

République Algérienne Démocratique et Populaire

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

Université MENTOURI Constantine

Faculté des Sciences

Département des Sciences de la Nature et de la Vie

N° d'ordre :

N° de série :

Mémoire

**Présenté en vue de l'obtention du diplôme de magister
en Biochimie et Microbiologie Appliquée**

Par : RACHEDI Kounouz

Thème

**Étude de la fermentescibilité *in vitro* de plantes
présahariennes par la microflore ruminale
d'ovins.**

**Évaluation de la contribution spécifique des
différentes fractions pariétales au pool des
produits fermentaires.**

Soutenu le :

Devant le jury :

Président :	RAHMOUNE C.	Prof. Univ. Constantine
Rapporteur :	BOUSSEBOUA H.	Prof. Univ. Constantine
Examineurs :	BOULAHROUF A.	M. C. Univ. Constantine
	MECHAKRA-MAZA A.	M. C. Univ. Constantine

ANNÉE UNIVERSITAIRE : 2004/2005

REMERCIEMENTS

Le travail abordé, au cours de cette étude, entre dans le cadre d'un projet de recherche portant principalement sur l'étude de l'aptitude de la microflore ruminale à métaboliser différents sous-produits issus de l'agriculture et de l'industrie agroalimentaire en zones arides et semi-arides.

Je tiens à exprimer mon profond respect et toute ma gratitude à mon directeur de thèse Monsieur le professeur BOUSSEBOUA H., je le remercie infiniment pour toute son aide, ses précieux conseils, le suivi et l'orientation dont j'ai pu bénéficier.

Je remercie vivement :

Monsieur RAHMOUNE C. professeur à l'université de Constantine

qui me fait l'honneur de présider mon jury.

Monsieur BOULAHROUF A. et Madame MECHAKRA-MAZA A. Maîtres de conférence à l'université de Constantine, qui me font l'honneur d'accepter de juger mon travail, et de faire partie de mon jury.

Monsieur ARHAB R., chargé de cours à l'université de Tébessa, pour ses conseils et son soutien.

Enfin, tous ceux et toutes celles qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, en particulier, Mademoiselle MOUAS T.N., responsable du laboratoire de contrôle de la qualité et de la conformité « CIRTA LAB », et mon camarade Monsieur MEDJEKAL S.

La production animale rencontre de nombreux problèmes en ALGERIE, particulièrement dans les zones arides et semi-arides, du fait de la gestion des techniques d'élevage et de la spécificité des fourrages, peu digestibles et au potentiel nutritionnel réputé très faible. C'est pourquoi, la priorité des chercheurs travaillant dans ce domaine est de trouver des compléments alimentaires locaux qui puissent remplir trois conditions essentielles : une abondance sur le site d'élevage, des prix abordables pour les éleveurs et surtout un potentiel nutritionnel avéré et exploitable.

Des études menées dans des régions arides aux quatre coins du monde révèlent que de nombreux résidus de récoltes agricoles remplissent ces trois exigences qui rendent leur incorporation dans la ration alimentaire tout à fait envisageable, limitant ainsi l'emploi de protéines animales au coût onéreux et non disponibles dans notre pays autrement qu'à l'importation.

Parmi le potentiel existant en ALGERIE, la phoeniculture est à l'origine de nombreux sous-produits agricoles: les déchets de dattes, les noyaux de dattes et les palmes sèches.

L'incorporation d'un nouvel aliment dans le régime alimentaire du bétail nécessite une parfaite connaissance de ses caractéristiques nutritives : l'analyse chimique ne peut pas à elle seule expliquer tous les aspects de la digestion, elle doit être complétée par d'autres techniques qui simulent l'atmosphère particulière du rumen dans les moindres détails, tout en étant simples et économiques. Parmi les différentes méthodes développées tout au long de ces dernières années, la technique de la production de gaz *in vitro* est de loin la plus économique, car elle se situe en amont de la digestion animale et rend compte de la fermentescibilité des substrats alimentaires végétaux qui est la condition indispensable à leur valorisation nutritionnelle par l'animale, puisque par lui-même il est incapable de digérer les nutriments végétaux, les enzymes nécessaires à ce processus étant absents de son tube digestif.

Dans ce cadre on s'est intéressé aux palmes sèches et plus précisément à l'étude de leur fermentescibilité *in vitro* par la microflore ruminale d'Ovins, comparativement au Drinn qui est une plante abondante et appréciée au sud, et à la paille d'orge prise comme substrat standard de référence.

1-ANATOMIE DU TUBE DIGESTIF :

L'estomac des ruminants est constitué de quatre cavités (figure 1) : le rumen (panse), le réseau (bonnet /réticulum), le feuillet (omasum) et la caillette (abomasum), c'est une particularité biologique anatomique et physiologique essentielle de leur tube digestif (15,91).

1-1-LE RUMEN :

Le rumen est tapissé de nombreuses papilles qui permettent d'étendre la surface d'absorption des nutriments dont certains produits du métabolisme des microorganismes (91). C'est le compartiment le plus volumineux, avec plus de 90 % du volume total des trois autres organes (figure 1). C'est aussi le site principal de localisation des bactéries, des protozoaires et des champignons digestifs (15). Le rumen joue un rôle majeur dans la digestion, puisque 60 à 90 % des aliments ingérés y sont digérés. Il est souvent comparé à un fermenteur continu, où l'apport de substrats pour la microflore ruminale est quasi-régulier (grâce au processus de la rumination), et où l'élimination des produits terminaux issus de la digestion ruminale est aussi régulière par l'évacuation périodique des fécès (42,91).

1-2-LE RESEAU :

Il possède une ouverture sur le rumen assez large, c'est pourquoi certains auteurs l'associent au rumen et surnomment l'ensemble : réticulo-rumen (43). Sa muqueuse est hérissée d'alvéoles qui augmentent la surface de contact avec les aliments. Le réseau joue le rôle d'un filtre, puisque seules les particules alimentaires dont la taille est inférieure ou égale à 1mm (chez le mouton) passent vers le feuillet (91). Il intervient aussi dans la remontée du bol alimentaire lors de la rumination.

1-3-LE FEUILLET :

Le feuillet est plissé comme un livre (d'où son nom), sa surface intérieure est constituée de lamelles longitudinales de grande taille. En aval, le feuillet est largement ouvert sur la caillette. Il est responsable de l'absorption de jusqu'à 70 % de l'eau (91).

1-4-LA CAILLETTE :

Les fonctions digestives de la caillette sont comparables à celles de l'estomac des mammifères monogastriques, puisque des glandes digestives présentent uniquement dans cette poche sont à l'origine de la production de la pepsine et de l'acide chlorhydrique qui décomposent les aliments (15).

2-PARAMETRES PHYSICO-CHIMIQUES DE L'ENVIRONNEMENT RUMINAL :

2-1-LA TEMPERATURE :

La température du rumen se situe entre 39 et 40°C, cependant elle peut atteindre la valeur de 41°C lors d'activité fermentaire intense (15,40).

Le métabolisme ruminal intense se traduit par une production de chaleur qui permet aux animaux ruminants de résister efficacement aux basses températures (91).

2-2-LE pH :

Le rumen se caractérise par un important pouvoir tampon (pH = 6 à 7), qui est le résultat de l'association de trois facteurs :

- L'apport de minéraux (bicarbonates et phosphates) de la salive.
- L'absorption des produits terminaux de la fermentation à travers l'épithélium du rumen, et leur évacuation avec le flux sortant du rumen.
- Le propre pouvoir tampon des aliments ingérés (15,30,42,49).

Les fluctuations du pH sont donc limitées, mais des valeurs inférieures à 6 peuvent apparaître lors de l'ingestion d'aliments riches en glucides solubles et en amidon altérant ainsi la digestion des fibres (75,77,78).

2-3-LE POTENTIEL D'OXYDO-REDUCTION :

Le rumen se caractérise par une absence d'oxygène, et un potentiel redox très bas, inférieur à -350 mv (30,42).

2-4-LA PRESSION OSMOTIQUE :

La pression osmotique du rumen est voisine de celle du sang, et à chaque fois qu'une variation survient, suite à l'hydratation ou à l'ingestion d'aliments, l'équilibre est rétabli grâce à la perméabilité de la paroi ruminale à l'eau qui stabilise la teneur en eau du jus ruminal à 85-90% (15,42).

2-5-LA PHASE GAZEUSE :

Le mélange de gaz est fait principalement de 65% de CO_2 et de 35% de méthane (CH_4). D'autres gaz comme l'hydrogène (H_2), le sulfure d'hydrogène (H_2S) et l'oxygène (O_2) sont présents mais en quantités négligeables (42).

Toutes ces caractéristiques de l'environnement ruminal sont propices au développement d'une population microbienne diversifiée constituée de bactéries, de champignons et de protozoaires, tous anaérobies.

3-PROCESSUS DE DEGRADATION DES POLYOSIDES CONSTITUTIFS

DE LA PAROI VEGETALE :

Une cellule végétale comprend un protoplaste et une enveloppe dont l'épaisseur augmente avec l'âge (41).

La partie végétative renferme des polysides de réserve (amidon, fructosanes), quelques quantités de glycoprotéines et quelques lipides complexes (cire, cutine, subérine), alors que la paroi végétale se caractérise par une teneur élevée en glucides pariétaux complexes (15,29).

3-1-COMPOSITION DE LA PAROI VEGETALE :

Les polyosides structuraux (cellulose, hémicelluloses et substances pectiques) constituent la forme essentielle de stockage de l'énergie des végétaux. Ils représentent 40 à 60 % de la matière sèche des fourrages (29).

3-1-LA CELLULOSE :

C'est le matériel structural de base des parois cellulaires des végétaux supérieurs, elle représente 32 à 47 % du poids sec du fourrage (15).

C'est un polymère formé de longues chaînes linéaires d'unités D-glucose liées en $\beta(1-4)$, (figure 2). Entre les chaînes parallèles s'établissent des liaisons intra et inter chaînes qui conduisent à la formation de microfibrilles et de zones cristallines qui confèrent une grande stabilité à la paroi végétale.

La cellulose est normalement entièrement digestible (9,15,29).

3-1-2-LES HEMICELLULOSES :

Leur concentration est de 15 à 40 % de matière sèche chez les Graminées, et de 8 à 15 % chez les Légumineuses (29).

Ce sont des hétéropolymères amorphes, composés d'oses neutres (D-xylose, D-mannose, D-glucose, D-galactose, L-arabinose) et d'acides (acide 4-O-méthyl glucuronique et acide glucuronique), reliés entre eux par des liaisons $\beta(1-4)$, $\beta(1-3)$ ou $\beta(1-6)$, (figure 3).

Les hémicelluloses sont partiellement digestibles (15,29).

3-1-3-LES SUBSTANCES PECTIQUES :

Leur concentration est de 1 à 4 % de matière sèche chez les Graminées, et de 10 à 15 % de matière sèche chez les Légumineuses (41).

Elles sont constituées d'une chaîne principale d'unités d'acide galacturonique liées en $\beta(1-4)$. De place en place, on rencontre des unités de L-rhamnose liées aux acides galacturoniques. Ce squelette porte des chaînes latérales composées essentiellement de galactose et d'arabinose (9,29,95), (figure 4).

3-1-4-LA LIGNINE :

C'est un hétéropolymère phénolique formé de nombreux noyaux aromatiques portant des atomes d'oxygène liés à des chaînes linéaires à trois atomes de carbone.

La liaison avec les hémicelluloses s'effectue par des microfibrilles de cellulose et aboutit à une structure dense et résistante.

La lignine est totalement indigestible (12,75), (Figure 5).

3-2-MICROFLORE RUMINALE RESPONSABLE DE LA DEGRADATION DE LA PAROI VEGETALE :

Dans le rumen se développent trois principaux groupes microbiens spécifiques et anaérobies : bactéries, protozoaires et champignons.

3-2-1-LES BACTERIES :

L'implantation des bactéries dans le rumen n'est pas conditionnée par la consommation d'aliments solides, puisqu'elles apparaissent en population significative dès le quatrième jour après la naissance. Leur nombre atteint 10^{10} à 10^{11} cellules/ml. Elles représentent l'ensemble le plus varié puisqu' environ 300 espèces ont été décrites dont 30 sont exclusives au milieu ruminal (28,29,30,79).

Les bactéries sont classées selon leur aptitude à dégrader et à fermenter les substrats en bactéries cellulolytiques, amylolytiques, pectinolytiques, uréolytiques et protéolytiques. Ou bien selon leur état de présence dans le rumen : bactéries libres dans le liquide ruminal, adhérentes à la muqueuse du rumen, ou fixées aux particules alimentaires (75 %) (9,30,75).

Le groupe de bactéries le plus important est celui des bactéries cellulolytiques.

3-2-1-1-CLASSIFICATION SELON LEUR FONCTION :

3-2-1-1-1-LES BACTERIES CELLULOLYTIQUES :

Leurs principales espèces sont : *Ruminococcus albus*, *Ruminococcus flavefaciens* (tous deux des cocci), *Butyrivibrio fibrisolvens*, et *Fibrobacter succinogenes* (qui sont

des bacilles). Ces souches ruminales sont capables d'hydrolyser complètement la cellulose cristalline telle que le coton (30).

Le cellobiose, issu de l'hydrolyse de la cellulose, est utilisé par les espèces qui le produisent et d'autres microorganismes qui ne peuvent pas dégrader la cellulose (75).

L'activité cellulase de *R. albus* et l'attachement de *F. succinogenes* à la cellulose peuvent être inhibés si le cellobiose s'accumule dans le milieu.

Les espèces citées dégradent aussi les hémicelluloses mais ne semblent pas être capables d'utiliser les produits de cette hydrolyse.

Si le pH du milieu chute à 6 la cellulolyse et la multiplication des bactéries cellulolytiques diminuent, en dessous de 5,6 les deux processus s'arrêtent (75), (figure 6).

3-2-1-1-2-LES BACTERIES AMYLOLYTIQUES :

Les espèces représentatives de ce groupe sont : *Selenomonas ruminantium* et *Streptococcus bovis*. La plupart des bactéries hydrolysant l'amidon sont incapables d'utiliser la cellulose (42,75).

S. bovis produit de l'acétate et de l'éthanol, quand sa croissance est normale. Mais la disponibilité d'une source azotée en quantité suffisante accroît sa multiplication, et cette espèce tend alors à produire du lactate qui en s'accumulant peut provoquer de sévères acidoses (pH = 5) (75).

3-2-1-2-CLASSIFICATION SELON LEUR ETAT DE PRESENCE DANS LE RUMEN :

3-2-1-2-1-LES BACTERIES LIBRES :

Le 1/3 des bactéries se trouvent à l'état libre dans la phase liquide des digesta, elles utilisent les substances libérées dans le milieu ruminal en se développant vers les régions de forte concentration en substrats préférentiels.

3-2-1-2-2-LES BACTERIES ADHERENTES :

Elles adhèrent soit aux particules alimentaires (70 %), soit à la paroi ruminale.

L'importance des bactéries adhérentes à la paroi ruminale se résume en quatre points :

- Elles utilisent les cellules desquamées à forte teneur en kératine (protéine peu digestible) provenant du renouvellement de la paroi interne ruminale, limitant ainsi une perte non négligeable en protéines.
- Elles ont la capacité de transformer une partie de l'urée alimentaire, qui diffuse à travers la paroi ruminale, en ammoniacque assimilable par les autres bactéries, ce qui favorise un gradient chimique impliquant un passage plus important d'urée vers le rumen.
- Elles peuvent utiliser l'oxygène diffusant à partir du sang à travers la paroi ruminale pendant l'oxydation, jouant un rôle de protection vis-à-vis des bactéries anaérobies strictes.
- Elles jouent un rôle dans le transfert des acides gras volatils et des composés soufrés à travers la paroi épithéliale.

