



CR002467



Centre d'Etude Régional pour
l'Amélioration de l'Adaptation
à la Sécheresse - Thiès

Ecole Nationale **Supérieure**
d'Agriculture - Thiès
Sénégal

Université Cheikh Anta Diop
Faculté des Sciences
Dépt. B. V. - Dakar

FORMA **TION DIPLOMANTE** SPECIALISEE SUR L'ADAPTATION DES PLANTES A LA **SECHERESSE**

QUELQUES TECHNIQUES DE CARACTERISATION
DE L'ETATHYDRIQUE DES PLANTES.

RAPPORT PRESENTE PAR :

Moustapha GUEYE
Ingénieur agronome

POUR L'OBTENTION DU
CERTIFICAT D'ETUDES SUPERIEURES SPECIALISEES (CESS)

SESSION DE FEVRIER -- JUIN 2000

GUEYE
PHYS4
2467

TABLE DES MATIERES

Introduction	1
1. Généralités sur les mécanismes d'adaptation des plantes à la sécheresse	2
1.1. L'esquive	2
1.2. L'évitement	2
1.3. La tolérance.....	2
2. Techniques de mesure.....	3
2.1. La psychrométrie.....	3
2.1.1. Quelques rappels.....	3
2.1.2. Principe et précautions.....	4
2.2. La fluorimétrie.....	4
2.2.1. Quelques rappels sur la photosynthèse	4
2.2.2. Principe de mesure de la fluorescence chlorophyllienne.....	7
2.2.3. Mode opératoire du fluorimètre	8
2.2.4. Applications de la fluorimétrie	9
2.3. La radiothermométrie infra-rouge	11
2.3.1. Principe	11
2.3.2. Mode opératoire et précautions	11
2.3.3. Applications	13
Références bibliographiques.....	15

INTRODUCTION

Chez les végétaux, la germination, la croissance, le développement et la productivité sont contrôlés plus par l'eau disponible que par n'importe quel autre facteur. En effet, l'ensemble des réactions métaboliques d'une plante ou d'un organe sont étroitement liées à son contenu en eau. Lorsqu'un matériel végétal perd de l'eau, ses cellules perdent leur turgescence, leurs stomates se ferment et ralentissent ou arrêtent leur croissance. Si cette baisse se poursuit, il peut en découler des phénomènes irréversibles voire la mort de la plante.

Pour assurer aux plantes de bonnes conditions de croissance et de développement, il est indispensable de suivre leur état hydrique. Pour ce faire, un accent particulier doit être mis sur la connaissance des techniques d'évaluation de l'état hydrique des plantes.

Dans le cadre du présent travail, il s'agit de présenter quelques méthodes d'estimation de l'état hydrique d'un matériel végétal parmi les plus couramment utilisées dans les recherches pour l'adaptation végétale à la contrainte hydrique. En outre, le choix de celles-ci est lié à l'échelle d'étude, leurs limites de mesures, leur précision et leurs applications. Ce sont notamment les méthodes psychrométrique, fluorimétrique et radiothermométrie.

Pour les deux premières, les mesures s'effectuent à l'échelle de la plante. Le choix porté sur la fluorimétrie se justifie par la richesse de l'information fournie par cette méthode sur l'activité photosynthétique en condition de stress et la rapidité des mesures. Quant à la radiothermométrie infra-rouge, elle présente l'avantage de permettre un suivi de l'état hydrique à l'échelle du peuplement végétal et, par conséquent, de constituer un outil de pilotage de l'irrigation.

Dans la première partie de ce rapport, quelques rappels sur les différents mécanismes d'adaptation des plantes à la sécheresse sont présentés. La seconde partie traite, pour chacune de ces trois techniques, de la base théorique, du fonctionnement des appareils et des applications.

1. Généralités sur les mécanismes d'adaptation des plantes à la sécheresse

Pour faire face à la contrainte hydrique, les plantes peuvent développer plusieurs stratégies d'adaptation. Ces mécanismes ne sont pas toujours exclusifs et sont parfois complémentaires. La classification de ces mécanismes sous diverses approches (phénologique, morphologique, physiologique, biochimique, *etc.*) a fait l'objet de nombreux travaux.

Cependant, de toutes les propositions, les grands groupes de stratégies les plus fréquemment partagés sont **l'évitement**, **l'évitement** et la **tolérance** à la sécheresse (Turner, 1979 ; Levitt, 1980 ; El Jaafari *et al.*, 1993 ; Annerose & Cornaire, 1994 ; Belhassen *et al.*, 1995).

