à peine 38.04 ml/0.2g MS par rapport au substrat de référence la foin de vesce avoine (44.68 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.

La différence observée entre les trois substrats, résulte de leurs compositions chimiques différentes. En effet, la faible production de gaz à partir de la fraction (b) observée chez *Z. album*, peut être due à leur teneur faible en MAT (70,4 g/kg MS) qui est fortement et significative corrélée avec la production du gaz (tableau 7), aussi elle peut être due à leur teneur élevée en polyphénols (facteurs antinutritionnels) 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).

Les vitesses de fermentation des fractions insolubles des substrats étudiés sont significativement différents ($p < 0,05$), *Z. album*, exprime la plus grande vitesse : $5.85\% \text{ h}^{-1}$. Des valeurs inférieures à celle-ci sont notées pour le foin de vesce avoine avec $5.30\% \text{ h}^{-1}$ et $3.87\% \text{ h}^{-1}$ et $3.65\% \text{ h}^{-1}$ pour l'*A. halimus*, et *S. mollis* 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 (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).

II.2.5. Analyse qualitative des gaz produits

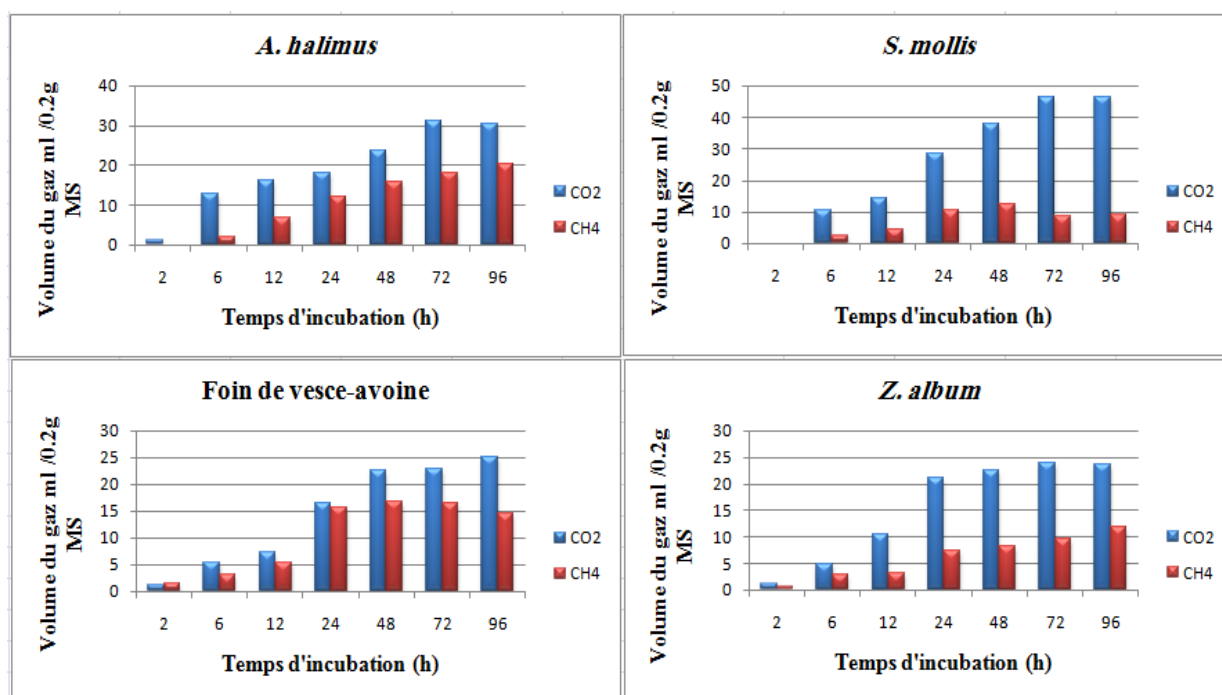


Figure 9 : La production de CH₄ et CO₂ après 96 heures de la fermentation des fourrages collectés de la région d'El-Oued.

La production de dioxyde de carbone (CO₂) et du méthane (CH₄) au cours de la fermentation des substrats sont illustrées par la figure 9. Il ressort que les productions de CO₂ et de CH₄ sont statistiquement différents ($P < 0,05$). En général, le gaz CO₂ est produit en un volume supérieur à celui du CH₄ pour tous les substrats.

Selon la bibliographie, le volume du gaz produit peut être réparti en deux catégories : la première représente le CO₂ et le CH₄ formés suite à la fermentation, et la deuxième renferme le CO₂ libéré des sels HCO₃ (présents dans la salive artificielle dissous lors de la neutralisation des AGV générés) (MENKE et STEINGASS., 1988 ; CONE et VAN GELDER., 1990 ; BLUMMEL et ORSKOV., 1993). Ce CO₂ représentait plus de la moitié du volume total du gaz produit dans le cas de l'emploi du tampon de Menke (MENKE et STEINGASS., 1988 ; BLUMMEL et ORSKOV., 1993).

Dans notre étude les volumes du CO₂ produits sont situés entre 37.63 ml et 23.59 ml (30.34 ml, 37.63 ml, 23.59 ml et 25.07 respectivement pour l'*A. halimus*, *S. mollis*, *Z. album*, et le foin de vesce-avoine), tandis que les volumes qui correspondent la production du méthane sont de 20.28 ml, 8.89 ml, 11.85 ml et 14.49 respectivement pour l'*A. halimus*, *S. mollis*, *Z. album*, et le foin de vesce-avoine.

La production de méthane par les différents substrats étudiés, reste relativement inférieure à celle du CO₂. Durant les premières heures d'incubation, on note que les volumes de CH₄ enregistrés sont très faibles par rapport à ceux enregistrés après 24 heures. Contrairement, les volumes de CO₂ se montrent dominants pendant toutes les heures de fermentation. Le fait que les volumes de CH₄ enregistrés pour les substrats étudiés soient nettement inférieurs à ceux engendrés par le substrat de référence. Globalement, le CO₂ est produit en un volume double du CH₄, ainsi que pour le témoin. C'est-à-dire que 1/3 du gaz produit représente le CH₄ et les 2/3 restants forment le CO₂.

La production de méthane est synergique à celle de la production du CO₂. Ce résultat est corroboré à celui observé *in vivo* par CHOUINARD *et al.*, (2004), mais différent de celui mentionné par ARHAB *et al.*, (2005). Les teneurs faibles en CH₄ produits par les fourrages étudiées par apport la foin de vesce-avoine présentent le bénéfice dans la réduction de la méthanogènes et donc la diminution de la perte en énergie pour les animaux (DEMEYER et FIEVEZ., 2000).

II.2.6. Corrélation entre la production de gaz et les composants chimiques

Les corrélations entre la production de gaz et les constituants chimiques des substrats étudiés sont montrées dans le tableau 7.

Tableau 7 : Coefficients de corrélation de l'analyse chimique et la production de gaz des plantes halophytes collectées de la région d'El-Oued.

	MO	MM	MAT	PP	GP ₉₆
MS	- 0.372 ^{ns}	- 0.450 ^{ns}	- 0.056 ^{ns}	0.380 ^{ns}	0.142 ^{ns}
MO		- 0.316 ^{ns}	0.833 ^{**}	0.195 ^{ns}	0.531 ^{ns}
MM			- 0.081 ^{ns}	- 0.957 ^{**}	0.160 ^{ns}
MAT				- 0.102 ^{ns}	0.909 ^{**}
PP					- 0.350 ^{ns}

MS : matière sèche, MO : matières organique, MM : matières minérales, MAT : matières azotées totales, PP : polyphénols, GP 96 : gaz produit après 96 h , **: (P<0,01) , ^{ns}: non significatif (P>0,05).