3-2-2-LES PROTOZOAIRES :

Ce sont des organismes eucaryotes unicellulaires mobiles. On distingue :

- Les protozoaires ciliés : Ce sont les protozoaires les plus importants par leur nombre et leur influence sur la digestion, leur concentration est de 10^4 à 10^6 /ml. Ils sont présents à l'état libre ou sont fixés aux particules végétales. Ils sont 20 à 100 fois plus grands en taille que les bactéries. On distingue les holotriches et les entodiniomorphes, ces derniers ont une grande capacité à ingérer des particules solides de petite taille (grains d'amidon et fibres cellulosiques), ils ingèrent aussi continuellement des bactéries (30).
- Les protozoaires flagellés : leur concentration est plus faible (10^3 à 10^4 /ml), ce sont des organismes pouvant aussi ingérer des bactéries (29,75).

Bien que les protozoaires produisent des enzymes qui participent directement à la digestion, leur présence n'est pas indispensable à la vie des ruminants (30).

Leur culture sur milieu synthétique est particulièrement difficile du fait de leurs exigences nutritionnelles et de leur sensibilité aux changements physico-chimiques du milieu.

La fonction cellulolytique a été observée chez plusieurs espèces de protozoaires ciliés. Cependant la production de cellulases par des bactéries intracellulaires n'est pas à exclure. Les activités hémicellulolytique et pectinolytique sont observées chez une dizaine d'espèces (29).

10% de l'activité protéolytique et 30 à 40% de la fonction lipolytique sont assurées par les protozoaires ciliés (13,30,72,75).

La plupart des protozoaires utilisent l'amidon qu'ils stockent sous forme de polymères insolubles : amylopectines (qui représentent le 1/3 des glucides solubles ingérés) (9,15,18).

La transmission des protozoaires ciliés d'un animal à un autre se fait par la salive, néanmoins leur développement nécessite l'établissement préalable de la microflore bactérienne et fongique (30).

3-2-3-LES CHAMPIGNONS :

Les champignons apparaissent à 8 jours, avant que l'animal n'ingère d'aliments solides. Ils représentent 8% de la biomasse microbienne totale du rumen. Les principaux genres sont : *Neocallimastix* et *Piromyces* (30).

Les champignons sont généralement localisés sur les tissus à parois épaisses et/ou lignifiées (37,39). Ils sont dotés d'une activité cellulolytique, hémicellulolytique et protéolytique mais ils ne dégradent pas les pectines et la lignine (9,42).

3-2-4-IMPORTANCE DES MICROORGANISMES CHEZ LES RUMINANTS :

Les microorganismes assurent la couverture des besoins de l'animal en énergie (grâce aux acides gras volatiles issus des différentes fermentations), en acides aminés (libérés par les corps microbiens qui passent dans l'intestin), et en vitamine B (29,81). De plus, ils ont la capacité de métaboliser et détoxifier certains composants nocifs naturellement présents dans les plantes (acide oxalique, mimosine) exerçant ainsi une fonction protectrice vis-à-vis de l'animal hôte (30).

3-3-STRATEGIE D'ATTAQUE DE LA PAROI VEGETALE :

La dégradation des glucides pariétaux nécessite obligatoirement l'attachement des microbes aux particules alimentaires pour que leurs enzymes puissent pénétrer

à l'intérieur des structures fibreuses, et commencer les processus d'hydrolyse et de fermentation (15,29,30).

3-3-1-ADHESION DES MICROORGANISMES AUX PARTICULES

ALIMENTAIRES :

Ce phénomène essentiel est la première étape dans le processus de la cellulolyse et de la dégradation des aliments. Il augmente leur temps de rétention dans le rumen et rend l'action microbienne plus efficace en concentrant les enzymes hydrolytiques sur leurs tissus cibles.

3-3-1-1-ADHESION DES BACTERIES :

La flore bactérienne fixée aux particules alimentaires est estimée à 50-80%. 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 (9,29,42). Les bactéries se fixent peu ou pas aux parois lignifiées (9).

3-3-1-2-ADHESION DES PROTOZOAIRES :

Un grand nombre de protozoaires est rencontré dans la phase liquide du rumen, certains se trouvent fixés sur les particules alimentaires.

La stratégie d'attaque des 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 ciliés peuvent ainsi s'insérer sous l'épiderme des parois végétales (29,30,42).

3-3-1-3-ADHESION DES CHAMPIGNONS :

Tous les champignons se trouvent fixer aux particules alimentaires, ils colonisent préférentiellement les tissus lignifiés séjournant le plus longtemps dans le rumen.

Lors de la germination, les zoospores du sporange se fixent sur le tissu végétal et se développent ensuite au cours du cycle végétatif. Le système rhizoïdale du thalle pénètre le fragment végétal, alors que le sporange se développe sur la partie extérieure de la particule végétale et le cycle reprend : De nouvelles zoospores sont libérées du sporange mûr et attaquent les autres tissus végétaux, permettant ainsi l'accès rapide aux glucides non immédiatement disponibles pour les bactéries (29,30).

Le phénomène d'adhésion est donc essentiel pour l'efficacité des activités microbiennes, les microorganismes adhérents aux particules solides ne sont pas éliminés lors des déplacements de la phase liquide et restent dans le rumen aussi longtemps que les fragments alimentaires.

3-3-2-EQUIPEMENT ENZYMATIQUE IMPLIQUÉ DANS LE PROCESSUS DE LA DÉGRADATION :

Les microorganismes du rumen possèdent un équipement enzymatique leur permettant d'hydrolyser la quasi-totalité des liaisons présentes dans les composés pariétaux, excepté la lignine (29,62).

La dégradation de la cellulose, surtout la forme cristalline, et des hémicelluloses nécessite la présence de nombreuses enzymes ayant des modes d'action différents et pouvant agir en synergie :

- **Cellulases** : hydrolysent divers substrats cellulosiques et dérivés contenant des liaisons $\beta(1-4)$.
- **Endoglucanases** : hydrolysent les liaisons glycosidiques $\beta(1-4)$ au hasard à l'intérieur de la chaîne de cellulose donnant naissance à des cellodextrines (composés de 3 à 7 unités de glucose), du cellobiose et du glucose.
- **Exoglucanases** : hydrolysent la cellulose à partir de son extrémité non réductrice en libérant du cellobiose.
- **Cellodextrinases** : hydrolysent les cellodextrines en cellobiose et cellotriose.
- **β . glucosidases (cellobiases)** : Scindent le cellobiose en glucose (30,42).

Les cellulases produites par les bactéries cellulolytiques (*Ruminococcus albus*, *Ruminococcus flavefaciens*, *Fibrobacter succinogenes*) sont plus actives à des pH allant de 6 à 6,8 et à des températures supérieures à 41°C (38,42).

Les zoospores des champignons produisent des enzymes extracellulaires mais associées à la paroi fongique, il s'agit de polysaccharidases (exocellulases, endocellulases, cellodextrinases) qui dépolymérisent la cellulose et les hémicelluloses en libérant des oligosaccharides (30,42).

3-3-3-HYDROLYSE DES GLUCIDES PARIETAUX ET FERMENTATION :

La multiplicité et la complexité des enzymes et des microorganismes qui les synthétisent confèrent à l'écosystème ruminal une grande efficacité à dégrader les parois végétales. En effet, les microorganismes qui assurent la transformation des polysides structuraux en composés assimilables par l'animal sont organisés en chaîne trophique, (figure 7) : des microorganismes hydrolytiques dépolymérisent les polysides pariétaux en molécules plus courtes jusqu'au stade dimère, puis monomère (cellobiose, xylobiose, xylose, glucose,...), ces réactions constituent la phase hydrolytique. Cette dernière est suivie de la phase fermentaire où les oses sont fermentés en pyruvate puis en acides gras volatils AGV : acétate, propionate et butyrate en plus de l'hydrogène et du CO₂, ce dernier est réduit par les bactéries méthanogènes en CH₄.

D'autres métabolites fermentaires, éthanol, lactate, succinate ne s'accumulent pas car ils sont catabolisés par d'autres espèces au fur et à mesure de leur production (29,42).

3-3-4-INTERACTIONS MICROBIENNES :

Les interactions mutuelles entre les différentes espèces de microorganismes sont hautement complexes, on y trouve tous les genres de la vie communautaire :

- La compétition : deux espèces dépendent du même substrat.
- Le neutralisme : deux espèces co-existent sans influence réciproque.
- Le commensalisme : la croissance d'une espèce dépend d'une autre sans que celle-ci soit influencée.
- Le syntrophisme : c'est le transfert d'hydrogène obligatoire à partir de souches hydrogénophiles.

- La prédation : le cas des protozoaires qui ingèrent des bactéries (30,75).

3-3-4-1-INTERACTIONS ENTRE ESPECES BACTERIENNES :

On peut citer plusieurs exemples :

- Les métabolites, produits par certaines espèces, sont utilisés comme source énergétique par d'autres. Ainsi les oses et les acides uroniques, libérés de l'hydrolyse de la cellulose, des hémicelluloses et de la pectine par les espèces hydrolytiques, servent de sources énergétique et carbonée aux espèces fermentaires qui les transforment en AGV. Il faut donc la complémentarité de ces deux groupes bactériens pour aboutir à la dégradation et à la fermentation des polymères.
- La dépendance des bactéries cellulolytiques vis-à-vis des non-cellulolytiques, les premières utilisent l'ammoniac comme source d'azote et requièrent également pour leur croissance des AGV ramifiés qui sont justement fournis par l'activité des espèces protéolytiques, uréolytiques et celles désaminant les acides aminés. En retour, le groupe des bactéries cellulolytiques leur fournit les substrats énergétiques nécessaires à leur croissance.
- Le succinate est décarboxylé en propionate par *Selenomonas ruminantium*. La majeure partie du propionate formé dans le rumen résulte de ce type d'interaction entre *S. ruminantium* et les espèces productrices du succinate. Ceci est très important en raison du rôle du propionate qui est le seul substrat précurseur de la néoglucogénèse chez l'animal.
- Le transfert interspécifique d'hydrogène : l' H_2 issu de la fermentation des glucides est immédiatement utilisé par les espèces méthanogènes, pour réduire le CO_2 en CH_4 . Ce transfert d' H_2 métabolique entre espèces productrices et espèces hydrogénophiles est fondamental dans le fonctionnement des écosystèmes anaérobies. La conséquence de cette interaction est la déviation des voies métaboliques de fermentation. En effet, tous les microorganismes utilisent la voie

d'Embden-Meyeroff-Parnass (E.M.P.) pour oxyder les oses en pyruvate. Au cours de cette glycolyse le NAD^+ (co-enzyme assurant le transport d'électrons) est réduit en $\text{NADH} + \text{H}^+$, pour que la fermentation puisse se poursuivre le NAD^+ qui en quantité limitée dans la cellule bactérienne doit être régénéré. La stratégie de réoxydation du $\text{NADH} + \text{H}^+$ en NAD^+ varie selon les espèces. Le résultat de cette réoxydation est la production de certains composés réduits : du butyrate, du succinate qui est ensuite décarboxylé en propionate, du lactate et de l'éthanol. Le lactate et l'éthanol, présents dans les cultures pures des espèces qui les produisent, ne sont pas détectés dans le rumen à cause du transfert interspécifique d' H_2 qui dévie le métabolisme des espèces fermentaires. En culture pure, *Ruminococcus albus* produit de l'éthanol, de l'acétate, de l' H_2 et du CO_2 . Par contre en présence d'une espèce méthanogène l'éthanol est inexistant. *R.. albus* régénère le NAD^+ en oxydant le $\text{NADH} + \text{H}^+$ en NAD^+ et H_2 . Or cette réaction n'est possible qu'à très faible pression partielle en H_2 (10^{-4} atm) et elle est donc inhibée en monoculture dès que l' H_2 s'accumule. Mais dans le rumen, les espèces méthanogènes utilisent l' H_2 pour former du CH_4 , et donc il n'y a pas d'accumulation d' H_2 , le NAD^+ est complètement régénéré et l'acétyl coA est totalement transformé en acétate. Ce type d'interaction conduit à l'amélioration du rendement énergétique et de la synthèse microbienne (29).

3-3-4-2-INTERACTIONS BACTÉRIES/ PROTOZOAIRES :

L'interaction la plus évidente entre les protozoaires ciliés et les bactéries est la relation : prédateur / proie.

Les protozoaires avalent et tuent rapidement les bactéries qui constituent leur principale source de constituants azotés. En effet, les protéines et acides aminés bactériens sont incorporés, avec ou sans modification, dans les protéines des protozoaires, par contre les acides nucléiques bactériens sont directement incorporés à ceux des protozoaires.

Le relargage des produits de la digestion des bactéries conduit à un important recyclage du carbone et de l'azote bactérien dans l'écosystème.

Les espèces méthanogènes qui sont extrêmement sensibles à l'O₂ sont protégées en présence de protozoaires aérotolérants qui ont la capacité d'utiliser l'O₂ (29,75).

3-3-4-3-INTERACTIONS BACTERIES/ CHAMPIGNONS :

Les champignons anaérobies du rumen sont fortement producteurs d'H₂ et vont donc interagir avec les bactéries hydrogénophiles.

3-3-4-4-INTERACTIONS PROTOZOAIRE/ CHAMPIGNONS :

Des protozoaires sont souvent observés sur le matériel végétal au niveau des sites de fixation des sporocystes matures des champignons, ce qui laisse supposer qu'ils peuvent se nourrir de zoospores lorsque celles-ci sont libérées (29).

4-LA DIGESTION DES GLUCIDES :

Les glucides solubles et l'amidon sont rapidement fermentés par les bactéries et les protozoaires, et une partie peut être stockée par ces derniers sous forme d'amylopectine, limitant ainsi la disponibilité de substrats pour les bactéries dont l'activité fermentaire est plus rapide et plus intense.

La fermentation des glucides solubles conduit à la formation d'AGV riches en butyrate, par contre celle de l'amidon entraîne une production accrue de propionate (42).

5-LA DIGESTION AZOTEE :

Un pH entre 6 et 7, et l'anaérobiose constituent les conditions pour une activité optimale des protéases. Les protéines sont hydrolysées dans le rumen en oligopeptides qui sont ensuite dégradés en peptides plus courts puis en acides aminés (figure 8). Ces derniers sont désaminés fournissant ainsi l'ammoniac utilisé par les différents groupes de microorganismes pour synthétiser leurs propres protéines.

Les microorganismes du rumen utilisent les peptides plus rapidement que les acides aminés libres correspondants et les incorporent à leurs protéines plus efficacement. Cela est probablement dû à un coût énergétique plus faible du transport des peptides à travers la paroi bactérienne, par rapport aux acides aminés libres. Les peptides sont hydrolysés

dans les cellules et fournissent alors les acides aminés intracellulaires nécessaires à la croissance des microorganismes.

Une partie des acides aminés est transformée en acides gras volatils, après désamination et décarboxylation, et seule une faible partie est incorporée directement aux protéines microbiennes. Une fraction de ces dernières est catabolisée dans le rumen pour former à nouveau du NH_3 , c'est le recyclage de l'azote microbien. Les protéines microbiennes non dégradées dans le rumen sont évacuées vers l'intestin où elles représentent la majeure partie (50 à 95%) des apports en acides aminés de l'animal (42).

6-LA DIGESTION DES LIPIDES :

Les lipides alimentaires sont principalement des triglycérides qui sont hydrolysés par les microorganismes en acides gras et glycérol. Ce dernier est métabolisé par la suite en acide propionique.

Une partie des acides gras est absorbée sur les particules alimentaires et sur les membranes microbiennes, les bactéries peuvent alors les stocker comme acides gras libres, les incorporer dans les structures cellulaires comme phospholipides ou les métaboliser en corps cétoniques.

En anaérobiose, les acides gras ne sont pas utilisés comme source d'énergie.

Les bactéries peuvent synthétiser à partir des AGV des acides gras à longues chaînes saturées, insaturées (16 à 18 atomes de carbone), ou ramifiées (15 à 17 atomes de carbone). Ils sont ensuite digérés dans l'intestin avec la matière organique microbienne (42).