1.1. L'évitement

Les plantes qui esquivent (*drought escapers*) ont la capacité de réaliser leur cycle de développement avant la manifestation d'un déficit hydrique prononcé. En effet, il y a une parfaite coïncidence des phases sensibles avec les meilleures périodes de disponibilité en eau. Ces plantes sont caractérisées par leur précocité par raccourcissement des phases floraison et post-floraison. Cependant, ce type d'adaptation ne permet pas l'expression de rendements élevés chez ces plantes.

1.2. L'évitement

Le mécanisme d'évitement de la sécheresse (*drought avoiders*) se traduit par le maintien d'une turgescence élevée dans les tissus de la plante malgré l'absence de pluies. Ceci est réalisé par une amélioration de l'absorption au niveau des racines et / ou une réduction des pertes d'eau par transpiration foliaire. Pour ce faire, le système racinaire de celles-ci va coloniser davantage le sol, en surface comme en profondeur et selon les caractéristiques hydro-dynamiques du sol, pour augmenter les quantités d'eau disponibles. Par ailleurs, pour limiter les pertes d'eau par transpiration foliaire, les plantes peuvent modifier la conformation de leurs feuilles (enroulement, orientation) ou plus fréquemment réguler l'ouverture de leurs stomates.

1.3. La tolérance

Les plantes qui tolèrent la sécheresse (*drought tolerants*), c'est à dire celles qui endurent même les déficits hydriques intenses et prolongés, ont la capacité de conserver l'intégrité structurale de leur système membranaire. Par conséquent, leurs différentes activités métaboliques, notamment la photosynthèse, sont maintenues malgré les niveaux de potentiel hydrique très bas du sol et du végétal. Cette adaptation est rendue possible grâce à la conjonction du maintien de la turgescence cellulaire et de la tolérance protoplasmique à la dessiccation. La turgescence des cellules se maintient grâce aux phénomènes d'ajustement osmotique de ces dernières. En effet, au cours d'une période de stress de sévérité croissante, les tissus accumulent des solutés (hydrolyse des protéines, ABA, polyalcools, *etc.*) suite à l'augmentation de l'élasticité des parois pectocellulosiques. Ceci, en association avec la diminution de la taille des **cellules**, permet de maintenir les forces de turgescence qui, grâce à elles, favorisent l'ouverture des stomates et donc la poursuite des activités photosynthétiques. La tolérance protoplasmique à la dessiccation permet **aux** tissus en phase de déshydratation de résister à l'altération de l'organisation des systèmes membranaires. Ainsi, par le biais de résistances mécaniques et biochimiques, les membranes cellulaires protègent leurs principaux constituants (protéines, lipides) contre la dénaturation et la dégradation. En maintenant leurs systèmes enzymatiques fonctionnels, ces plantes peuvent endurent des périodes de sécheresse plus ou moins longues.

2. Techniques de mesure

2.1. La psychrométrie

2.1.1. Quelques rappels

Le potentiel hydrique est un paramètre quantitatif de détermination de l'état hydrique dans un système. Pour un système donné, le potentiel hydrique équivaut à la différence de potentiel chimique de l'eau dans ce système et de l'eau pure à l'état libre (Scholander *et al.*, 1965 ; Spanner, 1973 ; Diouf, 1993 ; Gningue, 1998). Le potentiel de l'eau pure libre est conventionnellement fixé à zéro (0). Sur le plan de la physique, il correspond au travail à fournir pour vaincre les liaisons de l'eau avec le substrat et de porter cette eau à l'état libre (Diouf, 1993). Donc en d'autres termes, mesurer le potentiel hydrique d'un système revient à lui appliquer l'énergie pour extraire et amener à l'état libre l'eau qu'il contient.

Compte tenu des différentes forces qui peuvent agir sur l'énergie potentielle de l'eau, le potentiel hydrique total (Ψ_h) comprend des composantes gravitationnelle (Ψ_g), osmotique (Ψ_o), matricielle (Ψ_m) et turgescence (Ψ_t). Le potentiel osmotique est dû aux forces des solutés présents dans la vacuole. Le potentiel matriciel est déterminé par les forces d'imbibition des colloïdes et les forces capillaires dans les parois cellulodiques. Le potentiel gravitationnel représente les forces de pesanteur ou de gravité. Le potentiel de turgescence est dû à la pression exercée par la vacuole contre la paroi pectocellulosique. A l'échelle de la plante, les composantes gravitationnelle et matricielle sont négligeables. Ainsi, le potentiel hydrique total (Ψ_h) se réduit généralement aux potentiels osmotique et de turgescence. Par ailleurs, en condition d'alimentation hydrique optimale, Ψ_o est souvent négligé.