La MAT est significativement et positivement corrélée à la production de gaz (r = 0.909; P<0,01). Outre les teneurs en MS, MO et MM sont corrélées non significativement à la production de gaz (r =0.142; r = 0,531; r = 0,160 ; r = -0.350, P>0,05), respectivement. Le PP

est corrélée négativement mais non significativement avec le gaz produit ($r = -0.350$, $P > 0,05$). Ces résultats concordent avec les travaux de ARHAB (2006) ; GUETCHEW et *al.*, (2004).

II.3. Détermination de la digestibilité apparente

Tableau 8 : Digestibilité apparente in vitro des matières sèche et organique (% MS) des fourrages collectés de la région d'El-Oued

Substrats	Digestibilité apparente	
	DMS	DMO
<i>A. halimus</i>	61.04 ^c	59.45 ^c
<i>S. mollis</i>	47.65 ^b	45.15 ^b
<i>Z. album</i>	42.45 ^a	39.15 ^a
Vesce-avoine	64.5 ^d	60.42 ^d

II.3.1. Digestibilité de la matière sèche

La digestibilité de la matière sèche DMS varie significativement entre les différents substrats ($p < 0,05$). Le plus grand coefficient de digestibilité est enregistré pour l'*A. halimus*, avec une moyenne de 61.04%, suivi par *S. mollis*, avec une valeur de 47.65%. Un pourcentage moindre caractérise *Z. album*, avec 42.45% (tableau 8). Ces valeurs restent inférieures à celle enregistrés pour le foin de vesce avoine (64.5%). MADIHA et *al.*, (2000), trouvent des valeurs de digestibilité voisine aux nôtres. Selon JARRIGE (1988), le foin de vesce avoine présente une bonne digestibilité car il a un taux faible en paroi cellulaires et plus spécialement en lignine qui est constitue la partie indigestible des aliments car elle rend la cellulose et plus particulièrement la lignocellulose inaccessible et résistante aux bactéries cellulolytiques.

II.3.2. Digestibilité de la matière organique

Le tableau 8 montre que les trois arbustes de la zone aride ont de DMO comprises entre 39.15% pour le *Z. album*, 45.15% pour *S. mollis*, et 59.45 % pour l'*A. halimus*, et sont nettement inférieures à celle du foin de vesce avoine (60.42%). Cependant, ces résultats inattendus qui a été observés pour le foin de vesce avoine qui a une valeur supérieur à ceux des l'*A. halimus*, et *S. mollis*, malgré leur faible teneur en matières azotées. La littérature scientifique rapporte que la digestibilité *in vitro* est corrélée positivement avec la teneur en azote, principalement celle du jus de rumen (ARHAB., 2000).



Conclusion

Conclusion générale

Conclusion générale

Notre travail avait pour objectif d'étudier la valeur nutritive des certaines halophytes, broutées par le dromadaire, natives des écosystèmes salins algériens (région d'El-Oeud), 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. Dans cette optique, nous avons entrepris l'étude de la fermentescibilité, par la microflore ruminale du dromadaire, des plantes : *A. halimus*, *S. mollis*, et *Z. album*, comparativement à un substrat standard : la foin de vesce-avoine.

La technique principale utilisée lors de cette étude consiste en la détermination quantitative et qualitative des gaz fermentaires produits suite à la digestion *in vitro* des substrats. Dans notre étude cette technique de production de gaz *in vitro* a été conjuguée avec la mesure de la digestibilité de la matière sèche et organique.

La première phase de notre travail consiste à évaluer la composition chimique des substrats testés. Les résultats de l'analyse chimique montrent que tous les substrats renferment des teneurs élevées en matière sèche, dus à l'origine aride des fourrages étudiés, et un taux relativement élevé en matière organique. Ainsi, elles renferment des teneurs modérés en élément minéraux. En outre, l'analyse chimique révèle que les contenus en matières azotées totales d'*A. halimus* et du *S. mollis* sont relativement élevés, par rapport au substrat de référence qui montre leur intérêt nutritif pour les ruminants. Ce qui permet d'envisager ces plantes comme un supplément additif en azote avec des fourrages. En ce qui concerne les résultats des polyphénols, les plantes testées présentent des teneurs plus faibles comparativement au substrat de référence, En effet, les teneurs élevées en ces composés déprécient la qualité du fourrage.

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 (polyphénols, tanins, lignines...). En effet, elle est très riche en composés phénoliques, connus pour leur effet antagoniste vis-à-vis des nutriments et du métabolisme microbien. Ces composés phénoliques agissent également sur les enzymes impliquées dans les processus de la digestion. Les valeurs élevées de la fermentescibilité de l'*A. halimus* et du *S. mollis* comparable à celle du foin de vesce avoine, est résulte vraisemblablement de leurs faibles teneurs en composés phénoliques.

La détermination de la valeur index des substrats, qui dépend des trois paramètres caractéristiques de la production de gaz *in vitro* (a, b, c), permet de conclure que l'*A. halimus* et *S. mollis* se caractérisent par une bonne fermentescibilité des constituants de leurs parois cellulaires par le microbiote ruminal, alors que le *Z. album* se caractérise par une valeur inférieure.

Le profil fermentaire de dégradation des plantes testées *in vitro* montre que sa fermentation s'oriente vers une production accrue en dioxyde de carbone. En revanche, la faible production de méthane peut s'expliquer à la présence des composés phénoliques. Ces entités chimiques sont connues par leur action inhibitrice vis-à-vis de la production de méthane soit en réduisant la digestibilité de la cellulose et/ou en empêchant la fixation des bactéries cellulolytiques aux particules alimentaires. En outre, les teneurs faibles en CH₄ produits plus utiles dans la diminution de la perte en énergie pour les animaux.

Dans l'étude de la digestibilité *in vitro*, le foin de vesce avoine donne les meilleurs coefficients de digestibilité, alors que l'*A. halimus* et *S. mollis* donnent des valeurs moyennes. Cependant, *Z. album* présente la faible valeur. L'ampleur de cette différence pourrait s'expliquer par la composition chimique différente constatée entre les trois substrats. Cette dernière inclut principalement les composés phénoliques et des autres paramètres non déterminés dans notre étude.

Les principaux éléments d'analyse de ce travail (composition chimique, production de gaz et la digestibilité) permettent de classer finalement 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 et une digestibilité supérieures par rapport aux plantes le foin de vesce avoine, considérés comme des fourrages de bonne qualité nutritive.