7-PRODUITS TERMINAUX DES FERMENTATIONS ET LEURS UTILISATIONS :

Les oses produits, au cours de la dégradation des polymères pariétaux, sont fermentés en anaérobiose et conduisent à la formation d'acides gras à courte chaîne : acides acétique, propionique, butyrique, valérique et caproïque, et de gaz (CO_2 et CH_4). Des acides ramifiés sont également produits à partir de la fermentation des acides aminés (l'acide isobutyrique produit à partir de la valine, et l'acide isovalérique produit de la leucine).

La dégradation de la cellulose conduit principalement à la formation de l'acétate et de l'hydrogène qui est utilisé pour la synthèse du méthane. Celle des glucides solubles donne du butyrate, et celle de l'amidon produit du propionate et du CO_2 .

Les AGV représentent 70 à 80% de l'énergie totale absorbée, le reste provient du métabolisme des acides aminés et des lipides.

Le propionate est produit suite à l'ingestion de rations à base de grains et est utilisé au niveau du foie comme précurseur du glucose selon le processus de la néoglucogenèse.

Le butyrate provient de régimes hyperglucidiques alors que l'acétate est le résultat de l'ingestion de fourrage. C'est le précurseur de l'acétyl co-A qui intervient dans le métabolisme cellulaire de l'animal (synthèse des acides aminés et des acides gras).

L'énergie de la fermentation des oses est utilisée sous forme d'ATP par les bactéries pour la synthèse des protéines microbiennes qui sont utilisées dans l'intestin grêle du ruminant (9,29,49,75,78).

8-FACTEURS INFLUENCANT LA DIGESTION DES GLUCIDES PARIÉTAUX :

Les principaux facteurs agissant sur la digestion ruminale sont :

- La concentration en lignine : La lignine a un double effet négatif, en réduisant la pénétration des enzymes microbiennes dans les fibres et en inhibant chimiquement l'activité enzymatique.
- Le stade de maturité de la plante : la dégradation des glucides pariétaux dans le rumen diminue beaucoup au fur et à mesure que la plante vieillit. En effet, elle passe de 80-96% pour un fourrage jeune à 40-50% pour une plante âgée.
- La présence de substances anti-nutritionnelles comme les tanins, la silice et la cutine.
- Le traitement physico-chimique de l'aliment : broyage, attaque chimique ou biologique.
- Le broyage modifie la densité des particules ce qui diminue leur temps de séjour dans le rumen et donc leur accessibilité aux enzymes microbiennes.
- La nature de la ration : les compléments énergétiques, azotés et minéraux (phosphore, soufre) conditionnent la croissance microbienne et la production des enzymes.
- Les caractéristiques du rumen qui dépendent de l'animal (espèce, âge et état physiologique) (9).

1-MATERIEL VEGETAL :

Les substrats retenus pour cette étude ont été récoltés du sud algérien (région aide), il s'agit d'un sous produit de la phoeniculture : les palmes sèches, d'une plante poussant abondamment au sud : le Drinn, et d'un substrat standard qui est la paille d'orge pour la validation des différents essais.

1-1-LES PALMES SECHES :

Les palmes représentent la partie foliaire du palmier dattier, elles se dessèchent à sa base et sont remplacées par de jeunes palmes au sommet (14).

Les palmes sèches présentent en moyenne un taux de cellulose brute de 25,10% de matière sèche, par contre la matière azotée totale est moins disponible (6,48%) (6).

1-2-LE DRINN :

Le Drinn (*Aristida pungens*) est une plante vivace et ramifiée atteignant un mètre de hauteur, c'est une plante spontanée commune dans le Sahara, les dunes et les sites sableux où les éleveurs la distribuent comme aliment grossier aux ovins et aux caprins (14). Le Drinn présente 30,8% de MS de cellulose, 83,21% de paroi totale, un taux assez élevé en lignine 8,22%

et 5,25% de matière azotée totale (5).

1-3-LA PAILLE D'ORGE :

La paille est un sous-produit agricole issu des cultures céréalières, c'est une tige dépouillée de son grain (25). Dans les régions arides, les éleveurs l'utilisent comme aliment grossier du bétail. La paille d'orge renferme un taux faible de matière azotée totale (0,55%) et 86,9% de paroi totale (87).

2-METHODES :**2-1-ANALYSE CHIMIQUE DES SUBSTRATS :****2-1-1-DETERMINATION DE LA MATIERE SECHE :**

La matière sèche est obtenue après dessiccation des échantillons à 105° C jusqu'à poids constant (52).

2-1-2-DETERMINATION DES MATIERES MINERALE ET ORGANIQUE :

Une prise d'essai de 5 g est incinérée dans un four à moufle à 550° C pendant 5 heures (52). Le résidu sec représente la matière minérale (cendres) qui est déterminée selon l'équation suivante :

$$m_1 \times 100 / m_0 \times 100 / m_s$$

où : **m₀** : la masse en gramme de la prise d'essai.

m₁ : la masse en gramme du résidu.

m_s : poids sec exprimé en %.

2-1-3-DOSAGE DE LA MATIERE AZOTEE TOTALE :

L'azote total est dosé par la méthode de Kjeldhal. L'azote organique de l'aliment est minéralisé par l'acide sulfurique, l'azote ammoniacal formé (sulfate d'ammonium) est déplacé par la soude et dosé par l'acide sulfurique. Le taux des matières azotées totales (MAT) est obtenu par convention en multipliant le taux d'azote total par le coefficient 6,25.

Le produit à doser est minéralisé par l'acide sulfurique à chaud en présence d'un catalyseur approprié, tout l'azote organique est transformé en azote ammoniacal, qui est, par la suite, déplacé par une base forte (NaOH 10 N), et dosé après avoir été recueilli quantitativement dans une solution titrée d'acide borique (52).

2-1-4-DOSAGE DES NDF :

* **Principe** : Le traitement d'un fourrage par une solution au détergent neutre (Van Soest, 1963 ; Van Soest et Wine, 1967) permet en une seule opération d'extraire la majeure

partie des constituants du contenu cellulaire ; il extrait aussi des substances pectiques et une fraction de lignine. Le résidu pariétal obtenu NDF (neutral detergent fiber) contient donc bien la majeure partie des parois, mais aussi des résidus d'autres constituants (jusqu'à 15% des matières azotées) et des cendres (32,60,88).

*** Préparation de la solution au détergent neutre (NDS) :**

Pour la préparation de 6 litres :

- 175 g de sodium dodecyl sulfate ($\text{C}_{12}\text{H}_{25}\text{SO}_4\text{Na}$).
- 108,65 g d'acide éthylène diamine tetraacétique (EDTA).
- 39,72 g de borate de sodium dibasique.
- 26,6 g de phosphate de sodium dibasique.
- 58,32 ml de triéthylène glycol.

*** Dosage des NDF :**

- 1 g d'échantillon + 100 ml de NDS
- Ébullition pendant une heure.
- Filtrer sur creuset taré.
- Sécher et repeser.

2-1-5-DOSAGE DES ADF :

*** Principe :** les lignocelluloses sont des résidus qui contiennent la lignine, elles sont obtenues par une hydrolyse acide sévère du fourrage. L'ADF recouvre la cellulose en totalité, la lignine en majeure partie, une fraction variable des hémicelluloses, des substances pectiques et une fraction de matière minérale (32,60,88).

*** Préparation de la solution au détergent acide (ADF) :**

Pour la préparation de 6 litres :

- 167 ml d'acide sulfurique (H_2SO_4).
- 120 g de cetyltriméthylammonium bromide.

*** Dosage des ADF :**

- 1 g d'échantillon + 100 ml d'ADS.

- Ebullition pendant une heure.
- Filtrer sur creuset taré.
- Sécher et repeser.

2-1-6-DETERMINATION DES HEMICELLULOSES :

La teneur en hémicelluloses est la différence entre la valeur « hémicelluloses + cellulose + lignine » (NDF) et la somme « cellulose + lignine » (ADF). Cette différence est symbolisée par : NDF- ADF (88).

2-2-FERMENTESCIBILITE DES SUBSTRATS :

2-2-1-PREPARATION DES SUBSTRATS :

Les plantes étudiées sont coupées grossièrement, broyées puis passées sur un tamis de 1 mm. Les substrats ainsi calibrés sont séchés à 60° C et hermétiquement conservés à température ambiante.

2-2-2-TECHNIQUE DE LA PRODUCTION DE GAZ IN VITRO :

Toutes les étapes mentionnées sont décrites dans les articles de MENKE *et al* (1979), et MENKE et STEINGASS (1988) (64,65).

* **Préparation de la solution tampon :** il faut un mélange des cinq solutions suivantes :

- 1- La solution A : représentant la solution des microminéraux qui permettent la fixation de la microflore cellulolytique sur les fibres.
- 2- La solution B : c'est la solution tampon, composée de carbonate de sodium (NaHCO₃).
- 3- La solution C : c'est la solution des macrominéraux.
- 4- La solution D : composée de la résazurine qui est un indicateur du potentiel d'oxydoréduction.
- 5- La solution E : c'est la solution réductrice, constituée de Na₂S.

Pour la composition de ces cinq solutions et de la solution tampon de MENKE (voir annexe 2).

*** Préparation du milieu de fermentation :**

Pour la préparation de 1 Litre : 375 ml de mélange de trois jus de rumen sont ajoutés à 750 ml de la solution tampon réduite, ce milieu est maintenu sous CO₂ jusqu'à la fin de la technique.

*** Incubation et lecture :**

30 ml du milieu précédent sont ajoutés à 0,2 g de substrat dans des seringues de 65 ml munies d'un tuyau en caoutchouc de 5 cm coincé avec une pince de Mohr.

L'incubation se fait à 39° C avec une agitation de 9 tours/min.

Une répétition de 6 seringues est appliquée pour chaque substrat, en plus de 12 seringues témoins ne contenant pas d'échantillon.

Le déplacement du piston de la seringue dû à la production de gaz est noté après 3, 6, 9, 24, 48, 72 et 96 heures.

2-2-3-ETUDE QUALITATIVE ET QUANTITATIVE DES GAZ PRODUITS :

En injectant 4 ml de NaOH (10 N) dans chaque seringue, le piston se déplace suite à la réduction du CO₂ par la soude, le volume restant est celui du méthane.

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

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

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

V_{liq} : volume liquide

V_t : volume total de gaz produit.

2-2-4-DETERMINATION DE LA DIGESTIBILITE APPARENTE :

Le coefficient de digestibilité apparente est calculé après une centrifugation (12000 tours /min pendant 20 min) du contenu de chaque seringue, le culot est séché à 105° C pendant 72 heures puis pesé.

$$\text{CUDa \%} = \text{msi} - (\text{msr}_s - \text{msr}_b) \times 100 / \text{msi}$$

msi : matière sèche initiale

msr_s : matière sèche résiduelle du substrat incubé

msr_b : moyenne des matières sèches résiduelles des seringues témoins

2-2-5-DETERMINATION DES PARAMETRES CARACTERISTIQUES DE LA PRODUCTION DE GAZ :

Les paramètres caractéristiques de la production de gaz (a, b et c), tels que définis par l'équation de Mc Donalds (83) : $p = a + b(1 - e^{-c t})$ sont très importants pour la détermination du rendement énergétique d'un aliment.

a : gaz produit à partir de la fraction soluble rapidement fermentescible.

b : gaz produit à partir de la fraction insoluble potentiellement fermentescible.

c : vitesse de production de gaz à partir de la fraction insoluble potentiellement fermentescible.

Les trois paramètres sont calculés par le logiciel DEG.

2-3-DETERMINATION DE LA PERTE DE MATIERE SECHE APRES LAVAGE :

Elle est réalisée comme suit :

Mettre 0,5 g de substrat dans un bécher, ajouter 50 ml d'eau, laisser 15 min en remuant régulièrement.

Laver le substrat à travers un filtre (papier Whatman N°1) préalablement pesé et séché pendant une heure.

Laisser le papier sécher pendant une nuit, puis dans un four à 60° C pendant 24 h.

Peser le papier filtre + le résidu insoluble.

Calculer la fraction soluble par différence à partir de la matière insoluble piégée dans le papier filtre.

2-4-ANALYSE STATISTIQUE :

Afin de déterminer les effets des trois facteurs étudiés : inoculum, substrat et lavage, une analyse de la variance, à deux et trois facteurs, est entreprise par le logiciel STATISTICA 5.1 Fr.

1. ABDOULI H. et KRAIEM K. 1990. Intake, digestion and feeding behaviour of the one humped camel stall fed straw based diets. Liv. Res. for Rur. Dev. Vol. 2, N° 2.
2. ADESOGAN A.T. 2001. What are feeds worth? : A critical evaluation of selected nutritive value methods. Proceedings 13th annual Florida Ruminant Nutrition. Symposium. pp: 33-47.
3. ANDERSON B., MADER T. and GRANT R. 1995. Sampling feeds for analyses. Nebguide G77 331-A.
4. ARCHIMEDE H., PONCET C., BOVAL M., NIPEAU F., PHILIBERT L., XANDE A. and AUMONT G. 1999. Comparison of fresh and dried *Digitaria decumbens* grass intake and digestion by black-belly rams. Journal of Agricultural Science, Cambridge. 133, 235-240.
5. AZZI N. et BOUCETTA A. 1993. Contribution à l'étude du comportement alimentaire du dromadaire en fonction de la saison (hiver- printemps) au sahara septentrional (cas de la région de Ouargla). Thèse ing. INFSAS. Ouargla. 63 p.
6. B.N.E.D.E.R. 1988. Atelier sur la transformation de la datte et l'utilisation des sous-produits du palmier dattier n alimentation du bétail. Avril, p. 22.
7. BELYEA R.L. and RICKETTS R.E. 1993. Forages for cattle: new methods of determining energy content and evaluating heat damage. Agricultural publication G 3150.
8. BELYEA R.L., STEVENS B., GARNER G., WHITTIER J.C. and SEWELL H. 1993. Using NDF and ADF to balance diets. Agricultural publication. G3 161.
9. BESLE J.M., JOUANY J.P. 1990. La biomasse pariétale des fourrages et sa valorisation par les herbivores. INRA Prod. Anim. 3 (1): 39-50.
10. BLUMMEL M. and BULLERDIECK P. 1997. The need to complement *in vitro* gas production measurements with residue determination from *in sacco* degradabilities to improve the prediction of voluntary intake of hays. Animal Science. 64, 71-75.
11. BLUMMEL M. and ORKOV E.R. 1993. Comparison of *in vitro* gas production and nylon bag degradability of roughages in predicting feed intake in cattle. Anim. Feed Sci. and Technol. 40, pp: 109-119.
12. BLUMMEL M., MAKKAR H.P.S. and BECKER K. 1997. *In vitro* gas production: a technique revisited. In: J. Anim. Physiol. and Anim. Nutr. 77, 24-34.
13. BROCK F.M., FORSBERG C.W., BUCHANAN- SMITH J.-G. 1982. Proteolytic activity of rumen microorganisms and effects of proteinase inhibitors. Appl. Env. Microbiol. 44, 561-569.