D'un point de vue physiologique, ce paramètre fournit des indications sur le degré de rétention de l'eau dans le système et par conséquent sa disponibilité (Figure 1). En effet, plus il tend vers la valeur zéro plus l'eau est libre, donc facilement extractible. A l'inverse, le potentiel hydrique est d'autant plus négatif que l'eau est liée à son substrat, donc de moins en moins disponible.

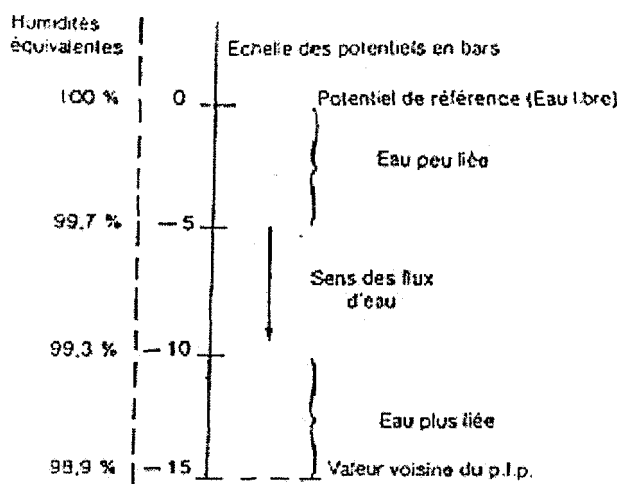


Figure 1 : Relation entre la rétention de l'eau, la teneur en eau et le potentiel hydrique (Source ; Diouf, 1993)

Il existe une large gamme d'appareils permettant de mesurer le potentiel hydrique. Les plus couramment utilisés sont la presse hydraulique, la chambre à pression et le psychromètre à thermocouple. Pour la suite, il ne sera traité que ce dernier, eu égard à ses avantages multiples par rapport aux autres méthodes classiques (Berger, 1971 ; Ndiaye, 1983 ; Louguet & Laffray, 1988 ; Diouf, 1993).

Quelques concepts seront définis auparavant avant le principe et les techniques de mesure. Un thermocouple est constitué d'une paire de fils conducteurs composés de métaux de nature différente (généralement cuivre et constantan) joints à leurs extrémités. L'effet thermoélectrique ou effet Peltier se traduit par une différence de potentiel (ddp) enregistrée aux bornes d'un microvoltmètre relié aux points de soudure d'un thermocouple lorsque l'une des soudures se refroidit alors que l'autre se réchauffe.

2.1.2. Principe et précautions

Le principe repose sur la détermination du potentiel hydrique de la phase gazeuse en équilibre avec l'échantillon liquide ou solide, sachant qu'à l'équilibre, les potentiels des deux phases sont égaux. En appliquant au thermocouple un courant d'intensité connue, on induit un cycle de refroidissement de la jonction de mesure par effet Peltier ; la jonction de référence étant maintenue à une température constante. Ce gradient de température génère une force électromotrice (f.e.m.) (ou ddp) proportionnelle à l'humidité relative dans la chambre de mesure et donc au potentiel hydrique de l'échantillon végétal.

La mesure s'effectue en conditions d'isothermie après une phase d'équilibre et les capteurs permettent une mesure du potentiel dans une gamme relativement large (0 à 8 MPa). Les précautions à prendre se résument essentiellement à l'isothermie qui doit précéder la mesure, ainsi qu'à la propreté des capteurs (non contaminés ni par souillure ni par les sels d'étalonnage).

2.2. La fluorimétrie

2.2.1. Quelques rappels sur la photosynthèse

Chez les plantes supérieures, la photosynthèse se déroule dans les chloroplastes. Au cours des réactions photosynthétiques, il y a une phase claire et une phase obscure. La première a lieu en présence de lumière et aboutit à la production d'énergie sous forme d'ATP et de NADPH+H⁺. Cette énergie sera utilisée dans la seconde phase, dans le cycle de Calvin, pour permettre l'assimilation et la réduction du dioxyde de carbone (CO₂) en sucres, lesquels composés vont entrer dans presque la totalité des synthèses de toutes les molécules organiques (glucides, lipides et protéines).