Références bibliographiques



Références bibliographiques

1. A.O.A.C, 1990- Official Methods of Analysis, 15th ed. Association of Official Analytical Chemists, AOAC, Arlington, VA.
2. 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.
3. ADEM. R., FERRAH. A., 2002- .Les ressources fourragères en Algérie: déficit structure l et disparité régionale. Analyse du bilan fourrager pour l'année 2001. Cité par 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. 160p.
4. ADESOGAN A.T., GIVENS D.I., OWEN E., 1998- Prediction of the in vitro digestibility of whole crop wheat from in vitro digestibility, chemical composition, in situ rumen degradability, in vitro gas production and near infrared reflectance spectroscopy. *Anim. FeedSci. Technol.* vol. 74: 259-272.
5. ADRIANMI J., 1945- Sur la phytosociologie, la synécologie et le bilan d'eau des halophytes de la région néerlandaise méridionale, ainsi que la Méditerranée française. Ed. J. B. Wolters, Groningen. 217p.
6. AGARWAL S.K., KAUSHIK J.P., KOUL K.K., JAIN A., 1998- Perspectives in Environment. Ed. APH Publishing, New Delhi. 400p.
7. 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.
8. 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.* vol. 27: 147-156.
9. 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.
10. ARHAB R., 2000- Etude de la digestibilité in vitro de sous produits agro-industriels et de cellulose purifiée par la microflore ruminale de camélidés. Utilisation des gaz fermentaires comme marqueurs de fermentation. Thèse de Magister Biochimie appliquée. Constantine. UMC. 69p.
11. 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 Biochimie appliquée. Constantine. UMC. 93p.
12. ARHAB R., DEHIMI A., DIB Y., BOUSSEBOUA H., 2005- Effect of the nature of the feeding resource on its *in vitro* gas production kinetics. ArabUniv.J.Agric.Sci. vol. 13 (3): 707-715.
 13. AUFRÈRE J., GUÉRIN H., 1996- Critical review of chemical and enzymatic methods for the estimation of nutritive value in roughages. Annales de Zootechnie. vol. 45: 21-38.
 14. 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 CottynB.G. (Eds), ECC Seminar, Belgium.
 15. BALLEST N., 1989- Contribution à l'étude cinétique de la lignifications et à l'étude de l'action d'un inhibiteur de ce processus chez le blé et le maïs. Thèse de doctorat biochimiques et histologiques. Clermont-Ferrand. U B-P. 216p.
 16. BARBER G.D., GIVENS D.I., KRIDIS M.S., OFFER N.W., MURRAY I., 1990- Prediction of the organic matter digestibility of grass silage. Anim. Feed Sci. Technol. vol. 28: 115-128.
 17. BARRY T.N., MANLEY T.R., DUNCAN S.J., 1986- The role of condensed tannins in the nutritional value of lotus pedunculatus for sheep: Sites of carbohydrates and protein digestion as influenced by dietary reactive tannin concentration. British J. of Nutrition. vol. 55: 123-137.
 18. BATANOUNY K.H., 1993- Ecophysiology of halophytes and their traditional use in the Arab world. Advanced Course on Halophytes Utilization in Agriculture. vol. 3: 1223-1232.
 19. 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. Pub Med. vol. 84 (1):154-8.
 20. BICABA Z.M., ARISTA P.E., FAURIE F., MASSON C., TISSERAND J.L., 1992- Etude comparée par la méthode des sachets en nylon de la dégradation de la talle de blé dans le rumen et le cæcum des ovins et des caprins. Ann. Zoot. vol. 41 (1): 71-72.
 21. BINET P., BRUNEL J.P., 1968- Physiologie végétale. Ed. Doindern. & C, Paris VI. 582p.
 22. BISTON R., DARDENNE P., 1985- Application de la Spectrophotométrie de Réflexion dans le Proche Infrarouge. Prévision de la qualité des fourrages en vue de leur exploitation rationnelle, Bull. Rech. Agron.Gembloux. vol. 20 (1/2): 23-35.

23. 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.
24. BOHATIER. J., 1991- The rumen protozoa: taxonomy, cytology and feeding behaviour in rumen. *microbial metabolism and ruminant digestion.* vol. 3: 27-38.
25. BOKHARI U.G., ALYAEESH F., AL-NOORI M., 1990- Nutritional characteristics of important desert grasses in Saoudia Arabia. *J. range Management.* vol. 43(3): 203-204.
26. BORDONNEAU I., HANRY M., TOURTE C., TOURT Y., 2005- Le monde des végétaux . Ed. Dunod, Paris. 405p
27. BOUALLALA M., CHEHMA A., HAMEL F., 2013- Evaluation de la valeur nutritive de quelques plantes herbacées broutées par le dromadaire dans le sahara nord-occidental algérien. *Le banese Science Journal.* vol. 14 (1): 33-39.
28. BOULTIFAT L., 2008- Evaluation de la contribution spécifique des fractions soluble et insoluble de sous produits de l'agronomie saharienne à la méthanogénèse ruminale d'ovins. Mémoire de magister Microbiologie appliquée. Constantine. UM. 87 p.
29. BOUSSAADA A., 2011- Etude *in vitro* des flavonoïdes purifiés sur la méthanogénèse ruminale chez les ovins : cas de la quercetine. Memoire magister Sciences veterinaries. BATNA.UHLB. 105 p.
30. BROOKER J.D., LUM DK., MILLER S., SKENE J., O'DONOVAN L., 1995- Rumen microorganismes as providers of high quality protein. *J. Anim. Feed. Sci and Technol.* vol 120: 96-120.
31. CHEEKE P.R., PALO R.T., 1995- Plant toxins and mammalian herbivores: co-evolutionary relationships and antinutritional effects. Cité par JOURNET M., GRENET E., FARCE M.H., THERIEZ M., DEMARQUILLY C. (Eds.). *Recent Developments in the Nutrition of Herbivores. Proceedings of the IVth International Symposium on the Nutrition of Herbivores.* INRA Editions, Paris, France, pp. 437-456.
32. CHEHMA A., 2005- Etude floristique et nutritive des parcours camelins du Sahara septentrional algérien. Cas de la région de Ouargla et Ghardaïa. Thèse doctorat. Annaba. UBM. 178 p.
33. CHEHMA A., GAOUAR A., SEMADI A., FAYE B., 2004- Productivité fourragère des parcours camelins en Algérie : Cas des pâturages à base de « Drinn » *Aristidastipagrostis*. *Revue Sciences et Technologie.* vol. 21: 45-52.
34. CHEHMA A., 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 *Stipagrostispungens* et de paille d'orge. *Cah. Agric.* vol. 13: 221-6.

35. 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
36. CHOUGINARD Y., 2004- Production et émission de méthane et du gaz carbonique par les ruminants. 65^{ème} congrès de l'ordre des agronomes du Québec. Cité par LEULMI N., 2011- La valorisation nutritionnelle des margines et de leur impact sur la réduction de la méthanogénèse ruminale chez l'ovin. Mémoire de Magister Microbiologie appliqué. Constantine. UMC.100 p.
37. CHOURKR-ALLAH R., MALCOLM C.V., HAMDY A., 1995- Halophytes and Biosaline Agriculture. Ed. CRC press, New York. 424p.
38. CONE J.W., VAN GELDER A.H., 1990- Influence of protein fermentation on gas production profiles. *Amin. Feed Sci. and Tec.* vol. 16: 251-264.
39. CONE J.W., VAN GELDER A.H., VISSCHER G.J.W., OUTSHOORN L., 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.* vol. 61: 113-128.
40. DEAVILLE E.R., FLINN P.C., 2000- Near-infrared (NIR) spectroscopy: an alternative approach for the estimation of forage quality and voluntary intake. In: Forage evaluation in ruminant nutrition. Ed. Civens D.I., Owen E., Oxford R.F.E., Omed H.M. 301-320 p.
41. DEMEYER D., FIEVEZ V., 2000- Ruminants et environnement : La méthanogénèse. *Ann. Zootech.* vol. 49: 95-112.
42. DEMEYER D.I., 1991- Quantitative aspects of microbial metabolism. rumen microbial metabolism and ruminant digestion. vol. 2:217-237.
43. DEWANTO V., WU X., ADOM K., LIU R.H., 2002- Thermal processing enhances the nutritional value of tomatoes by increasing total antioxidant activity. *J. Agric. Food Chem.* vol. 50: 3010-3014.
44. DJEGHAM M., MATOUSS A., SOUILEM O., 1993- Particularités anatomo physiologiques du tractus digestif du dromadaire. *Magh.vet.* vol. 71(28): 21-28.
45. DULPHY J.P., DARDILLAT C., JAILLER M., BALLET J.M., 1997- Comparative Study of forestomach digestion in Lamas and Sheep. *Rep. nutr. Develop.* vol. 37: 709-735.
46. EL HAI H., 1968- Biogéographie. Ed. Dunod, Paris. 1165p.
47. 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.