14. CHEHAMA A. 1988. Contribution à l'étude quantitative de la valeur alimentaire des sous-produits du palmier dattier chez le mouton et le dromadaire en zone aride. Thèse de Magister en Sciences Agronomiques. Institut National Agronomique. 131 p.
15. CHENOST, KAYOULI. 1997. Utilisation des fourrages grossiers en régions chaudes. In : Etude FAO Production et Santé Animales. Ed FAO (Rome): 135.
16. CHERMITI A., NEFZAOUI A., TELLER E., VANBELLE M., FERCHICHI H. and ROKBANI N. 1996. Prediction of the voluntary intake of low quality roughages by sheep from chemical composition and ruminal degradation characteristics. *Animal Science* 62, pp: 57-62.
17. CHESSON A., FORSBERG C.W. 1997. Polysaccharides degradation by rumen microorganisms. In: HOSBON P.N., STEWART C.S. The rumen microbial ecosystem. London. 329.
18. COLEMAN G.S. 1979. The role of rumen protozoa in the metabolism of ruminants given tropical feeds. *Trop. Anim. Prod.* 4, 199-213.
19. CONE J.W. and VAN GELDER A.H. 1999. Influence of protein fermentation on gas production profiles. *Anim. Feed Sci. and Tec.* 76. 251-264.
20. Continuous culture system. Webstar 2.1. www.inra.fr.
21. CZERKAWSKI J.W. 1991. *In vitro* rumen simulating systems. In: Rumen microbial metabolism and ruminant digestion. Ed. INRA. 353-356.
22. Definition of terms and digestibility testing technics. 2001. Agway Farm Seed. Silage digestibility.
23. DELCURTO T., HERS B.W., HUSTON J.E. and OLSON K.C. 2000. Optimum supplementation strategies for beef cattle consuming low quality roughages in the western United States. American Society of Animal Science.
24. ECONOMIDES S. Byproduct utilization in ruminants diets in Cyprus. Agricultural Research Institute. www.fao.org.
25. Encyclopédie ENCARTA. 1998.
26. Fermentescibilité des résidus fibreux en seringues. www.inra.fr
27. FLUHARTY F.L. and DEHORITY B.A. Effects of sugar beet pulp and corn as energy supplements for cattle fed forage diets on diet digestibility and ruminal microorganisms. *Animal Sciences Research and Reviews. Special circular* 156.
28. FONTY G., GOUET P., JOUANY J. -P., SENAUD J. 1987. Establishment of the micro flora and anaerobic fungi in the rumen. *J. Gen. Microbial.* 133: 1835.

29. FONTY G. 1999. Ecologie de la dégradation et de la fermentation des polyosides constitutifs des parois végétales dans le rumen. Cahiers d'Agricultures. 8 : 21-35.
30. FONTY G., JOUANY J.P., FORANO E., GOUET P. 1995. L'écosystème microbien du réticulo-rumen. In : JARRIGE R. et al. Nutrition des ruminants domestiques – ingestion et digestion. Ed : INRA (Paris). 299-347.
31. FORANO E. 2000. Etude de l'écosystème microbien du rumen. INRA. Département : Santé Animale.
32. GIGER- REVERDIN S. 1995. Review of the main methods of cell wall estimation: interest and limits for ruminants. Anim. Feed Sci. and Technol. 55, 295-334.
33. GONCALVES L.M.B.O. and BORSA E.S. 1996. Study of gas production capacity by three sources of inocula. J. Agric. Sci. Camb. 127, 511-515.
34. GORDON L.J., PEREZ-BARBERIA F.J. and CUARTAS P. 2002. The influence of adaptation of rumen microflora on in vitro digestion of different forages by sheep and red deer. Can. J. Zool./Rev. Can. Zool. 80(11): 1930-1937.
35. GRANT R., ANDERSON B., RASBY R. and MADER T. 1997. Testing livestock feeds for beef, cattle, dairy cattle, sheep and horses. Nebguide G89 – 915- A.
36. GRANT R. 1996. Evaluation the feeding value of fibrous feeds for dairy cattle. Nebguide G91 –1034.
37. GRENET E., BARRY P. 1988. Colonization of thick- walled plant tissues by anaerobic fungi. Anim. Feed Sci. Technol. 19, 25-31.
38. GRENET E., BESLE J.M. Microbes and fiber degradation. In: Rumen microbial metabolism and ruminant digestion. Ed. INRA. 107-130.
39. GRENET E. 1997. Aspects microscopiques de la dégradation microbienne des tissus végétaux dans le rumen. INRA Prod. Anim. 10 (3): 241-249.
40. HUNGATE R.E. 1966. The rumen and its microbes. Academic Press. 523.
41. JARRIGE R., GRENET E., DERMAQUILLY C., BESLE J.M. 1995. Les constituants de l'appareil végétatif des plantes fourragères. In : JARRIGE R., RUCKEBUSCH Y., DERMAQUILLY C., FARCE M.-H. et JOURNET M. (eds), Nutrition des ruminants domestiques – ingestion et digestion. 25-82. INRA, Paris.
42. JOUANY J.P. 1994. Les fermentations dans le rumen et leur optimisation. INRA Prod. Anim. 7 (3) : 207-225.
43. JOUANY J.P. 2000. La digestion chez les Camélidés ; comparaison avec les ruminants. INRA Prod. Anim. 13, 165-176.

44. JUNG H.G. and ALLEN M.S. 1995. Characteristics of plant cell walls affecting intake and digestibility of forages by ruminants. *J. Anim. Sci.* Vol.73, N° 9, pp: 2774-2790.
45. JUUL-NIELSEN J. 1981. *In vitro* feed test for evaluation of energetic and productive value of straw, industrial by-products and alternative energy resources for cattle feeding. *Trop. Anim. Prod.* 6: 4, 287-299.
46. KEIR B., VAN BIEN D., PRESTON T.R. and ORSKOV E.R. 1997. Nutritive value of leaves from tropical trees and shrubs: 1. *In vitro* gas production and *in sacco* rumen degradability. *Liv. Res. For Rur. Dev.* Vol. 9, N° 4.
47. KEIR B., VAN LAI N., PRESTON T.R. and ORSKOV E.R. 1997. Nutritive value of leaves from tropical trees and shrubs: 2. Intake, growth and digestibility studies with goats. *Liv. Res. For Rur. Dev.* Vol. 9, N° 4.
48. KEMPTON T.J. 1980. The use of nylon bags to characterize the potential degradability of feeds for ruminants. *Trop. Anim. Prod.* 5:2, pp: 107-116.
49. KOMISARCZUK- BONY S., DURAND M. 1991. Effects of minerals on microbial metabolism. In: *Rumen microbial metabolism and ruminant digestion*. Ed. INRA. 179-198.
50. Laboratory assessment of nutritive value. www.inra.fr.
51. LALMAN P.L. 1996. Alternative feeds for beef cows and stockers. Agricultural publication G 2076.
52. LECOQ R. 1965. Manuel d'analyses alimentaire et d'expertises usuelles. Tome II (F à Z). Ed. Doin. p. 1620.
53. LEE S.S., HA J.K. and CHENG K. -J. 2001. The effects of sequential inoculation of mixed rumen protozoa on the degradation of orchard grass cell walls by anaerobic fungus *Anaeromyces mucronatus* 543. *Can. Jour. Of Microbiol.* 47 (8): 754-760.
54. LENART E.A., BOWYER R.T., VER HOEF J. and RUESS R.W. 2002. Climate change and caribou effects of summer weather on forage. *Can. Jour. of Zool.* 80 (4): 664-678.
55. LONGO H.F., CHEHMA A. et OULADBELKHIR A. 1989. Quelques aspects botaniques et nutritionnels des pâturages du dromadaire en ALGERIE. *Options Méditerranéennes, Série Séminaire N° 2*, pp: 47-53.
56. LY J. 1997. A study of washing losses and *in vitro* gas production characteristics of nine leaves from tropical trees and shrubs for ruminants. *Liv. Res. For Rur. Dev.* Vol. 9, N° 3.
57. LY J. 1997. *In vitro* gas production and washing losses of tropical crop residues for ruminants and pigs. *Liv. Res. For Rur. Dev.* Vol. 9, N° 4.

58. LY J. and PRESTON T.R. 1997. An approach to the estimation washing of losses in leaves of tropical trees. Liv. Res. For Rur. Dev. Vol. 9, N° 3.
59. MAKKAR H.P.S. Recommendation for quality control of *in sacco* nylon bag technique. Animal Production and Health Section. IAEA. Vienna.
60. MALTON J.-L., SIMON D. : Dosage des polysaccharides. Dans : Analyse des constituants alimentaires. Tech. d'Anal. et de Cont. dans les I.A.A. (vol4). 125-138.
61. MBAYE N.D. and SALL C.H. Prediction of nutritive value of some crop residues and agro-industrial byproducts from their chemical composition. Laboratoire National de l'Elevage et de Recherches Veterinaires. Institut Senegalais de Recherches Agricoles. (ISRA), Dakar-Hann, Senegal.
62. Mc ALLISTER T.A., BAE H.D., JONES G.A., CHENG K. -J. 1994. Microbial attachment and feed digestion in the rumen. Jour. Anim. Sci. Camb. 96: 251-252.
63. Mc DOWELL R.E. 1988. Importance of crop residues for feeding livestock in smallholder farming systems. In: TOLERA A. and SAID A.N. 1997. *In sacco, in vitro* and *in vivo* digestibility and supplementary value of some tropical forage legume hays to sheep feeding on a basal diet of maize stover. In: J. Anim. Physio. and Anim. Nutr. 77, 35-43.
64. MENKE K.H., RAAB L., SALEWSKI A., STEINGASS H., FRITZ D. and SCHNEIDER 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 *in vitro*. J. Agric. Sci. Camb. 3, 217-222.
65. MENKE K.-H. and STEINGASS H. 1988. Estimation of the energetic feed value obtained from chemical analyses and *in vitro* gas production using rumen fluid. Anim. Res. And Rur. Dev. Vol.28, 755.
66. 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. Prod. Anim. 12, 195-206.
67. MUNOZ F., JOY M., ANDUEZA J.D. and ALIBES X. 1998. Chemical treatment of maize stover with urea. CIHEAM- Options Méditerranéennes.
68. NAGADI S., HERRERO M. and JESSOP N.S. Effect of frequency of ovine ruminal sampling on microbial activity and substrate fermentation. The university of Edinburgh. West mains road. Edinburgh E 119 3 JG. UK.
69. NDLOVU L.R. and HOVE L. 1995. Intake, digestion and rumen parameters of goats fed mature veld hay ground with deep litter poultry manure and supplemented with graded levels of poorly managed groundnut hay. Liv. Res. For Rur. Dev. Vol.6, N° 3.

70. NEFZAOUI A. The integration of fodder shrubs and cactus in the feeding of small ruminants in the arid zones of North Africa. *Livestock Feed Resources within integrated farming systems*. pp: 467-482.
71. NOUR A.M. Utilization of rice straw on small farms in EGYPT. www.fao.org.
72. NUGENT J.-H., MANGAN J.-L. 1981. Characteristics of rumen proteolysis of leaf protein from Lucerne. *Brit. Jour. Nutr.* 46, 39-58.
73. ODENYPO A.A. and OSUJI P.O. 1998. Tannin-tolerant ruminal bacteria from East African ruminants. *Can. J. Microbial. /Rev. Can. Microbial.* 44(9): 905-909.
74. ORSKOV E.R., HOVELL F.D. and MOULD F. 1980. The use of the nylon bag technique for the evaluation of feedstuffs. *Trop. Anim. Prod.* 5:3, 195-213.
75. ORSKOV E.R., RYLE M. 1990. Energy nutrition of rumen microorganisms. In: *Energy nutrition in ruminants*. Ed. Elsevier Applied Science. 10-27.
76. ORSKOV E.R., RYLE M. 1990. Feed quality and feed intake. In: *Energy nutrition in ruminants*. Ed. Elsevier Applied Science. 102-121.
77. ORSKOV E.R., RYLE M. 1990. Host animal control of microbial fermentation and host animal digestion. In: *Energy nutrition in ruminants*. Ed. Elsevier Applied Science. 43-51.
78. ORSKOV E.R., RYLE M. 1990. Manipulation of rumen fermentation and associative effects. In: *Energy nutrition in ruminants*. Ed. Elsevier Applied Science. 28-42.
79. ORSKOV E.R., RYLE M. 1990. Nutrient supply to the newborn ruminant. In: *Energy nutrition in ruminants*. Ed. Elsevier Applied Science. 1-9.
80. ORSKOV E.R., RYLE M. 1990. Towards future feed evaluation systems. In: *Energy nutrition in ruminants*. Ed. Elsevier Applied Science. 133-144.
81. ORSKOV E.R., RYLE M. 1990. Utilization of the energy of absorbed nutrients. In: *Energy nutrition in ruminants*. Ed. Elsevier Applied Science. 84-101.
82. ORSKOV E.R. 1998. Feed evaluation with emphasis on fibrous roughages and fluctuating supply of nutrients. *Small Ruminant Research*. Vol. 28, pp: 1-8.
83. ORSKOV E.R. and Mc DONALD I. 1980. The estimation of protein degradability in the rumen from measurements weighted according to rate of passage. *Jour. Agric. Sci. Camb.* 92: 499-503.
84. ORSKOV E.R. and SHAND W. -J. 1997. Use of nylon bag technique for protein and energy evaluation for rumen environment studies in ruminants.

- Liv. Res.
 For Rur. Dev. Vol. 9. N° 1.
85. *Oryza sativa*. Canadian Journal of Plant Science. www.fao.org.
 86. Parois végétales lignifiées des plantes annuelles. www.inra.fr.
 87. PEDRAZA OLIVERA R.M. 1998. Use of *in vitro* gas production technique to assess the contribution of both soluble and insoluble fractions on the nutritive value of forages. Université de Camaguey. Cuba.
 88. RIQUET A.M., TOLLIER M.T. 1979. Constituants membranaires de pailles traitées ou non à la soude. Anim Technol. Agric. 28 (4), 360-367.
 89. RODE LYLE M. Maintaining a healthy rumen. An overview. Research Center, Agriculture and Agri. Food Canada.
 90. SAUVANT D. 2000. Granulométrie des rations et nutrition du ruminant. INRA. Prod. Anim. 13 (2), 99-108.
 91. SAUVANT D. 2002. Physiologie comparée de la digestion et de la nutrition. Inst. Nation. Agronomique. Paris- Grignon. p :10-28.
 92. SAUVANT D. et BAS P. 2001. La digestion des lipides chez le ruminant. INRA. Prod. Anim. 14, 303-310.
 93. SAUVANT D., MESCHY F. et MERTENS D. 1999. Les composantes de l'acidose ruminale et les effets acidogènes des rations. INRA. Prod. Anim. 12, pp: 49-60.
 94. SCHIERE J.B. and DEWIT J. 1995. Feeding urea ammonia treated rice straw in the tropics II. Assumptions on nutritive value and their validity for least cost ration formulation. Anim. Feed Sci. and Tec. Vol. 51. pp: 45-63.
 95. SELINGER, FORSBERG C.W., CHENG K.J. 1997. The rumen: A unique source of enzymes for enhancing livestock production anaerobie. 2, p: 263.
 96. SEWELL H.B. (1993). High moisture grain for beef cattle. Agricultural Publication G 02056.
 97. SHEHATA M.N. and NOUR A.M. Rice straw in complete pelleted diets for sheep. Department of Animal Production. Faculty of Agriculture, Alexandria University, EGYPT.
 98. SIBANDA S. The use of crop residues in livestock production systems in the communal areas of Zimbabwe. Livestock Section, Grasslands Research Station, Private Bag 3701, Marondera, Zimbabwe.
 99. SOMKUNA E. Use of the nylon bag techniques for estimation of rumen degradation of roughages and commercial dairy concentrates used in dairy farms. . www.chiangmai.ac.th.