48. EMBERGER L., 1930- La végétation de la région de la région méditerranéenne. Essai d'une classification des groupements végétaux. Rev. Gen. Bot. vol. 42 : 641-662 et 705-721.
49. ENGELHARDT W.V., ALI K.E., WIPPER E., 1979- Absorption and secretion in the tubiform forestomach (compartment 3) of the Lama – Journal of comparative physiology 132, pp: 337-341.
50. ENGELHARDT W.V., HÖLLER H., 1982- Salivary and gastric physiology of camelids. Verh. Dtsch. Zool. Ges.vol 5: 195-204.
51. FAHMY A.S., 1999- Physiology of digestion in the dromedary Camel. The Camel applied research and development network. CARDN, Damascus. 85 p.
52. FARID M.F.A., SHAWKET S.M., ABDELRAHMAN M.H.A., 1984- The nutrition of camels and sheep under stress. W.R. cockerel. vol.1: 293-322.
53. FAYE B., 1997- Guide de l'élevage du dromadaire. Ed. SANOFI, Libourne.126.
54. FAYE B., JOUANY J.P., CHACORNAC J.P., RATOvonANAHARY M., 1995- L'élevage des grands camélidés. Analyse des initiatives réalisées en France. INRA. Prod. Anim. vol. 8 (1): 3-17.
55. FLAHAULT G., 1937- La description géographique des végétaux dans la région méditerranéenne française. Encyclopédie biologique 18.vol. 6 : 112- 135.
56. FLORENCE V. N., NDLOVU L.R., DZOWELA B.H., 1999- Relationship between in vitro gas production characteristics, chemical composition and in vitro quality measures in goats fed tree folder supplements. Sml. Rum.Rese. vol. 31: 117-126.
57. 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. vol. 72: 205-219.
58. FONTY G., 1991- The rumen anaerobic fungi. rumen metabolism and ruminant digestion. vol. 4: 53-70.
59. FONTY G., FORANO E., 1999- Ecologie de la dégradation et de la fermentation des polyholosides constitutifs des parois végétales dans le rumen. Cahier Agriculture. vol. 8: 21-35.
60. FONTY G., JOUANY J.P., FORANO E., GOUET PH., 1995- L'écosystème microbien du réticulo-rumen. Nutrition des ruminants domestiques, ingestion et digestion. vol. 4: 299-348.
61. 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.* vol. 95: 215–226.
62. GALLOUIN F., FOCANT M., 1980- Bases physiologiques du comportement alimentaire chez les ruminants. *reprod. nutr. Develop.* vol. 20 (5B): 1563-1614.
63. GASMI-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.* vol. 123: 303-311.
64. 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.* vol. 2: 75-80.
65. 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.* vol. 36: 1-12.
66. GOERING H.K., VAN SOEST P.J., 1970- Forage fiber analysis. *Agricultural Research service.* vol. 36 (379): 1-20.
67. GONSALEZ P., 1949- L'alimentation du dromadaire dans l'Afrique Française. Thèse de magister Sciences vétérinaires. Lyon. ENV. 57 p.
68. GRIGORE M.N., IVANESCU L., TOMA C., 2014- Halophytes: An Integrative Anatomical Study. Ed. Springer, London. 548p.
69. GUETACHEW G., BLUMMEL 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.* vol.72: 261-281.
70. GUETACHEW G., MAKKAR H.P.S., BECKER K., 2000- Tannins in tropical browses: Effects on in vitro microbial fermentation and microbial protein synthesis in media containing different amounts of nitrogen. *J. Agri. And Food. Chem.* vol. 148: 3581-3588.
71. GURTLE H.A.K., KOLB E., SCHRODER.L., SEIDEL H., 1975- Physiologie des animaux domestiques. Ed. Vigot frères, Paris. 272p.
72. HADJIGEORGIO I.E., GORDON I.I., MILNE J.A., 2003- Comparative preference by sheeps and goats for Gramineae forages varying in chemical composition. *Anim. Feed Sci. Technol.* vol. 49: 147-156.
73. HAMDY A., LIETH H., MEZHER Z., 1999- Halophyte performanance under. High. Salinity level siano vervieuw saline irrigation halophyte production and utilization roject. vol. 55 : 20-58.

74. HAYWARD H.E., 1956- La croissance des plantes en milieu salin. *Arid Zone Res.* vol. 4 : 39-75.
75. HELMUT L., MARINA M., 2003- *Cash Crop Halophytes: Recent Studies*. Ed. Kluwer Academic Publishers, U.S.A. 250p.
76. 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.* vol. 109: 65-78.
77. HOLLER H., BREVES G., LECHNER DOLL M., 1989- Mineral profiles and mineral turnover in the forestomachs of camels in Kenya grazing under various seasonal conditions. *Revue elev. med.* vol. 42 (1): 81-87.
78. HOOVER W.H., 1986- Chemical factors involved in ruminal fiber digestion. *J. Dai. Sci.* vol. 69: 2755-2766.
79. HOPKINS W.G., 2003- *Physiologie végétale*. Ed. De boeck, Bruxelles. 552p.
80. 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.
81. JARRIGE R., 1988- *Alimentation des bovins, ovins et caprins*. Ed. INRA, Paris. 471 p.
82. JARRIGE R., 1988- *Principe de la nutrition et de l'alimentation des ruminants : Besoins alimentaires des animaux : valeur nutritive des aliments*. Ed. INRA, Paris. 621p.
83. JARRIGE. R.E., GRENET C., DEMARQUILLY J., BESLE M., 1995- Les constituants de l'appareil végétatif des plantes fourragères. *Nutrition des ruminants domestiques ingestion et digestion.* vol. 24(1-2) : 25- 81.
84. JEAN-BLAIN C., 2002- *Introduction à la nutrition des animaux domestiques*. Ed. Tec et Doc, Paris. 424p.
85. JOUANY J.P., KAYOULI C., 1989- La digestion microbienne chez les Camélidés. *Options Méditerranéennes Série A2.* vol. 5: 89-96.
86. JOUANY J.P., 1994- Les fermentations dans le rumen et leur optimisation. *Prod. Anim.* vol. 7(3): 207-225p.
87. JOUANY J.P., DARDILLAT C., KAYOULI C., 1995- Microbial cell wall digestion in Camelids. *Elevage et Alimentation du Dromadaire. Options Méditerranéennes Série B.* vol. 13: 33-42.
88. JOUANY J.P., USHIDA K., 1998- The role of the protozoa in feed digestion. *Asian-Australian J. Anim. Sci.* vol. 12:113–128.
89. JOUANY J.P., 2000- La digestion chez les Camélidés, comparaison avec les ruminants. *Prod. ani.* vol. 13 (3): 165-76.

90. KARRAY N., LOPEZ C., OLLIVON M., ATTIA H., 2005- La matière grasse du lait de dromadaire : Composition, microstructure et polymorphisme. *Oléagineux corps gras lipides*. vol. 12 (5-6): 439 – 446.
91. KAY R.N.B., MALOIY G.M.O., 1989- Digestive secretions in camels. *Options Méditerranéennes Série Séminaires*. vol. 2: 83-87.
92. KAYOULI C., DARDILLAT C., JOUANY J.L., 1995- Particularités physiologiques du dromadaire: conséquences sur son alimentation. *Options Méditerranéennes. série B*. vol. 13: 143- 155.
93. KAYOULI C., JOUANY J.P., BEN AMOR J., 1991- Comparison of microbial activity in the forestomachs of the dromedary and the sheep measured in vitro and in Saco on Mediterranean roughages. *Anim. feed. Sciences and technology*. vol. 33: 237-245.
94. KAYOULI C., JOUANY J.P., DEMEYER D.I., ALI A, 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*. vol. 40: 343-355.
95. 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*.vol. 92: 161-165.
96. 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.
97. KILLIAN C., 1954- Plantes fourragères types des hautes plaines algériennes, leur rôle particulier en période sèche. *Ann. Amél. Plan*. vol. 4 : 505-527
98. LAADJIMI K., 2008- Evaluation des interactions fermentaires entres fourrages : estimation de leur fermentescibilité *in vitro* par le microbiote ruminal d'ovins. Thèse de magister Biochimie appliquée. Tébessa. UC LT. 80p.
99. LANGLOIJ S., 1967- Cultures sans sol de *Snlicortzicr stricto* Dumort. *Rev. Gkn. Bot*. vol.74: 176-196.
100. 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 humids tropics. *Anim. Feed Sci. Technol*. vol. 72: 81-96.
101. LECHNER-DOLL M., ENGELHARDT W.V., ABBAS A.M., MOUSSA H.M., LUCIANO L., REALE E., 1995-Particularities in forestomach anatomy, physiology and