100. SULEIMAN A. 1996. Know your feed terms. Alberta Agriculture Beef Herd Reference Binder and Study Guide 325.
101. TISSERAND J.L., BELLET B., MASSON C. 1986. Effet du traitement des fourrages par la soude sur la composition de l'écosystème microbien du rumen des Ovins et des Caprins. *Reprod. Nutr. Dév.* 26 (1B) : 313-314.
102. TOLERA A. and SAID A.N. 1997. *In sacco*, *in vitro* and *in vivo* digestibility and supplementary value of some tropical forage legume hays to sheep feeding on a basal diet of maize stover. In: *J. Anim. Physio. and Anim. Nutr.* 77, 35-43.
103. TOPPS J.H. Etude des caractéristiques nutritionnelles et inhibitives de fourrages riches en protéines considérés comme suppléments pour les ruminants des tropiques semi-arides. *Agriculture Tropicale et Sub-tropicale*. Troisième programme STD. 1992-1995.
104. TUAH A.K., KAI D.B., ORSKOV E.R., KYLE D., SHAND W., GREENHALGH J.F.D., OBESE F.Y. and KARIKARI P.K. 1996. *In sacco* dry matter degradability and *in vitro* gas production characteristics of some Ghanaian feed. *Liv. Res. for Rur. Dev.* Vol. 8, N° 1. January 1996.
105. UNDI M., WITTENBERG K.M. and HOLLIDAY N.J. Occurrence of fungal species in stored Alfalfa forage as influenced by moisture content at baling and temperature during storage.
106. UNGERFELD E.M., RUST S.R. and BURNETT R. 2003. Attempts to inhibit ruminal methanogenesis by blocking pyruvate oxidative decarboxylation. *Can. Jour. of Microbio.* 49 (10): 650-654.
107. VERMOREL M. 1997. Émissions annuelles de méthane d'origine digestive par les Ovins, les Caprins et les Équins en France. *INRA Prod. Anim.* 10, pp: 153-161.
108. VIET T.Q. and KIEN D.D. 2001. Dried rice straw chicken litter and urea-treated rice straw as main fodder resources for local cattle in the dry season. *Liv. Res. for Rur. Dev.* 13 (2).
109. WANAPAT M., PIMPA O., PETLUM A. and BOONTAO U. 1997. Cassava hay: A new strategic feed for ruminants during the dry season. *Liv. Res. for Rur. Dev.* Vol. 9, N° 2.
110. YAMMUEN S. Evaluation of net energy and digestibility of rice straw in cows and sheep. www.chiangmai.ac.th.

1-ANALYSE CHIMIQUE :

Nous avons entrepris la détermination des paramètres essentiels qui permettent de préciser la valeur nutritive des substrats étudiés : palmes sèches, Drinn et paille d'orge.

1-1- MATIERE SECHE :

Le tableau 1 montre que les trois substrats présentent une forte teneur en matière sèche (MS), les palmes sèches et le Drinn contiennent à un point près le même poids sec : 91,64 et 92,36% respectivement. La paille d'orge renferme plus d'eau, sa MS étant de 89,96%. Ces faibles taux d'humidité sont dus à l'origine aride des substrats.

Plusieurs auteurs ont publié des résultats proches des nôtres. Ainsi VIET *et al* (108), PEDRAZA (87) et KEIR (46) donnent des valeurs de 88,2 à 89,3% pour la paille, alors que CHEHMA (14), SHEHATA *et al* (97), NOUR (71) et YAMMUEN (110) enregistrent un poids sec de 93,76 ; 93 ; 91 et 96,7% respectivement. Pour le Drinn, des valeurs de MS de 95,55 ; 90,38 et 93,73% sont observées par AZZI et BOUCETTA (5), LONGO *et al* (55) et CHEHMA (14) respectivement. En ce qui concerne les palmes sèches, leur poids sec est de 90,65% selon le B.N.E.D.E.R. (6) et de 94,37% pour CHEHMA (14).

Toutes ces valeurs sont relativement similaires aux nôtres. Les faibles variations observées pourraient s'expliquer par les différents stades et saisons de récolte des plantes étudiées (2,35). Sewell (96) donne une limite de taux d'humidité de 30% à partir de laquelle la valeur alimentaire d'un fourrage s'améliore.

1-2- MATIERE ORGANIQUE :

Les substrats étudiés présentent tous des taux élevés en matière organique (MO) (tableau 1), les palmes sèches et le Drinn renferment 91,48 et 91,34% respectivement, alors que la paille d'orge se distingue avec une valeur un peu plus élevée de 93,75%.

Ces valeurs sont nettement supérieures à celles enregistrées par CHEHMA (14) : 85% pour les palmes sèches et 87% pour le Drinn. Par contre, une valeur de 91% similaire à la nôtre est donnée par ce même auteur pour le Drinn. Concernant la paille, plusieurs auteurs observent des valeurs inférieures à 94%, c'est le cas de SHEHATA (97) et NOUR (71)

qui notent tous deux un taux de 83,5%. C'est également le cas de YAMMUEN (110) qui donne une valeur de 81,6%. Néanmoins, un pourcentage se rapprochant plus du nôtre (88,6%) est observé lors d'une étude menée sur la paille de riz en Egypte (85).

1-3- CENDRES :

Le taux de matière minérale (MM) contenu dans chaque plante est faible (tableau 1): les palmes sèches et le Drinn présentent les plus fortes valeurs avec 8,51 et 8,66% respectivement.

Les résultats trouvés par CHEHMA (14) pour le Drinn sont comparables aux nôtres (8,82%), mais pour les palmes sèches cet auteur enregistre un taux plus élevé de 15,25%, alors que selon le B.N.E.D.E.R. (6) une valeur de 9,03% est observée pour les palmes sèches, ce qui corrobore nos résultats. La paille d'orge renferme un pourcentage moindre, par rapport aux deux autres substrats : 6,24 %, ce qui est constaté par plusieurs auteurs : ABDOULI et KRAIEM (1) ainsi que GACEM et KARCHE (14) qui ont publié des valeurs de 6,3 et 6,92% respectivement pour différents types de pailles. Cependant, PEDRAZA (87) observe un taux nettement inférieur à celui déterminé dans cette étude : 3,3%. Cette variabilité observée par les différents auteurs est probablement liée à l'origine de la paille étudiée.

1-4 AZOTE TOTAL :

D'après le tableau 1, on constate que les trois substrats sont pauvres en azote total (AT), le Drinn présente la plus grande valeur à 5,20%, alors qu'avec la paille d'orge on enregistre la plus faible valeur : 3,13%. Un pourcentage intermédiaire caractérise les palmes sèches avec 4,76%. Cette faible contenance en azote s'explique, en partie, par la sécheresse qui caractérise la zone de prélèvement de nos plantes (70), et la lumière solaire qui diminue les concentrations d'azote dans les plantes (54).

Pour ce qui est du Drinn, AZZI et BOUCETTA (5) trouvent un taux similaire au nôtre : 5,25%, alors que CHEHMA (14) et LONGO *et al* (55) observent des valeurs moindres de 4,70 et 4,09%. Selon CHEHMA (14), les palmes sèches et la paille d'orge renferment un taux de 3,90 et 4,16% respectivement, ce qui est tout à fait comparable à nos valeurs. SHEHATA (97) et NOUR (71) donnent un taux de 3,95% pour la paille de riz, alors qu'un pourcentage nettement supérieur à toutes ces valeurs est observé par YAMMUEN (110) pour

le même type de paille. Ces taux sont loin de la concentration optimale en azote qu'une ration alimentaire doit contenir, qui est de 12% et qui permet de couvrir les besoins protéiques de l'animal (97).

1-5- MATIERES AZOTEES TOTALES :

Les matières azotées totales (MAT) sont constituées par des matières protéiques et des substances dans lesquelles l'azote est non protéique (52). Leur taux est obtenu par convention en multipliant le taux d'azote total, déterminé par la méthode de KJELDAHL, par le coefficient 6,25 (100/16) qui représente les 16% d'azote que renferment théoriquement les protéines des plantes.

D'après BELYEA et RICKETTS (7), la méthode de KJELDAHL présente deux inconvénients :

- Elle ne distingue pas l'azote protéique de l'azote non protéique issu de composés comme l'urée, l'ammoniaque, les bases azotées, les nitrites et les nitrates.
- Elle ne distingue pas les protéines disponibles à l'animal des protéines non dégradables liées aux fibres. En effet, ces deux auteurs considèrent que, pour la plupart des fourrages, 3% des protéines sont théoriquement non disponibles à la dégradation microbienne.

1-6-COMPOSITION PARIETALE :

L'énergie des fourrages se présente sous forme de fibres hautement digestibles et de polysides pariétaux (51). Ainsi, la détermination de leurs concentrations est l'une des premières étapes entreprises dans l'évaluation de la valeur énergétique d'un aliment potentiel. La méthode d'analyse des fibres traitées aux détergents sépare le fourrage en deux parties :

- Les composés cellulaires solubles : incluant l'amidon, les protéines, les sucres, et d'autres composants hautement digestibles.

- Les fibres, qui sont le support structural de la plante, et présentent une digestibilité moindre (7).

Les trois plantes présentent des taux très élevés en parois totales (cellulose, hémicelluloses et lignine) (tableau 1). L'ordre décroissant des substrats en NDF est : Drinn > palmes sèches > paille d'orge, avec 93,62 ; 84,85 et 81,6% respectivement. Pour CHEHMA (14) cet ordre est respecté, en effet il enregistre des valeurs très proches de 89,71 et 89,44% pour le Drinn et les palmes sèches respectivement, alors qu'une moyenne plus faible à la nôtre (75,16%) est observée pour la paille d'orge, tandis que PEDRAZA (87) donne la valeur de 86,9% pour cette dernière. Des valeurs plus basses 64 et 68% sont observées pour différentes variétés de paille de riz (85,110). AZZI et BOUCETTA (5) trouvent des résultats corroborant les nôtres concernant le Drinn (91,21%), alors que LONGO *et al* (55) observent la plus faible valeur (83,21%) parmi les différents pourcentages de NDF publiés pour le Drinn par les différents auteurs déjà cités.

Quant aux valeurs ADF (cellulose et lignine), qui sont reliées à la digestibilité de la MS, elles vont de 35,93 à 59,23% pour la paille d'orge et les palmes sèches respectivement avec une moyenne intermédiaire de 51,06% mesurée avec le Drinn. Concernant la paille, YAMMUEN (110) donne une valeur proche à la nôtre de 34,1%, alors qu'un taux supérieur de 42,5% est donné par d'autres auteurs (85). Ces différences dans les valeurs, constatées entre les auteurs cités, sont dues aux différents stades et saisons de récolte des plantes. En effet, plus la plante est mature plus sa lignification est grande, de plus les plantes récoltées tardivement, après la saison de la moisson, présentent une paroi cellulaire plus large (plus d'ADF et d'NDF) (8).

Ces taux élevés en parois totales des plantes étudiées ne sont pas surprenants du fait qu'à des conditions extrêmes de chaleur, (comme c'est le cas de zones présahariennes), les fourrages présentent une physiologie particulière entraînant une lignification précoce, produisent plus de fibres et emmagasinent moins de sucres digestibles (7,15,35). En fait, des faibles pourcentages en NDF sont proscrits, et un intervalle de 26 à 28% d'ADF est recommandé, en dessous de ce seuil, une série d'évènements successifs, pouvant conduire à l'acidose, apparaît (7,8,36). La valeur fourragère des fibres stimule donc plus de rumination et permet de maintenir une fonction ruminale normale. Cependant, MBAYE et SALL (61) fixent une limite de 32% d'ADF au-delà de laquelle le deuxième effet des fibres apparaît, il s'agit de la limitation de l'ingestion et de la digestibilité du régime.

A partir de cette analyse fourragère, on peut conclure que les trois plantes présentent une composition chimique comparable, avec de fortes teneurs en fibres et des valeurs azotées faibles.

2-ETUDE DE LA FERMENTESCIBILITE IN VITRO DES SUBSTRATS :

2-1-EVOLUTION DE L'ACIDITE APRES 96h :

Le pH moyen du jus de rumen frais est de $6,67 \pm 0,61$ ml, c'est une valeur proche de celle observée par SAUVANT *et al* (93) : 6,78, et supérieure à celle mesurée par NDLOVU et HOVE (69) : 6,41. Le fait que le pH du jus de rumen prélevé soit supérieur à 6,5 indique que le rumen fonctionne de façon optimale (26,93).

En moyenne, le pH du milieu de fermentation (jus de rumen/solution tampon) à t_0 est de $6,80 \pm 0,07$, après une incubation de 96 h (sans substrat : essai blanc) l'acidité évolue vers une valeur de $6,93 \pm 0,07$.

Une analyse de la variance à deux facteurs (essai et substrat) du pH montre que les deux effets étudiés influent significativement ($p < 0,001$) sur le pH. En effet, on constate d'après le tableau 2 que le pH passe de 6,80 à 6,79 ; 6,70 et 6,68 respectivement en présence du Drinn, des palmes sèches et de la paille d'orge, cette baisse est relativement négligeable, tant qu'elle ne passe pas au-dessous du seuil critique de 6,5 à partir duquel l'activité microbienne du rumen est compromise et commence à apparaître le phénomène de l'acidose (93). Cette situation se stabilise malgré la production des acides gras volatils issus de la fermentation des substrats, cette stabilité du pH témoigne de l'efficacité de la solution tampon utilisée (45).

2-2- PRODUCTION DES GAZ FERMENTAIRES :

Dans les essais blancs (seringues ne contenant pas de substrat), on constate une légère production de gaz qui varie de 3,08 à 7,9 ml. LY (57), ainsi que NAGADI (68) signalent le même phénomène avec un volume de gaz de 7,8 et 27 ml respectivement dans les seringues témoins. Ces résultats sont sans doute le reflet d'une activité microbienne sur les résidus d'une ration alimentaire prise avant l'abattage (65).

La production de gaz après 96 h d'incubation varie significativement ($p < 0,001$) avec les changements d'inoculum et de substrat (tableau 3). Le volume total de gaz produit (V_t) avec les palmes sèches varie de 19,83 à 27,67 ml, c'est la valeur la plus basse comparée à celles du Drinn (variant de 20,5 à 29,25 ml) et de la paille d'orge (entre 27,5 et 36,08 ml). Plusieurs auteurs trouvent des volumes de gaz similaires aux nôtres avec la paille. Ainsi BLUMMEL et ORSKOV (11) enregistrent un volume de 32,1 ml pour la paille d'orge, MENKE et STEINGASS (65) trouvent que la valeur V_t varie de 30 à 40 ml, alors qu'un volume de 31,6 ml est observé par LY (57), et un intervalle allant de 30,2 à 53,5 ml est noté lors d'une étude *in vitro* conduite sur différents types de pailles (26). Les variations entre les différents essais peuvent être expliquées par la variabilité de l'activité microbienne de l'inoculum, c'est à dire que les animaux donneurs n'ont pas reçu d'aliments standardisés (33). En effet, les microorganismes adaptés à la digestion d'aliments de haute qualité sont plus efficaces que ceux adaptés à la digestion d'aliments de qualité inférieure (34). Du fait de la rareté des études conduites sur le Drinn et les palmes sèches, nous comparons nos résultats à ceux de LY et VAN LAI (56) qui ont mené une étude sur des feuilles d'arbres tropicaux, de composition comparable à nos plantes. Ces auteurs observent une moyenne de 23,1 ml / 200 mg de MS qui est très proche de la valeur V_t enregistrée pour les palmes sèches (22,91 ml). Un volume légèrement supérieur, d'une valeur de 28,5ml, caractérise un fourrage de l'ouest aride des Etats-Unis, qui présente un faible pourcentage de matières azotées totales (4,3%) et une forte teneur en fibres (50%) (23), alors que 20,8 ml sont produits par la fermentation d'aliments fibreux du Ghana contenant des tannins (104).

Le fait que le Drinn et les palmes sèches produisent des volumes de gaz comparables et inférieurs aux valeurs V_t de la paille d'orge suppose que les deux premiers substrats contiennent plus de fibres non digestibles, car non hydrolysées par la microflore ruminale, que la paille d'orge. Ce qui est parfaitement corroboré avec leur composition fourragère, où la fraction ADF (cellulose et lignine) est relativement importante : 51,06 et 59,23%, respectivement pour le drinn et les palmes sèches.