- biochemistry of camelids compared to ruminants. Options Méditerranéennes. Série B. vol. 13: 19-32.
102. LECHNER-DOLL M., RUTAGWENDA T., SCHWARTZ H.J., SCHULTKA W., ENGELHARDT W.V., 1990- 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.). vol. 115: 409-420. Cité par JOUANY JP., 2000- La digestion chez les Camélidés, comparaison avec les ruminants. Prod. ani. vol. 13 (3): 165-76.
103. LEMOSQUET S., DARDILLAT C., JAILLER M., DULPHY J.P., 1996- Voluntary intake and gasrtic digestion of tow hays by lamas and sheep influence of concentrate supplementation.j.agri.sci. (CAMB). vol. 127: 539-548.
104. LIETH H., GARCÍA-SUCRE M., HERZOG B., 2008- Mangroves and Halophytes: Restoration and Utilisation. Ed. Springer, London. 220p.
105. 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. vol. 7: 5-18.
106. LONGUO H.F., CHELMA A., OULED BELKHER A., 1989- Quelques aspects botaniques et nutritionnels des pâturages du dromadaires en Algérie. Option Méditerranéennes Série Séminaires. vol. 5(2) : 47-53.
107. MADIHA H., JAVIER G., RAFAEL C., MARÍA R., 2000- Nutritive value of on-farm vetchcoat hays. I. Voluntaryintake and nutrient digestibility .Anim.Res. vol. 7: 381-389.
108. 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.
109. MAKKAR H.P.S., BLÜMMEL M., BOROWY N.K., BECKER K., 1993- Gravimetric determination of tannins and their correlations with chemical and protein precipitation methods. Journal Science Food Agricultur. vol. 61 : 161-165.
110. MALOIY G.M.O., 1972- Comparative studies on digestion and fermentation rate in the forestomach of the one humped camel and the zebu steer. Res. Vet. Sci. vol. 13: 467-481.
111. MANGAN J.L., 1988- Nutritional effects of tannins in animal feed. Nutrition research revue. vol. 1: 209-231.
112. MAROUF A.R., REYNAUD J., 2007- La botanique de A à Z, 1662 définitions. Ed. Dunad, Paris. 342p.

113. 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.
114. MEBIROUK-BOUDECHICHE L., BOUDECHICHE L., MAATALLAH1 S., CHEMMAM M., MENASRI G., 2011- Comportement alimentaire de vaches de race locale sur des prairies de plaine du nord-est algérien. *Fourrages.* vol. 205: 53-59.
115. 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 Agri. Sci.* vol. 88: 645-650.
116. MENKE K.H., RAAB L., SALEWSKI A., STEINGASS H., F RITZ D., SHNEIDER W., 1979- The estimation of the digestibility and metabolizable energy content of ruminant feedingstuffs from the gas production when they are incubated with rumen liquor. *J. of Agri. Sci.* vol. 97: 217-222.
117. 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.
118. MICHALET-DOREAU B., CERNEAUP M., DARDILLAT C., 1990- Choix d'une finesse de broyage pour mesurer la dégradabilité in sacco des aliments, 6^e Journées de Recherches sur l'alimentation et la nutrition des Herbivores.
119. MICHALET-DOREAU B., NOZIERE P., 1999- Intérêts et limites de l'utilisation de la technique des sachets pour l'étude de la digestion ruminale. *INRA Production animale.* vol. 12: 195-206.
120. MORVAN B., BONNEMOY F., FONTY G., GOUET P., 1996- Quantitative determination of H₂ utilizing acetogenic and sulphate – reducing bacteria and methanogenic, *Achaea* from digestive tract of different mammals. *Curr.microbio.* vol. 32: 129-133.
121. MOULD F.L., 2003- Predicting feed quality-chemical analysis and in vitro evaluation. *Field Crops Research.* vol. 84: 31-44.
122. MUNNS R., 2002- Comparative physiology of salt and water stress plant. *Cell and Environment.* vol. 25 : 239-250.
123. NEDJRAOUI D., 2001- Algérie Country pasture / Forage Resource Profiles. URBT, Alger.
124. NEGRE R., 1961- Petite flore des régions arides du Maroc Occidental. vol 2. Ed. CNRS, Paris. 504p.

125. NORRIS K.H., BARNES R.F., MOORE J.E., SHENK J.S., 1976- Predicting forage quality by infrared reflectance spectroscopy. J. Anim. Sci. vol. 43: 889-897.
126. NORTON B.W. 2003.The nutritive value of tree legumes.[en ligne] (page consultée le 20/05/2015) <http://www.FAO.org/agp/AGP/AGPC/doc/Publicat/Guttshel/x5556eoj.htm>.
127. 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. J. Sci. Food and Agri. vol. 65: 13-20.
128. OKUDA K., LI L., KUDLICKA K., KUNA S., BROWN RM., 1993- β -Glucan synthesis in the cotton fiber. I. Identification β -1,4- and β -1,3-glucans synthesized in vitro. Plant Physiol.vol. 101: 1131-1142
129. ORSKOV E.R et Mc DONALD I., 1979- The estimation of protein degradability in the rumen from incubation measurement weighted according to rate passage .J. Agric. Sci. Camb.vol. 92: 499-503.
130. ORSKOV E.R., 2000- The in situ technique for the estimation of forage degradability in ruminants. In: Forage Evaluation in Ruminant Nutrition. Ed. Givens D.I., Owen E., Axford R.F.E. and Omed H.M. 135-154p.
131. OUIS M., BELKHODJA M., 2012- Réponse protéique d'une halophyte face aux stress salin. Algerian journal of aridenviroment. vol. 2 (1):16-24.
132. OZENDA P., 1991- Flore du Sahara. 3^{ème} édition. Ed. CNRS, Paris.662 p.
133. PATERSON J., COHRAN R., KLOPFENSTEIN T., 1996- Degradable and undegradable protein response of cattle consuming forage-based diets. Proceedings of the third grazing livestock nutrition conference. Iudkins M.B., McCollum III F.T (Eds.), proc. West.Sec. Am. Soc. Anim. Sci. vol. 47: 94-103.
134. PELL A.N., SHOFIELD P., 1993- Computerized monitoring of gas production to measure forage digestión in vitro. J. Dairy Sci. vol. 76: 1063-1073.
135. PRINS R.A., 1991- The Rumen ciliates and their functions. ruminant microbial metabolism and ruminant digestion. Ed. INRA, Paris. 374p.
136. PRUD'HOM M., CORDESSE R., ROUVILLES N., THIMONIER J., 1993- Les camélidés sud américains. Le point des connaissances. Production animale. vol. 1: 5-15.
137. QUÉZEL P., SANTA S., 1962-1963- Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. vol 2. Ed. CNRS, Paris. 1170 p.
138. RACHEDI K., 2005- Etude de la fermentesibilité *in vitro* de plantes présahariennes par la microflore ruminale d'ovin. Evaluation de la contribution spécifique des

- différentes fractions pariétales au pool des produits fermentaires. Thèse de magister Biochimie appliquée. Constantine. UMC. 82p.
139. REEPP G., 1964- L'écophysiologie des halophytes au niveau cellulaire. Bull. Soc. Fr. Physiol. Vég. vol. 4 : 209-224.
 140. RICHARD D., 1985- Le dromadaire et son élevage. Ed. IEMVT Collection, Montpellier. 161p.
 141. RITTNER U., REED J.D., 1992- Phenolics and in vitro degradability of protein and fibre in West African browse. J. Sci. Food Agri. vol. 58: 21-28.
 142. RUCKEBUSH., Y BUENO L., FIORAMONT J., 1981- La mécanique digestive chez les mammifères. Ed. INRA et Masson, Paris. 131p.
 143. 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. vol. 123: 67-69.
 144. SAMMAN M A., AI-SALEH A A., SHETHK., 1993- The Karyotype of the Arabian Camel, *Camelus dromedaries*. J. King Saud Univ., 5, Science. vol. 1: 57-64. Cité par MEDJOUR A., 2014- Etude comparative des caractéristiques physico-chimiques du lait collecté à partir de chameilles (*Camelus dromedarius*) conduites selon deux systèmes d'élevage (extensif et semi-intensif). Thèse de Magister biologie. Biskra. UMK. 125p.
 145. SHAHRASBI H., RADMEHR B., 1975- Recherches anatomiques et histologiques sur le troisième réservoir gastrique chez le chameau dromadaire des races de l'Iran. Cah. Med. Vet. vol. 44: 106-109.
 146. SKIDMORE J.A., 2005- Reproduction in dromedary camels: an update. Anim. Reprod. vol. 2 (3):161-171.
 147. SMACCHIA A.M., DARDILLAT C., PAPON Y., JOUANY J.P., 1995- Comparative studies on the microbial fermentations in the forestomachs of llamas and sheep. Ann. Zoo. tech. vol. 44: 140-150.
 148. SOUILEM O., BARHOUMI K., 2009- Physiological Particularities of Dromedary (*Camelus dromedarius*) and Experimental Implications. Scand. J. Lab. Anim. Sci. vol. 36(1): 19-29.
 149. STEEN R.J.W., GORDAN F.J., DAWSON L.E.R., PARK R.S., MAYNE C.S., AGNEW R.E., KILPATRICK D.J., PORTER M.J., 1998- Factors affecting the intake of grass silage by cattle and prediction of silage intake. Anim. Sci. vol. 66: 1127-1154.
 150. STEWART C.S., 1991- The rumen bacteria. rumen metabolism and ruminant digestion. tropical animal health and production. vol. 33:15-26.

151. STRINGI L., AMATO G., GRISTINA L., 1991- The role of some forage shrubs in optimizing forage production in a semi-arid Mediterranean area. *Agri. Mediterranean*. vol. 121: 16-23.
152. SUSMEL P., STEFANON B., 1993- Aspect of lignin degradation by rumen microorganisms. *Journal of biotechnology*.vol. 30: 141- 148.
153. TENDONKENG P.E., KANA J.R., TENDOKENG F., BETFIANG M.E. 2004- Digestibilité *in vitro* de *Calliandracalothyrsus* en présence du polyéthylène glycol et de *Brachiriaruziziensis*, *Trypsacumlaxum* ou *Pennisetumpurpureum* au Cameroun. *Lives. Resea. forRur. Deve.* vol. 16 (7): 117-124.
154. TILLEY J.M.A., TERRY R.A., 1963- A two stage technique for in vitro digestion of forage crops. *J. British Grassland Society*. vol. 18: 104-111.
155. TOPPS H.J., 1992- Potential, composition and use of legume shrubs and tree as folder for livestock in the tropics. *J. Agric. Sci.* vol. 118: 1-8.
156. TOUFANIAN F., AKBARI S., 1977- Studies on the digestion of carbohydrates in the camel (*Camelus dromedarius*). *tropical animal health and production*. vol. 9: 233- 237.
157. VALLENAS A., CUMMING J.F., MUNNELL J. F., 1971- Agross study of the compartementalized stomach of two new world camelids, the lama and guanaco. *J. Morphol.* vol. 134:399-424.
158. VAN EIJK M., 1939- Analyse de l'effet de NaCl sur le développement, la succulence et la transpiration dans *Salicornia herbacea*, ainsi que des études sur l'influence de la consommation de sel sur la respiration des racines à *Aster tripolium*. *Rec. Trav. Bot. Neerl.* vol. 36 : 559-651.
159. 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.* vol. 50: 50-56.
160. VERNET J., VERMOREL M., JOUANY J.P., 1997- Digestibility and energy utilization of three diets by lamas and sheep. *Ann. Zoo. tech.* vol. 46:127-137.
161. VITTI D.M.S.S., ABDAALLA A.L., BUENO I.C.S, SILVA FILHO J.C., COSTA C., BUENO M.S., 2005- Do all tannins have similar nutritional effects? A comparison of three Brazilian fodder legumes. *Anim. Feed Sci. Technol.* vol. 119: 345-361.
162. WAGHORN G.C., SHELTON I., McNABB W., McCUTCHEN S., 1994- Effects of condensed tannins in lotus *Pedunculatus* on its nutritive value for sheep. *J. Agric. Res.* vol. 123: 109-119.
163. WAISELY M., 1972- Biology of Halophytes. *Academic Press*.vol. 12 : 395- 412.

164. WAN ZUHAINIS S., NORHANI A., ABDUL RAZAK A., HO YIN W., 2008- Effects of phenolic monomers on the enzymes activities and volatile fatty acids production of *Neocallimastix frontalis* B9. *Anaerobie*. vol. 14 : 118–122.
165. YAAKOUB F., 2006- Evaluation "in vitro" de la dégradation des principaux fourrages des zones arides. Memoire magister nutrition. BATNA. UH LB. 166 p.
166. YAGIL R., 1985- The desert camel: Comparative physiological adaptation. Karger, Basel. 164 p.

Annexes

- **Annexes 1 : Matériels de laboratoire**

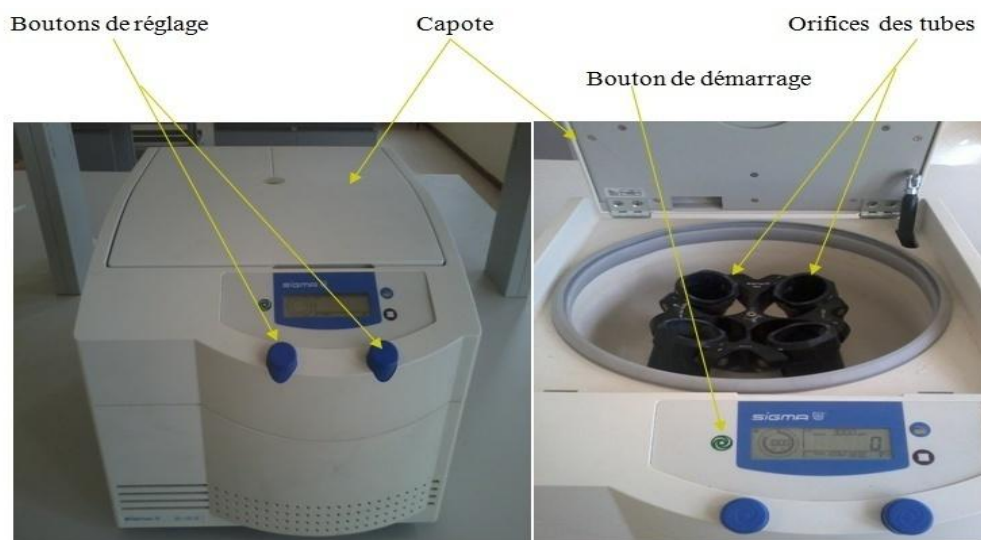


Figure 10: Centrifugeuse horizontale (type SIGMA) (photo originale).