2-3-ETUDE QUALITATIVE DES GAZ FERMENTAIRES :

Les volumes de CH_4 et de CO_2 produits, suite à la fermentation des substrats (tableau 4), diffèrent statistiquement pour chaque substrat et varient aussi entre les différents essais ($p < 0,001$). Cependant, globalement le CO_2 est produit en un volume double du CH_4

pour les trois substrats. C'est à dire que 1/3 du gaz produit représente du CH₄ et les 2/3 restants forment le CO₂. D'après BLUMMEL *et al* (12), le volume de gaz produit est 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 solution tampon) dissous lors de la neutralisation des AGV générés (4,19,65,85). Ce CO₂ représenterait plus de la moitié du volume total de gaz produit dans le cas de l'emploi du tampon de MENKE (12,65). Si on se réfère à cette dernière observation on peut corriger les volumes de CO₂ produits seulement de la fermentation. Dans ce cas la proportion CH₄ / CO₂ bascule en faveur du CH₄. Cela peut s'expliquer par la nature et la composition chimique de nos plantes qui sont des fourrages riches en parois cellulaires dont la dégradation conduit théoriquement à une fermentation acétique productrice de CH₄ (107). Le CH₄ éructé représente une perte d'énergie pour l'animal, cependant, sa production peut être diminuée de 23%, selon UNGERFELD *et al* (106), par l'addition de l'oxythiamine dans la ration alimentaire, qui provoque une inhibition de la décarboxylation oxydative du pyruvate.

2-4-CINETIQUE DE PRODUCTION DE GAZ :

La technique de la production de gaz *in vitro* détermine les valeurs de gaz produits à différents temps d'incubation. Ces valeurs peuvent être utilisées pour caractériser le profil de la fermentation des aliments, par l'application de l'équation d'ORSKOV et Mc DONALD (83,104) : $y = a + b (1 - e^{-ct})$ modélisée pour la production de gaz par BLUMMEL et ORSKOV (11). Le modèle mathématique donne une estimation sur l'étendue et le taux de dégradation d'un aliment qui sont les critères de détermination de son rendement énergétique. La courbe de fermentation peut être divisée en trois fractions : une fraction de sucres et de protéines rapidement métabolisables (en 2 à 20 h), une fraction de parois lentement dégradables (en 20 à 80 h), et une fraction de résidus plus lents encore à décomposer (en 85 h) (10,19,45).

D'après le tableau 5 on constate pour le Drinn et la paille d'orge des valeurs négatives de (a) : -1,26 et -0,89, respectivement. Alors qu'avec les palmes sèches, on obtient toujours des valeurs positives d'une moyenne de 1,96. D'après plusieurs auteurs, une valeur négative de (a) est la conséquence de l'existence d'une phase de latence toujours présente dans la dégradation des fourrages, et que l'on peut aisément constater sur les courbes de cinétique de production de gaz des différents essais de la figure 9. Elle représente une période

préalable durant laquelle les microorganismes colonisent les particules alimentaires avant qu'aucune dégradation ne soit détectable (74,76,80). Cette période d'adaptation peut être expliquée par deux raisons :

- Absence de revitalisation du jus de rumen par du CO₂ avant l'incubation.
- Faible teneur en azote de l'aliment, nécessitant un temps défini pour être disponible et mobilisé par la microflore ruminale (26).

ORSKOV et RYLE (76) notent aussi des valeurs négatives de (a) variant de -11,93 à -7,2 pour différentes variétés de pailles d'orge prises au printemps et des valeurs positives allant de 4,14 à 7,66 pour une paille d'orge d'hiver. Lors d'une autre étude menée par BLUMMEL et ORSKOV (11) sur d'autres variétés de pailles d'orge, des valeurs positives de (a) variant de 2,7 à 4,0 ont été enregistrées, alors que KEIR *et al* (46) observent une valeur élevée pour (a) de 25,5 avec la paille de riz, TUAH *et al* (104) publient un (a) de -1,2 pour une plante hautement fibreuse du Ghana. Il faut garder à l'esprit que les valeurs négatives de (a) sont en réalité impossibles et peuvent être évitées par la mesure de la quantité réelle de matière soluble (80). Cependant, nous avons délibérément donné ces (a) négatives pour mettre le point sur la présence d'une phase de latence qui est un paramètre à ne pas négliger dans l'évaluation d'un fourrage (84).

Le gaz produit par la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible (b) diffère statistiquement entre les substrats ($p < 0,001$). La plus grande valeur est observée avec la paille d'orge : 34,60 ml. Des valeurs moindres sont enregistrées pour les palmes sèches et le Drinn : 28,02 et 29,04 ml respectivement. BLUMMEL (11) publie des (b) voisins aux nôtres variant de 32,4 à 38,4 ml pour la paille d'orge, alors qu'une valeur de 42,6% est publiée pour la paille de riz (85). Faute de publications menées sur les deux autres substrats (Drinn et palmes sèches) nous comparons nos résultats à ceux obtenus avec des feuilles d'arbres tropicaux, de composition chimique voisine. Ainsi LY (56) enregistre des valeurs variant de 21,7 à 27,5 ml, alors que TUAH *et al* (104) donnent un (b) de 21,7ml pour une plante fibreuse du Ghana, ce qui est relativement proche des volumes trouvés dans cette étude.

La production potentielle de gaz, représentée par la somme (a+b), est de : 27,77 ; 29,99 et 33,71 ml, respectivement pour le Drinn, les palmes sèches et la paille d'orge. Le fait que (a+b) soit inférieur à (b) pour le Drinn et la paille d'orge est prévisible à cause des valeurs

négatives de (a) qui sont souvent accompagnées de grandes valeurs de (b), de sorte que la somme (a+b) indique toujours la proportion totale de matière fermentescible.

La fraction insoluble des trois substrats est fermentée à des vitesses différentes ($p < 0,001$). La microflore ruminale des ovins fermente la fraction (b) de la paille d'orge beaucoup plus rapidement que celle du Drinn et des palmes sèches qui sont les plus lentes à être dégradées : 0,0591 ; 0,0395 et 0,0225 respectivement. La vitesse de dégradation dépendant de la nature de l'aliment (59,66), ces résultats sont probablement dus à la structure de la paroi cellulosique de la paille d'orge qui, d'après l'analyse chimique, semble moins lignifiée que celles du Drinn et les palmes sèches. ORSKOV et RYLE (76), ainsi que BLUMMEL et ORSKOV (11), observent des vitesses d'une moyenne de 0,0415 pour les premiers, et de 0,0518 pour le second, alors que des taux inférieurs d'une moyenne de 0,036 sont donnés par différents auteurs (85,110) pour la paille. Pour les feuilles d'arbres tropicaux, comme *Gliricidia sepium*, KEIR *et al* (46) enregistrent un taux de 0,0630 qui est dû justement à une structure pariétale peu lignifiée.

2-5- VALEUR INDEX :

Dans le but de classer les aliments selon leur potentiel d'ingestibilité, et leur aptitude à fournir les nutriments adéquats pour couvrir les exigences nutritionnelles des ruminants, une valeur index (VI) a été dérivée d'équations de régression, utilisant les paramètres caractéristiques de la digestibilité, et les teneurs en WL, pour prédire l'ingestibilité d'un aliment. ORSKOV et RYLE (80) proposent la formule suivante :

$$VI = A + (0,4 \times B) + (200 \times c)$$

Où : **A** : washing loss.

$$B = (a + b) - A$$

c : taux de production de gaz de la fraction pariétale.

D'après le tableau 6, la paille d'orge se distingue par l'index nutritif le plus élevé 39,02, suivie des palmes sèches qui présentent une valeur inférieure de 12 points : 27,33. Un taux faible de 23,51 caractérise le Drinn. TUAH *et al* (104) rapportent des valeurs aussi basses que celles du Drinn et des palmes sèches, pour des plantes riches en fibres, et des valeurs plus ou moins proches de celle de la paille d'orge (supérieures à 35), pour les épis de maïs traitées,

et la cosse de gousse de cacao, alors qu'une valeur index égale à la nôtre de 39,6 est donné par ORSKOV et RYLE (80) pour une variété de paille d'orge. Selon ces auteurs, la valeur index est fortement et positivement corrélée à l'ingestibilité de la MS, et peut être utilisée pour prédire le seuil minimum requis pour couvrir les exigences nutritionnelles de l'animal. La valeur donnée pour cette limite, par ORSKOV et RYLE (80) est de 35,5. D'après nos résultats, seule la paille d'orge remplit cette condition. Les faibles valeurs index du Drinn et des palmes sèches sont dues principalement à leurs concentrations élevées en fraction ligno-cellulosique.

2-6- DIGESTIBILITE APPARENTE :

La digestibilité apparente est significativement différente ($p < 0,001$) pour chaque substrat (tableau 7). Le plus grand coefficient caractérise la paille d'orge, avec une moyenne de 48,58 %. Le Drinn et les palmes sèches se distinguent par des valeurs plus faibles : 39,72 et 35,34 % respectivement. CHEHMA (14) trouve des valeurs de digestibilité *in vitro* différentes des nôtres. Il observe 56,75 % avec la paille d'orge, c'est un CUDa supérieur à nos résultats (48,58%). Par contre, concernant les deux autres fourrages, nous obtenons de meilleures digestibilités que celles mesurées par cet auteur : 16,93 et 21,56%, respectivement pour les palmes sèches et le Drinn. Cependant, lors d'une étude *in vivo*, il enregistre des CUDa voisins aux nôtres pour les palmes sèches et la paille d'orge : 37,80 et 46,82%. En ce qui concerne le Drinn, sa digestibilité apparente est de 58,37%, l'auteur explique cette valeur par la présence dans le Drinn d'épis riches en graines facilement digestibles. Toujours concernant le Drinn, LONGO *et al* (55) donnent des CUDa voisins des nôtres (32,24 et 37,24%), alors que AZZI et BOUCETTA (5) publient des valeurs (enregistrées pour un inoculum ruminal de dromadaires) nettement inférieures : 25,91 et 29,78 %. Ces écarts de digestibilité sont probablement dus à deux principaux facteurs :

- La composition chimique, et particulièrement la teneur en parois lignifiées (la lignine étant le facteur limitant la digestibilité), et en composés anti-nutritionnels comme les tannins (46,47).
- La nature du jus de rumen utilisé.

De nombreux auteurs présentent des digestibilités apparentes de différents types de pailles, notamment de pailles d'orge, variant de 53 à 60,7 % (1,24,46,94), alors qu'un taux égale au nôtre (48%) est donné par VIET *et al* (108) pour la paille de riz. FLUHARTY (27) et ARCHIMEDE (4) observent des digestibilités de 46 et 41%, respectivement pour la pulpe de betterave et un arbuste abondant dans la région de la Guadeloupe, qui sont, comme nos substrats, des aliments riches en fibres. NEFZAOUI (70) publie une faible digestibilité pour les feuilles d'un arbre caractéristique du nord d'Afrique (*Acacia cyaophylla*), qui se caractérisent par un faible taux azoté (2,26%), et renferment deux principaux composants limitant la digestion : la lignine (16%) et les tannins (4,5%). L'auteur explique cette faible digestibilité par l'état de présence des composés digestibles, comme les protéines, qui se trouvent condensées avec les tannins. Le fait que le résidu de fermentation soit constitué de substrats non dégradés et de biomasse microbienne (12) laisse à penser que cette dernière conduit à une sous estimation de la dégradabilité de l'aliment, d'où la nécessité de mesurer la quantité de substrat réellement dégradé (digestibilité réelle). D'après Mc DOWELL (63), le minimum de digestibilité apparente requis pour couvrir les besoins de l'animal est de 42 à 45%, au-dessous de cet intervalle, l'animal commence à perdre du poids. D'après nos résultats, seule la paille d'orge remplit donc cette condition, le Drinn et les palmes sèches présentant des valeurs légèrement inférieures.

3-ETUDE DE LA FERMENTESCIBILITE DE LA FRACTION PARIETALE :

3-1-LA FRACTION SOLUBLE / WASHING LOSS (WL) :

Les valeurs du WL représentent le contenu cellulaire des aliments fibreux (57). On voit clairement, d'après le tableau 8, que la paille d'orge est l'aliment le plus riche en matière soluble (22,86% de MS), alors que le Drinn se distingue par la valeur la plus faible (6,28% de MS). Une valeur intermédiaire de 19,08 % de MS est notée pour les palmes sèches. Ces résultats concordent parfaitement avec les valeurs (100 – NDF) qui représentent aussi la fraction soluble de l'aliment (tableau 7). CHERMITI *et al* (16) démontrent aussi que la fraction soluble neutre (100-NDF) est hautement identifiable aux valeurs du WL. Ceci indique l'efficacité et la fiabilité des techniques : washing loss (WL) (lavage par eau) et NDF (lavage avec une solution au détergent neutre). VAN LAI (56) enregistre pour la paille de riz des valeurs WL voisines aux nôtres : 20 et 24% après un lavage de 90

et 120 min respectivement, alors que YAMMUEN (110) observe une valeur inférieure de 17,2% pour la paille de riz. Un intervalle de 4,7 à 24,1% est enregistré par TUAH *et al* (104) pour des fourrages fibreux.

3-2-GAZ TOTAL PRODUIT A PARTIR DES FRACTIONS PARIETALES :

Le tableau 9 indique le volume total de gaz produit (V_t), suite à la fermentation de la fraction pariétale des substrats traités par lavage, comparativement aux valeurs V_t enregistrées avec les substrats bruts (non traités). Une analyse de la variance à trois facteurs (inoculum, traitement et substrat) sur la variable V_t montre que l'effet inoculum n'est pas significatif ($p < 0,055$) sur la variation de V_t , contrairement aux deux autres facteurs qui sont hautement significatifs ($p < 0,003$ et $p < 0,001$ respectivement).

La figure 10 montre clairement les baisses du volume total de gaz produit par la fermentation de la fraction pariétale du Drinn et de la paille d'orge, par rapport aux valeurs V_t enregistrées avec ces mêmes substrats avant le lavage. Elles passent de $23,27 \pm 2,91$ et $33,37 \pm 2,99$, respectivement pour le Drinn et la paille d'orge à $20,29 \pm 1,83$ et $26,89 \pm 4,30$. Cette diminution résulte du lavage des substrats qui a donc entraîné l'élimination des composés solubles rapidement fermentescibles. Des résultats très proches, concernant la paille d'orge, sont observés par PEDRAZA (87) qui note une chute du volume de gaz de 31,5 ml à 26,90 ml. LY (57) observe une baisse similaire pour les feuilles de bananiers : de 34,8 à 24,5 ml. VAN LAI (56) démontre aussi le même effet dépressif du lavage sur V_t . Le fait que la fraction insoluble entraîne une production de gaz moindre serait dû à :

- La présence d'une grande concentration de substances antimicrobiennes dans les résidus insolubles.
- La fraction insoluble ne contribue pas de façon importante à l'apport de fibres facilement fermentescibles (87).

Pour ce qui est des palmes sèches, ce substrat se distingue par une augmentation du volume total de gaz produit par la fermentation de leur fraction pariétale, une pareille hausse a été observée avec certains résidus agricoles (57) où les valeurs V_t passent de 30,5 à 39,1 ml

et 120 min respectivement, alors que YAMMUEN (110) observe une valeur inférieure de 17,2% pour la paille de riz. Un intervalle de 4,7 à 24,1% est enregistré par TUAH *et al* (104) pour des fourrages fibreux.

3-2-GAZ TOTAL PRODUIT A PARTIR DES FRACTIONS PARIETALES :

Le tableau 9 indique le volume total de gaz produit (Vt), suite à la fermentation de la fraction pariétale des substrats traités par lavage, comparativement aux valeurs Vt enregistrées avec les substrats bruts (non traités). Une analyse de la variance à trois facteurs (inoculum, traitement et substrat) sur la variable Vt montre que l'effet inoculum n'est pas significatif ($p < 0,055$) sur la variation de Vt, contrairement aux deux autres facteurs qui sont hautement significatifs ($p < 0,003$ et $p < 0,001$ respectivement).