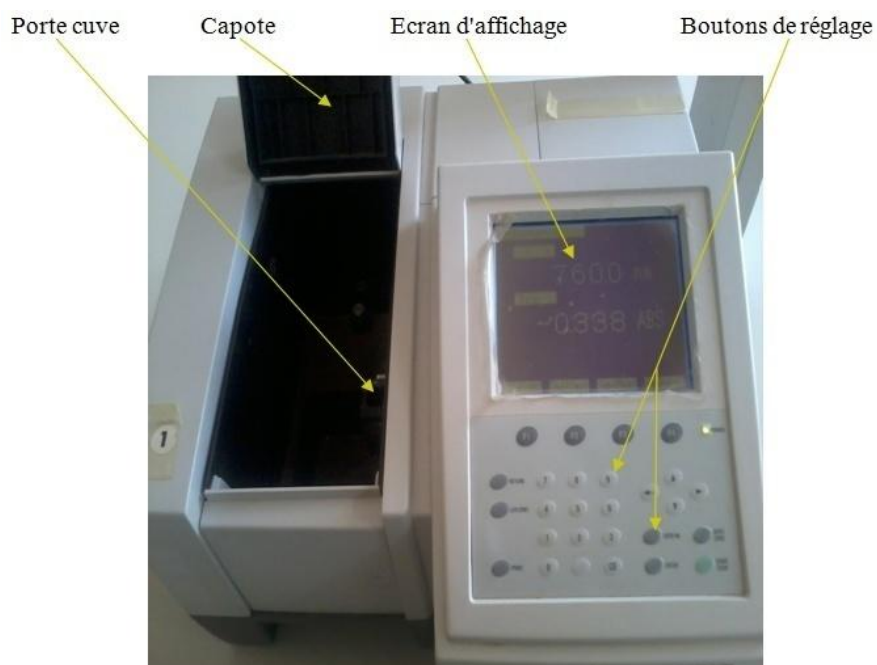


Figure 11: Spectrophotométrie à transmission moléculaire (type UV- VIS – 1240) (photo originale).

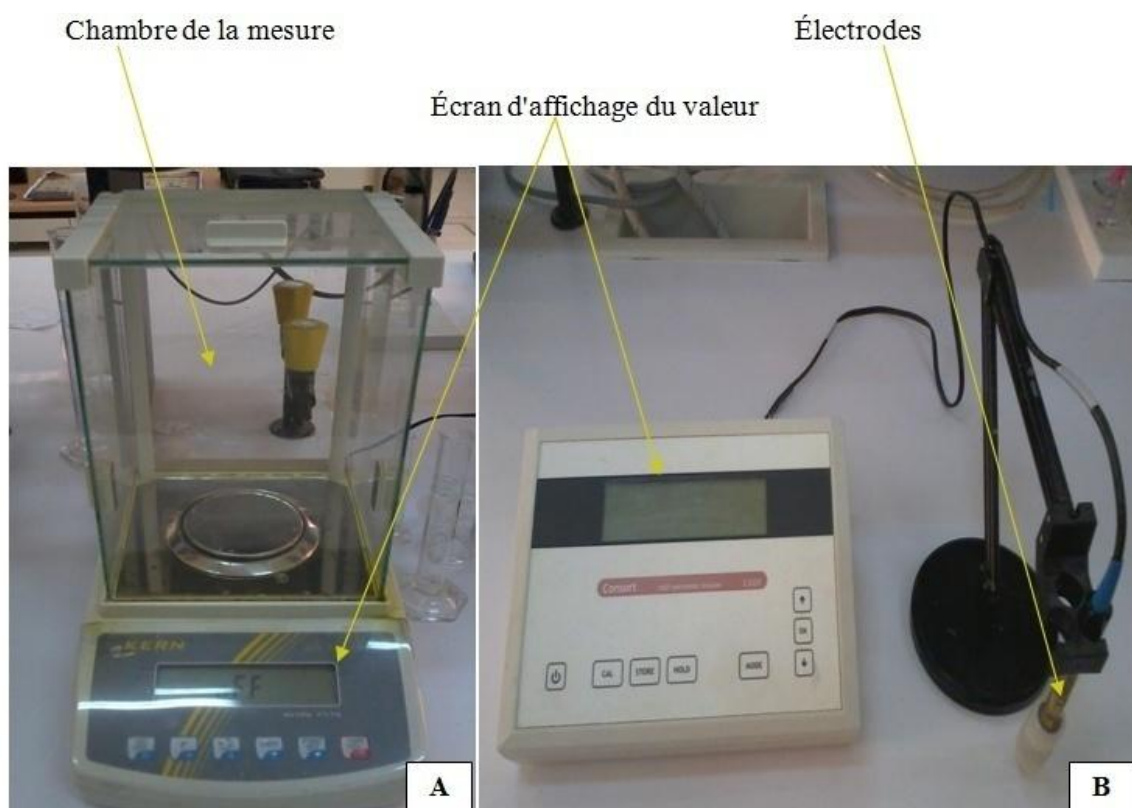


Figure 12: A: Balance analytique (type KERN) ; B: pHmètre (type Consort) (photo originale).



Figure 13: Etuve (type MEMMERT) (photo originale).

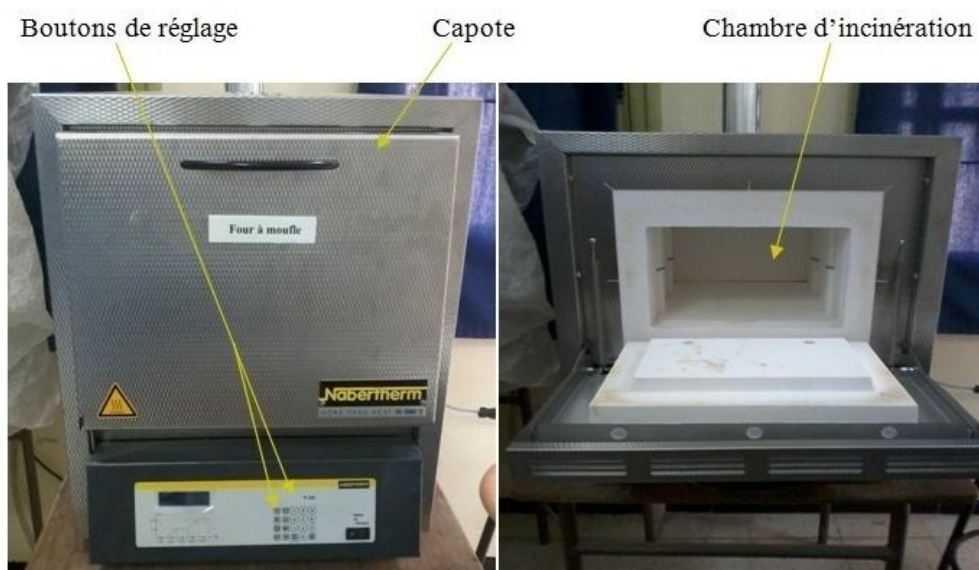


Figure 14: Four à moufle (type Nabertherm) (photo originale).

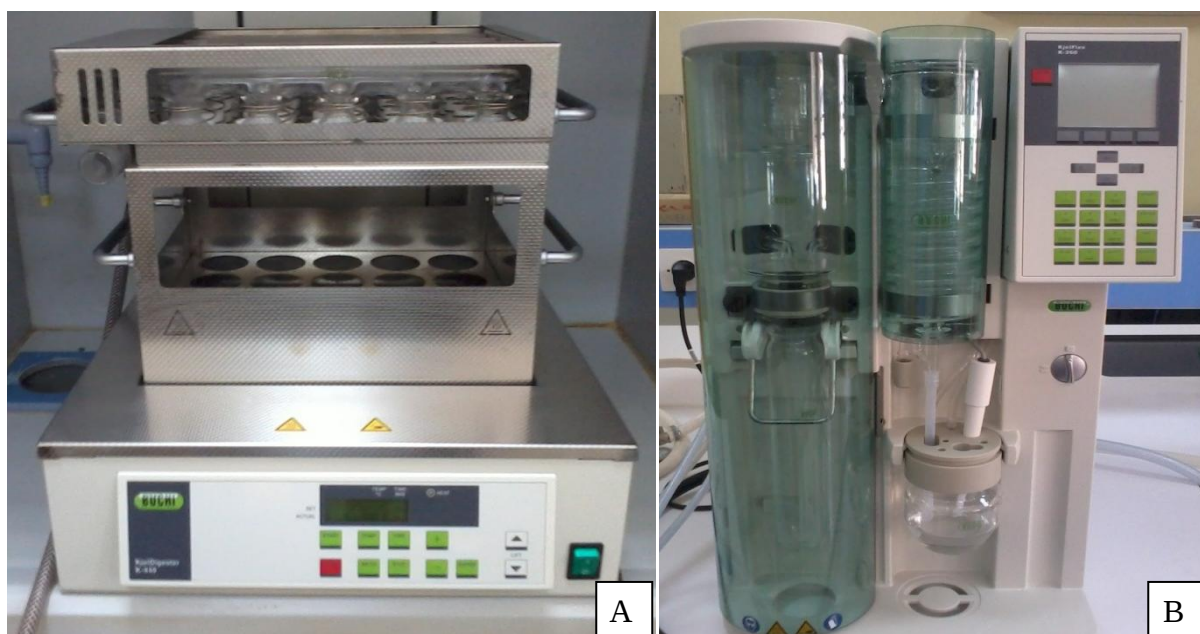
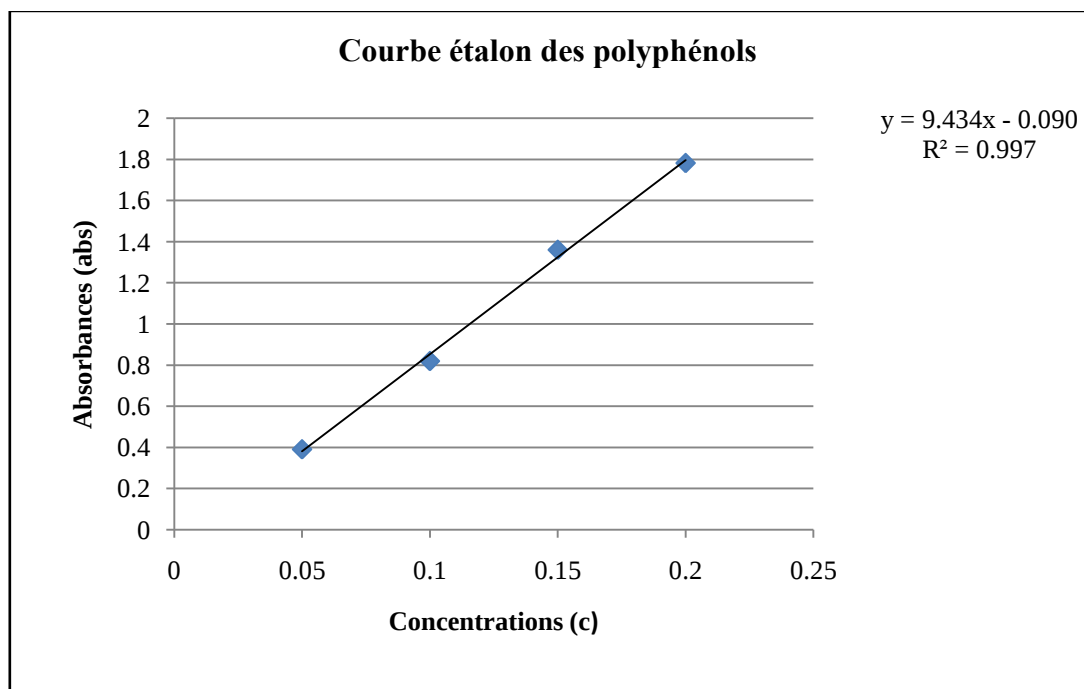


Figure 15: A: Minéralisateur (type KjelDigoster K- 449) ; B: Distillateur (type KjeFlex K- 360) (photo originale).

- **Autres**

- Béchers
- Eprouvettes graduées
- Erlenmeyer
- Mortier et pilon
- Micropipette
- Pipette graduée
- Thermos
- Plaque chauffante agitateur magnétique

- **Annexes 2 : Courbe étalon des polyphénols**



- **Annexes 3 : Volume (ml) de gaz produit à chaque intervalle de temps.**

Substrats	Production de gaz après						
	h 2	h 6	h 12	h 24	h 48	h 72	h 96
A. halimus	1	15	22.26	30.19	39.25	49.5	50.62
<i>S. mollis</i>	0	10.25	14.2	28.36	37.94	46.24	46.52
<i>Z. album</i>	1.55	7.59	13.54	28.44	30.73	33.45	35.44
Vesce-avoine	2.62	8.45	12.44	32.18	39.24	39.28	39.56

Résumé

Cette étude avait pour objectif principal d'estimer la valeur nutritive de quelques plantes halophytes broutées par le dromadaire prélevées d'un parcour salin d'une région aride d'Algérie (El-Oued), à travers deux aspects : la composition chimique et la fermentation *in vitro* par le microbiote ruminal du dromadaire. Les substrats retenus pour cette étude sont : l'*Atriplex halimus* L, *Sueda mollis*, et le *Zygophyllum album*, comparativement à un substrat standard qui est le foin de vesce-avoine.

Les résultats de l'analyse chimique révèlent que tous les substrats renferment des teneurs élevées et peu différentes en MS, des teneurs élevées en MO et intermédiaire en MM par rapport à substrat de référence ($P < 0,05$). Les résultats obtenus suggèrent que la teneur en MAT est plus élevée chez les deux amaranthaceae: *S. mollis*, (162,5 g/kg MS) et l'*A. halimus*, (150,4 g/kg MS). Par contre, elles contiennent une très faible quantité en composés phénoliques. En outre le *Z. album* a teneur faible en MAT (70,4 g/kg MS) et une teneur intermédiaire en PP.

Les résultats de la fermentation *in-vitro* par le microbiote ruminal du dromadaire révèlent que la production de gaz totale, engendrée par la dégradation anaérobie de ces substrats, à l'exception du *Z. album*, bien que supérieure ($P < 0,05$) à celle du foin de vesce-avoine. Le profil fermentaire de dégradation des substrats *in vitro* s'oriente vers une production accrue en dioxyde de carbone (CO_2). Les résultats de la digestibilité de la MS et MO montre que les substrats étudiés sont digestibles.

Mots-clés: halophytes, zone aride, dromadaire, valeur nutritive, composition chimique, microbiote ruminal, fermentescibilité *in vitro*, digestibilité

الملخص

هذه الدراسة تهدف إلى تقدير القيمة الغذائية لبعض النباتات الملحية التي ترعى عليها الإبل تم جمعها من منطقة جافة في الجزائر (الوادي)، من خلال جانبين: التركيب الكيميائي والتخمير المخبري من طرف ميكروبيوت كرش الجمل. النباتات التي تم استعمالها في هذه الدراسة هي: *Atriplex halimus*, *Sueda mollis* و *Zygophyllum album*، مقارنة بمادة قياسية و تتمثل في بقايا قش الشوفان. أظهرت نتائج التحليل الكيميائي أن كل النباتات تحتوي على مستويات عالية ومختلفة إلى حد ما في المادة الجافة، مستويات عالية من المادة العضوية و وسطية من المادة المعدنية مقارنة بالمادة القياسية ($P < 0.05$). وتشير النتائج إلى أن المحتوى من المادة الأزوتية كان أعلى في كل من *Sueda mollis* (162,5 g/kg MS) و *Atriplex halimus* (150,4 g/kg MS). على عكس ذلك، يحتويان على كمية صغيرة جدا من المركبات الفينولية. كما تحتوي *Zygophyllum album* على كمية منخفضة من المادة الأزوتية الكلية (70,4 g/kg MS) و وسطية من المادة الفينولية.

و قد كشفت نتائج التخمير المخبري بواسطة ميكروبيوت الجمل أن إنتاج الغاز الكلي الناتجة عن التحلل اللاهوائي لهذه النباتات بإستثناء *Z. album*، أعلى من بقايا قش الشوفان ($P < 0.05$). كما يتجه منحنى التخمير المخبري لهذه النباتات نحو إنتاج غاز ثاني أكسيد الكربون (CO_2). تبين نتائج هضم المادة الجافة و المادة العضوية أن هذه النباتات قابلة للهضم.

الكلمات المفتاحية: نباتات ملحية، مناطق جافة، جمل، قيمة غذائية، مركبات كيميائية، ميكروبيوت الكرش، تخمر مخبري، هضم.