La figure 10 montre clairement les baisses du volume total de gaz produit par la fermentation de la fraction pariétale du Drinn et de la paille d'orge, par rapport aux valeurs Vt enregistrées avec ces mêmes substrats avant le lavage. Elles passent de $23,27 \pm 2,91$ et $33,37 \pm 2,99$, respectivement pour le Drinn et la paille d'orge à $20,29 \pm 1,83$ et $26,89 \pm 4,30$. Cette diminution résulte du lavage des substrats qui a donc entraîné l'élimination des composés solubles rapidement fermentescibles. Des résultats très proches, concernant la paille d'orge, sont observés par PEDRAZA (87) qui note une chute du volume de gaz de 31,5 ml à 26,90 ml. LY (57) observe une baisse similaire pour les feuilles de bananiers : de 34,8 à 24,5 ml. VAN LAI (56) démontre aussi le même effet dépressif du lavage sur Vt. Le fait que la fraction insoluble entraîne une production de gaz moindre serait dû à :

- La présence d'une grande concentration de substances antimicrobiennes dans les résidus insolubles.
- La fraction insoluble ne contribue pas de façon importante à l'apport de fibres facilement fermentescibles (87).

Pour ce qui est des palmes sèches, ce substrat se distingue par une augmentation du volume total de gaz produit par la fermentation de leur fraction pariétale, une pareille hausse a été observée avec certains résidus agricoles (57) où les valeurs Vt passent de 30,5 à 39,1 ml

pour *Arachis hypogea* et de 21 à 49,6 ml pour *Vigna sinensis*. Cette augmentation inattendue pourrait être en partie expliquée par :

- La présence dans la lignine d'unités phénoliques solubles qui facilitent son extraction du complexe lignine-cellulose, permettant ainsi l'accès des microorganismes à la cellulose (25,57,86).
- La présence de facteurs anti-nutritionnels, principalement au niveau des feuilles (109), et qui sont solubles dans l'eau comme les tannins. Il est, cependant, intéressant de noter que l'étude, menée par ODENYO et OSUJI (73), démontre que trois souches caractéristiques du genre *Selenomonas*, qui se trouve en grand nombre dans le rumen, sont capables de se développer dans des milieux contenant jusqu'à 8 g de tannins condensés/litre.

3-3- ÉTUDE QUALITATIVE DES GAZ PRODUITS PAR LA FRACTION INSOLUBLE :

Nous constatons d'après le tableau 10 que l'effet dépressif qu'entraîne le traitement par lavage sur la production totale de gaz du drinn et de la paille d'orge se manifeste plus sur la production de CO₂. En effet, les volumes de CH₄ restent pratiquement constants, alors que ceux du CO₂ chutent. En ce qui concerne les palmes sèches, l'augmentation du Vt est le résultat d'une production plus importante de CH₄. Le fait que l'effet négatif du lavage sur la fermentescibilité du Drinn et de la paille d'orge se répercute sur le volume de CO₂ est expliqué par l'absence de composés solubles dont la fermentation s'accompagne d'une production de CO₂. Alors que dans le cas des palmes sèches, la solubilisation de facteurs anti-nutritionnels permet la libération de plus de polysides pariétaux devenus accessibles à la microflore et dont la fermentation conduit à la production d'un volume de CH₄ supérieur.

3-4-CINETIQUE DE PRODUCTION DE GAZ A PARTIR DES FRACTIONS PARIETALES :

Les effets de l'inoculum, du traitement et du substrat influent significativement ($p < 0,001$) sur les paramètres caractéristiques de la production de gaz : a, b, c et a+b.

L'examen du tableau 11, montre que la fermentation de la fraction pariétale des trois substrats ne démarre pas avant un temps de latence caractérisé par des (a) négatifs (figure 11). Avec les fractions pariétales du Drinn et de la paille d'orge, on enregistre des valeurs négatives de (a) beaucoup plus importantes que celles obtenues avec les substrats bruts. Cette situation traduit un temps d'adaptation plus long, dû certainement au manque de matière organique rapidement disponible pour la microflore ruminale (3,96).

En comparant le volume de gaz produit par la fraction insoluble (b) du Drinn non traité (Drinn brut) et du Drinn lavé (fraction pariétale), on constate que les deux valeurs sont presque similaires : 24,89 et 25,66 ml respectivement. La même remarque est à faire avec la paille d'orge : 33,51 ml pour la paille « entière » et 34,01 ml pour la paille traitée. Cette constance dans les valeurs (b) est tout à fait compréhensible, vu que le lavage élimine seulement la fraction soluble, et son effet se manifeste donc plutôt sur la production totale de gaz. PEDRAZA (87) fait la même remarque avec la paille d'orge dont la fraction insoluble présente un (b) comparable à celui du substrat brut. Cependant LY *et al* (57) observent une variation entre les deux (b) pour certains résidus de récolte. Cette situation est probablement due aux valeurs négatives de (a) qui doivent être compensées par de grandes valeurs de (b) pour obtenir des valeurs de (a+b) relatives à la production de gaz effective.

Avec les palmes sèches, par contre, on observe une augmentation du volume de gaz produit à partir de la fraction insoluble, du fait de l'accessibilité à plus de cellulose pariétale engendrée par la solubilisation de composés anti-nutritionnels qui formaient avec la cellulose un complexe non digestible.

Les vitesses de dégradation de la fraction insoluble des trois substrats sont très faibles. Ce résultat est prévisible, étant donné que la fraction pariétale est constituée de composés insolubles mais dégradables avec le temps. La même constatation est faite par PEDRAZA (87) avec la paille d'orge où la valeur (c) diminue de 0,0267 à 0,0233% / h.

3-5-DIGESTIBILITE APPARENTE DES FRACTIONS PARIETALES :

Pour les trois plantes, la fraction pariétale donne des digestibilités apparentes inférieures à celles enregistrées avec l'aliment brut (tableau 12). La plus forte diminution est observée avec la paille d'orge (de 57,80 à 44,17%), le CUDa des palmes sèches chute de 4 points, alors que celui du Drinn diminue seulement de 39,76 à 36,59%. Le fait que ce paramètre soit inférieur à celui observé avec les substrats bruts résulte de la teneur de ces derniers en composés solubles qui participent de manière significative à la digestibilité.

Plus la concentration d'un aliment en substances solubles est petite plus l'écart entre sa digestibilité et celle de sa fraction pariétale est minime. Ceci corrobore nos résultats du WL qui montrent que la paille d'orge contient plus de matière soluble que les palmes sèches et le Drinn. Selon BELYEA et RICKETTS (7), la fraction pariétale, représentée par des composés différents par leurs degrés de digestibilité (cellulose, hémicellulose et lignine), est partiellement dégradable (de 20 à 80%) selon sa composition en lignine, qui se trouve liée à la cellulose et la rend non dégradable, du fourrage étudié et de son stade de maturité.

De plus, le lavage diminue considérablement le taux de matière minérale (46,87), ceci se répercute directement et négativement sur le bon déroulement de la digestion, du fait de l'importance des minéraux dans le processus essentiel de l'adhésion des microorganismes aux particules alimentaires.

Tableau 1 : Composition chimique des trois plantes (% de MS)

	MS	MO	MM	AT	NDF	ADF	MAT
PALMES SECHES	91,64±0,13	91,48±0,10	8,51±0,10	4,76±0,43	84,85±0,33	59,23±0,1	29,75±0,43
DRINN	92,36±0,19	91,34±0,51	8,66±0,51	5,20±0,35	93,62±0,25	51,06±0,15	32,5±0,35
PAILLE D'ORGE	89,96±0,16	93,75±0,1	6,24±0,1	3,13±0,75	81,6±0,45	35,93±0,29	19,56±0,75

Tableau 2: Évolution de l'acidité après 96h d'incubation

	pH à t₀	pH à t₉₆
Blanc	6,80±0,07	6,93±0,07
Palmes sèches	//	6,70±0,02
Drinn	//	6,79±0,07
Paille d'orge	//	6,68±0,09

**Tableau 3 : Gaz produit (ml)
par la fermentation des trois
substrats après 96h d'incubation**

Substrats	Essai 1	Essai 2	Essai 3	Essai 4	Moyenne
Palmes sèches	19,83±2,64	22,42±2,43	21,75±2,88	27,67±2,30	22,91±3,35
Drinn	20,5±3,02	29,25±0,82	26,92±0,98	27,69±4,50	26,08±3,84
Paille d'orge	27,5±4,13	36,08±0,75	34,42±2,5	33±1,15	32,75±3,71

Tableau 4 : volume (%) de CH₄ et de CO₂ produit pour chaque substrat

		ESSAI 1	ESSAI 2	ESSAI 3	MOYENNE
Palmes sèches	CH₄	25,76±0,79	30,47±1,54	36,84±0,7	31,02±3,66
	CO₂	74,23±2,05	69,52±2,54	63,16±1,41	68,97±3,7
Drinn	CH₄	34±0,48	37,95±3,06	30,18±1,52	34,04±2,33
	CO₂	66±2,03	62,04±3,06	69,82±1,15	65,95±2,66
Paille d'orge	CH₄	33,92±0,47	39,6±4,73	22,3±2,30	31,94±8,81
	CO₂	66,07±1,41	60,39±4,69	77,7±0,51	68,05±8,82

Tableau 5 : Paramètres caractéristiques de la production de gaz

substrats	Param.	Essai 1	Essai 2	Essai 3	Essai4	Moyenne
Palmes sèches	a	2,23±1,020	1,05±1,21	4,19±0,75	0,38±0,66	1,96±1,67
	b	32,31±2,10	30,33±4,51	20,88±2,25	28,59±2,64	28,02±5
	c	0,019±0,02	0,0195±0,00	0,020±0,00	0,0318±0,00	0,0225±0,00
	a+b	34,54±11,8	31,38±5,5	25,07±2,83	28,98±1,98	29,99±3,9
Drinn	a	- 0,923±0,6	- 1,56±0,65	- 0,16±0,9	- 2,43±1,34	- 1,26±1,09
	b	23,18±2,51	34,67±0,83	27,89±1,05	30,43±3,5	29,04±4,8
	c	0,0397±0,00	0,0358±0,00	0,0451±0,00	0,0377±0,00	0,0395±0,00
	a+b	22,25±2,98	33,11±1,18	27,73±0,97	27,99±4,52	27,77±4,43
Paille d'orge	a	- 2,615±0,5	- 2,44±0,53	2,02±0,90	- 0,54±0,23	- 0,89±1,50
	b	30,74±4,53	40,74±1,00	32,34±2,26	34,61±1,08	34,60±4,38
	c	0,073±0,01	0,0517±0,00	0,0608±0,00	0,051±0,00	0,0591±0,01
	a+b	28,125±4,12	38,3±0,70	34,36±2,58	34,07±1,26	33,71±4,19

a : gaz produit de la fraction soluble.

b : gaz produit de la fraction insoluble mais potentiellement fermentescible.

c : vitesse de fermentation de la fraction (b) (% /h).

a+b : production potentielle de gaz.

Tableau 6 : Valeurs index des trois substrats

	Palmes sèches	Drinn	Paille d'orge
VI	27,33 ± 4,1	23,51 ± 3,25	39,02 ± 2,20

Tableau 7 : Coefficient d'utilisation digestive apparente

	Essai 1	Essai 2	Essai 3	Essai 4	Moyenne
Palmes sèches	30,01±2,03	38,83±3,42	40,25±2,38	32,29±3,83	35,34±4,96
Drinn	34,23±1,25	44,06±2,30	44,32±1,43	36,28±5,62	39,72±5,22
Paille d'orge	43,38±0,57	50,46±4,55	57,2±1,2	43,3±4,21	48,58±6,65

Tableau 8 : Fraction soluble des trois substrats (% de MS)

	WL (% de MS)	100 – NDF (% de MS)
Palmes sèches	19,08±0,11	15,15±0,33
Drinn	6,28±0,48	6,38±0,25
Paille d'orge	22,86±1,07	18,4±0,45

Tableau 9 : Gaz produit par la fermentation de la fraction pariétale des trois plantes.

Substrats	trait	Essai 1	Essai 2	Essai 3	Essai 4	Essai 5	Moyenne
Palmes sèches	-	15,17±2,22	17,20±1,6	19,79±1,75	12,63±1,87	19,83±2,20	17,99±2,8
	+	23,84±1,29	20,04±1,96	27,45±2,08	15,56±1,43	22,56±2,47	23,47±3,7
Drinn	-	23,34±1,41	20,70±1,75	24,45±2,51	22,83±1,12	25,06±1,94	23,27±2,9
	+	19,5±1,60	18,54±1,16	20,79±1,35	21,43±1,20	21,23±1,80	20,29±1,8
Paille d'orge	-	31±2,42	31,37±2,73	36,79±2,08	30,63±2,05	37,06±3,25	33,37±2,9
	+	25,34±1,41	29,20±1,83	22,79±4,61	24,23±0,00	32,89±1,37	26,89±4,3

Trait - : absence de lavage.

Trait + : après lavage.

Tableau 9 : Gaz produit par la fermentation de la fraction pariétale des trois plantes.

Substrats	trait	Essai 1	Essai 2	Essai 3	Essai 4	Essai 5	Moyenne
Palmes sèches	-	15,17±2,22	17,20±1,6	19,79±1,75	12,63±1,87	19,83±2,20	17,99±2,8
	+	23,84±1,29	20,04±1,96	27,45±2,08	15,56±1,43	22,56±2,47	23,47±3,7
Drinn	-	23,34±1,41	20,70±1,75	24,45±2,51	22,83±1,12	25,06±1,94	23,27±2,9
	+	19,5±1,60	18,54±1,16	20,79±1,35	21,43±1,20	21,23±1,80	20,29±1,8
Paille d'orge	-	31±2,42	31,37±2,73	36,79±2,08	30,63±2,05	37,06±3,25	33,37±2,9
	+	25,34±1,41	29,20±1,83	22,79±4,61	24,23±0,00	32,89±1,37	26,89±4,3

Trait - : absence de lavage.

Trait + : après lavage.

Tableau10 : volume de CH₄ et de CO₂ produit par la fermentation de la fraction pariétale

SUBSTRATS	TRAITEMENT	GAZ	Vol (ml)
Palmes sèches	-	CH ₄ CO ₂	6,09±0,80 11,18±3,23
	+	CH ₄ CO ₂	9,8±2,14 11,4±2,21
Drinn	-	CH ₄ CO ₂	6,97±2,11 15,62±3,73
	+	CH ₄ CO ₂	7,64±2,29 12,62±3,28
Paille d'orge	-	CH ₄ CO ₂	9,59±3,30 23,93±1,44
	+	CH ₄ CO ₂	8,92±2,65 16,44±4,54

Tableau 11 : paramètres caractéristiques de la production de gaz à partir de la fraction pariétale des plantes

Substrat	Traitement	a	b	c	a+b
Palmes sèches	-	3,62±1,20	13,83±2,33	0,0560±0,00	17,44±1,62
	+	-1,45±2,10	29,53±1,63	0,0206±0,00	28,08±1,14
Drinn	-	-1,31±3,53	24,89±1,56	0,0502±0,00	23,57±2,48
	+	-3,38±2,41	25,66±0,33	0,0388±0,00	22,27±3,27
Paile d'orge	-	-0,28±1,15	33,51±1,63	0,0837±0,00	33,07±3,33
	+	-6,03±1,01	34,01±1,57	0,0570±0,00	27,97±3,98

Tableau 12 : Digestibilité apparente des fractions pariétales étudiées

Substrat	Traitement	CUDa
Palmes sèches	-	36,26±4,63
	+	33,01±3,98
Drinn	-	39,76±2,69
	+	36,59±1,15
Paille d'orge	-	57,80±3,20
	+	44,17±6,26

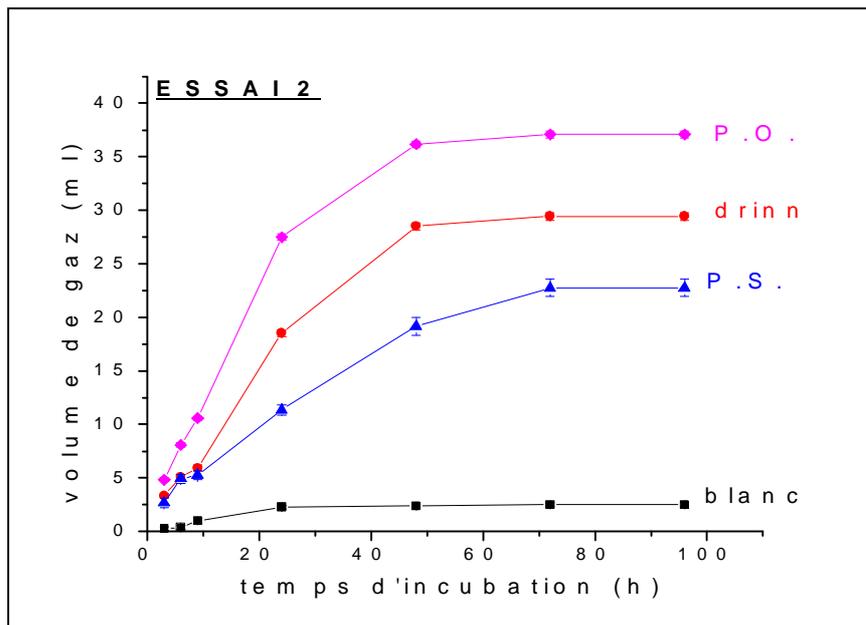
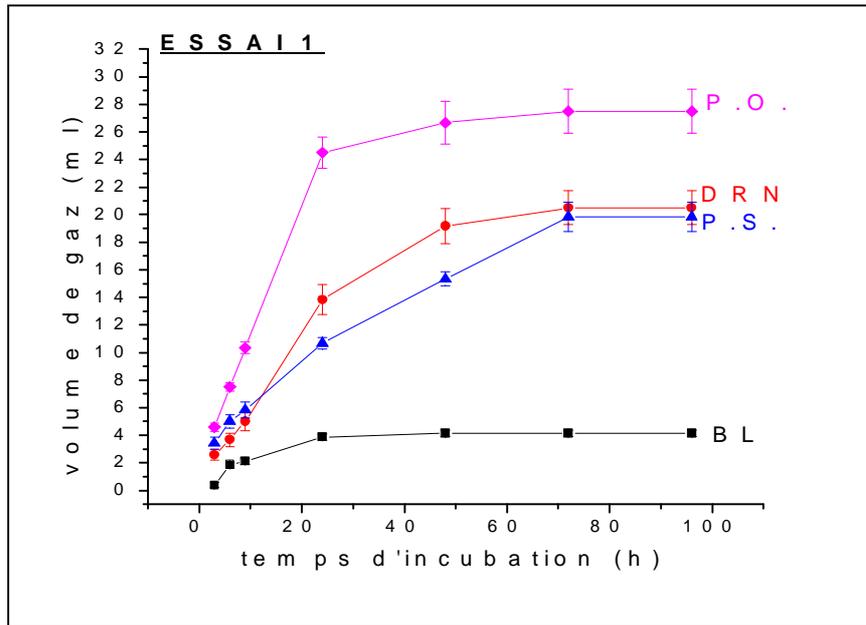
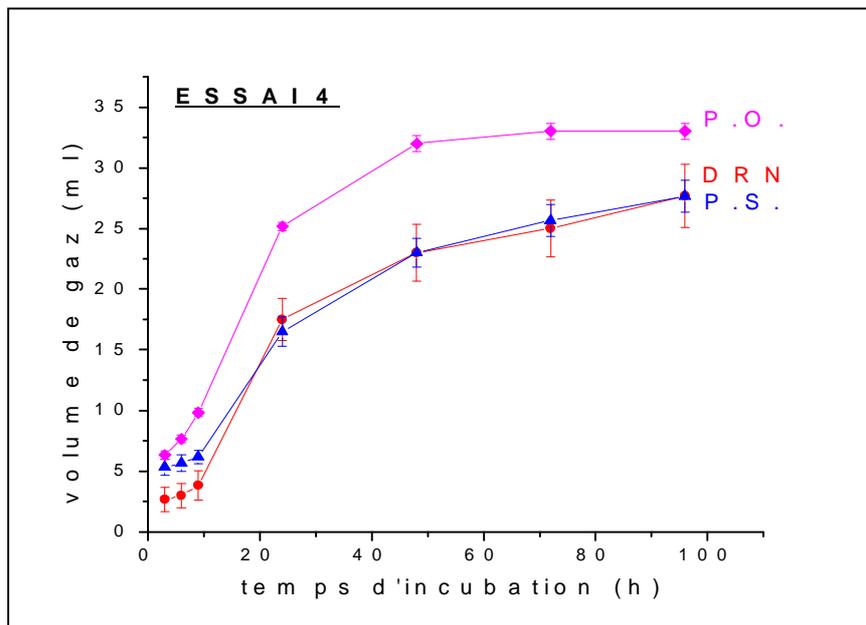
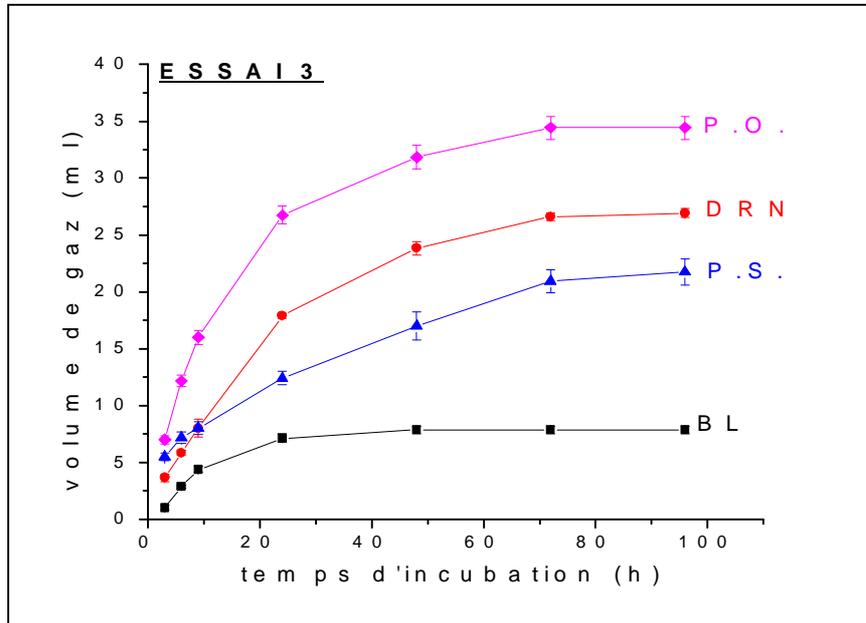


Figure 9 : Cinétique De Production De Gaz *In Vitro* Des Substrats De Fermentation (essais 1,2,3,4)



Le travail effectué au cours de cette étude entre dans le cadre d'un projet de recherche portant principalement sur l'étude de l'aptitude de la microflore ruminale à métaboliser différents sous-produits issus de l'agriculture et de l'industrie agroalimentaire. Dans cette optique, nous avons entrepris l'étude de la fermentescibilité, par la microflore ruminale d'ovins, des palmes sèches qui sont un sous-produit du palmier dattier, et dont le tonnage annuellement produit est assez conséquent en ALGERIE (14), et du Drinn (*Aristida pungens*) qui est une plante caractéristique des zones semi-arides, et appréciée par les ruminants de la région, comparativement à un substrat standard : la paille d'orge.

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. Selon différents auteurs notamment MENKE et al (64), le volume total de gaz produit, au bout d'un laps de temps dépendant de la nature de l'aliment étudié, est un marqueur qui traduit efficacement le cours de la fermentation d'un substrat, et fournit donc d'importantes données sur sa valeur nutritive. Dans la seconde étape de ce travail, la technique de production de gaz *in vitro* est conjuguée à celle du washing loss, cette combinaison donne une première estimation sur la contribution spécifique de chacune des fractions soluble et insoluble dans la dégradation du substrat.

La première phase de notre travail qui consiste à évaluer la fermentescibilité des substrats bruts, en associant différents paramètres complémentaires pour la compréhension du déroulement du processus de fermentation, révèle que les palmes sèches s'avèrent être l'aliment le moins dégradé par la microflore ruminale. Les résultats obtenus par CHEHMA (14) conduisent à la même conclusion, avec la microflore ruminale d'ovins et de dromadaires. Cela pourrait s'expliquer par la composition chimique de ce substrat. En effet, les palmes sèches sont très riches en parois totales, notamment en fraction lignocellulosique non dégradée par les microorganismes du rumen. Par ailleurs, il semble que les palmes sèches soient particulièrement riches en composés phénoliques (109), connus pour leur action antagoniste sur le métabolisme microbien. Des travaux menés sur des résidus de récolte (57) et des feuilles d'arbres tropicaux (46,56), de composition voisine de celle des palmes sèches, aboutissent à des valeurs similaires allant de 19 à 26 ml. La paille d'orge, bien qu'étant un aliment de nature fibreuse, est le substrat le mieux métabolisé, probablement à cause de la présence

de moins de lignine et de plus de cellulose (totalement digestible) que les deux autres substrats. Plusieurs auteurs ayant travaillé sur la paille observent des pourcentages proches des nôtres (57,65,85,87), d'autres publient des chiffres plus importants allant jusqu'à 53,5 ml (26). Ces écarts peuvent s'expliquer par les différents types et variétés de pailles étudiées, et par la variabilité de l'activité microbienne de l'inoculum utilisé (33). Des valeurs de fermentescibilité intermédiaires caractérisent le Drinn qui présente un taux de matière azotée totale acceptable de 5,20% de MS et qui permet de couvrir les besoins des microorganismes en azote (71).

La nature fibreuse des trois plantes a conduit à la production d'un volume de CH₄ supérieur à celui du CO₂, cette dominance est expliquée par le fait que la digestion microbienne des fibres conduit à une fermentation acétique productrice de CH₄ (107).

La détermination de la valeur index des substrats, qui dépend des trois paramètres caractéristiques de la production de gaz *in vitro* (a, b, c), et des valeurs WL, selon la formule d'ORSKOV et RYLE (80), permet de conclure que la paille d'orge présente une bonne valeur nutritive (39,02), alors que le Drinn et les palmes sèches se caractérisent par des valeurs inférieures au seuil limite de 35 exigé pour satisfaire les besoins nutritionnels de l'animal (104).

Les valeurs de la digestibilité apparente concordent avec celles de la production de gaz *in vitro*. Elles permettent de classer les substrats dans le même ordre en matière de fermentescibilité. En effet, la paille d'orge présente le coefficient le plus élevé, suivie du Drinn et des palmes sèches. Ceci confirme que la production de gaz *in vitro* est parfaitement corrélée à la digestibilité des substrats, et peut donc être un bon marqueur dans l'évaluation de leur potentiel nutritif pour l'animal.

Les résultats de la détermination de la fraction soluble, par la technique du washing loss, concordent parfaitement avec les valeurs obtenues par l'utilisation de la solution au détergent neutre. PEDRAZA (87) note la même remarque. La paille d'orge se distingue par le taux le plus élevé en fraction soluble, alors que le pourcentage le plus faible est enregistré avec le Drinn. Le fait que nos plantes renferment des taux faibles en substances solubles est prévisible, vu leurs compositions chimiques respectives qui en fait des aliments fibreux riches en parois totales insolubles, caractéristiques des zones arides.

La production de gaz issu de la fermentation de la fraction pariétale de la paille d'orge et du Drinn diminue significativement par rapport aux substrats bruts. Cet effet dépressif se manifeste plus sur le volume de CO₂. Ces résultats sont tout à fait compréhensibles, et sont dus à l'absence de composés solubles dans le cas de la fraction pariétale, dont la dégradation conduit normalement à une fermentation propionique productrice de CO₂ (107). Ce qui explique la chute du volume de CO₂ plutôt que celui du CH₄. Notons aussi que la matière minérale, qui est un facteur important dans le phénomène de l'adhésion des microorganismes aux particules alimentaires, est éliminée avec la fraction soluble lors du lavage (87). Cette situation compromet le processus de dégradation. Concernant les palmes sèches, nous avons obtenu un résultat inattendu, qui consiste en une augmentation du volume total de gaz produit avec la fraction pariétale par rapport aux palmes sèches non lavées (brutes). Cet effet positif du lavage sur la production de gaz traduit probablement la présence de facteurs anti-nutritionnels solubles, comme les tanins (qui sont souvent présents au niveau des feuilles des plantes (109)) et qui ont été éliminés par l'eau, donnant ainsi le libre accès à plus de composés dégradables (cellulose) aux microorganismes. Des résultats similaires obtenus avec certains résidus agricoles (57) soutiennent notre hypothèse. L'augmentation du V_t se traduit dans ce cas sur le volume de CH₄ qui est produit par la fermentation de la cellulose libérée du complexe ligno-cellulosique, suite à la solubilisation et à l'élimination de composés anti-nutritionnels et notamment d'unités phénoliques présentes dans la lignine (25,57,86).

La technique de la production de gaz *in vitro* étant considérée directement proportionnelle à la digestion du substrat et donc à sa valeur nutritive (2), les résultats obtenus au cours des différentes étapes de ce travail nous permettent de conclure que les trois plantes étudiées présentent des valeurs nutritives relativement appréciables. C'est le cas de plusieurs sous-produits agricoles issus de zones tropicales et qui sont introduits à la ration journalière des ruminants aux faibles exigences nutritionnelles (61,98). La présence de substances anti-nutritionnelles, en plus d'une richesse en fibres, peut laisser les éleveurs septiques. Cependant, lors d'une étude menée sur des fourrages fibreux des tropiques semi-arides du sud africain, présentant des tannins et de la lignine dans leur structure, aucun effet négatif de ces substances n'a été détecté sur les animaux et leurs organes (103).

Le résultat le plus intéressant est incontestablement celui des palmes sèches, dont la fraction pariétale est dégradée à un taux approximativement voisin de celui de la paille d'orge, et supérieur à celui du Drinn. Ceci rend leur introduction au régime alimentaire des ruminants tout à fait envisageable. Cependant, il reste à préciser la forme la plus rentable sous laquelle les palmes sèches peuvent être exploitées.

La méthode du Washing loss associée à la technique de la production de gaz *in vitro* peut être un moyen simple et rapide pour une première évaluation du processus de dégradation d'un aliment et de sa composition. Elle pourrait permettre ainsi de sélectionner les aliments aux taux de substances solubles les plus élevés pour envisager leur incorporation dans les rations alimentaires en complément d'autres aliments.

Enfin, le milieu ruminal étant un écosystème complexe qui met en jeu différents paramètres interférant les uns avec les autres, et dont la détermination est essentielle pour la compréhension des nombreux phénomènes s'y déroulant, notre travail doit être complété par :

- Une détermination quantitative et qualitative des AGV produits lors de la fermentation.
- Une étude *in vivo*, qui donnerait une idée, plus proche de la réalité, sur la digestibilité effective de l'aliment.

ABSTRACT

The fermentescibility of three semi-arid plants is evaluated by the use of *in vitro* gas production technique, in the same way as the insoluble fraction, in the aim to evaluate the contribution of this one in the nutritive value of the substrates.

The study reveals that the three plants have relatively appreciable nutritive values. The insoluble fraction of the dry palms is degraded approximately at the same rate of the barley straw, and is more degraded than those of the "Drinn", by the ruminal microflora of ovines.

ملخص

تعتمد هذه الدراسة على تقدير قابلية الهضم لثلاثة نباتات قرب صحراوية عن طريق تحديد حركية إنتاج الغازات بتقنية الزرع داخل ابر الحقن، و كذا مساهمة الجزء غير القابل للذوبان في القيمة الغذائية بطريقة تقنية فقدان المادة اليابسة بالغسل.

الدراسة أظهرت أنّ النباتات الثلاثة تعتبر نسبيا ذات قيمة غذائية ممكن تقديرها .

المادة غير القابلة للذوبان للجريد اليابس تهضم بنسبة مماثلة لنسبة هضم تبين الشعير و أعلى من نسبة هضم الدرين من طرف ميكروفلورا الخروف.