Ces processus de conversion de l'énergie lumineuse en énergie chimique sont très complexes et s'effectuent au niveau des membranes thylacoïdiennes. Les thylacoïdes sont des empilements de la membrane interne plastidiale. Ces membranes sont caractérisées par une série de protéines et de complexes pigments-protéines qui sont responsables de l'absorption de la lumière, du transfert de l'énergie et des réactions enzymatiques le long de la chaîne photosynthétique. Ces complexes pigments-protéines communément appelés les photosystèmes un et deux (**PS I** et **PS II**) comprennent chacun : un centre réactionnel (CR), un ensemble de chlorophylles antennes (**Chl a**) et un complexe protéique collecteur de lumière (**LHCP**) contenant les chlorophylles a et b ainsi que des pigments accessoires tels que les carotènes, les xanthophylles et la phéophytine (Panneels *et al.*, 1987). Ces deux photosystèmes comparés à des « piles biologiques » fonctionnent en série grâce à des molécules (plastoquinones et cytochromes) qui assurent le transport du flux d'électrons (Panneels *et al.*, 1987 ; Desouky, 1994 ; Eyletters & Bourrié, 1996) (Figure 2).

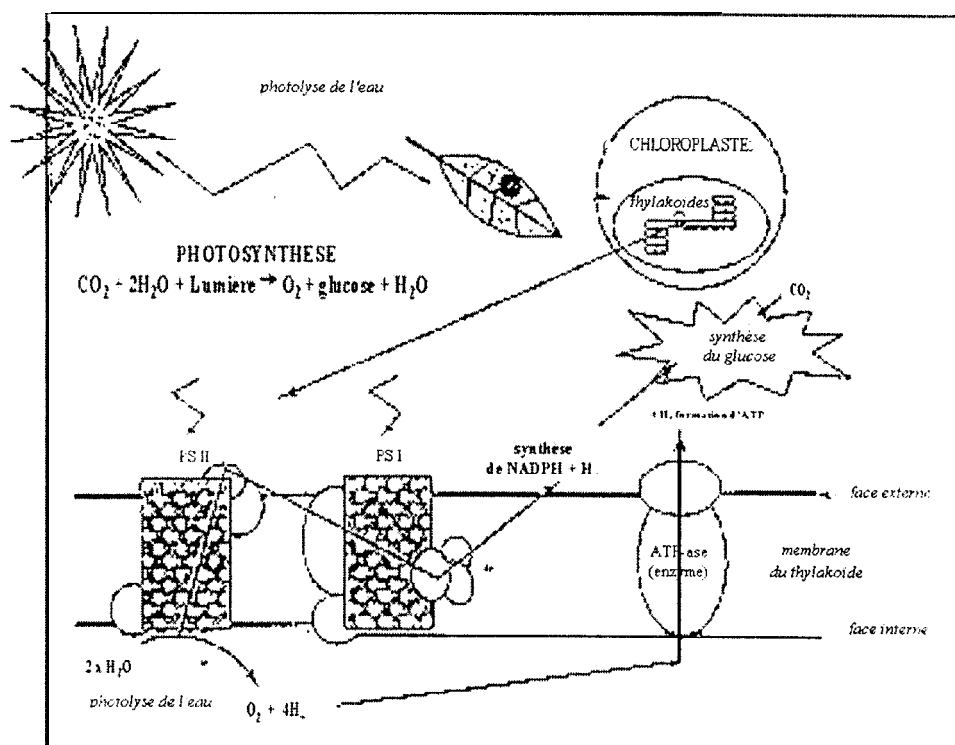


Figure 2 : Voies de désexcitation des pigments (Source : Eyletters, 1993)

Au cours de l'éclairement de la feuille, les photons sont captés par le complexe photocollecteur (LHCP) des PS II et PS I. Les molécules pigmentaires passent ainsi d'un **état fondamental** vers un **état excité**. Le transfert de ces énergies d'excitation s'opère par le biais d'excitation et de désexcitation de molécules proches avant d'atteindre le centre réactionnel P 680 où se déroule la conversion photochimique. En plus de cette photochimie, les molécules pigmentaires excitées peuvent retourner à leur état stable ou fondamental en utilisant d'autres voies de désexcitation radiatives (fluorescence et phosphorescence) et non radiatives (chaleur) (Figure 3). En conditions favorables, la chaleur, la photochimie et la fluorescence (plus la phosphorescence qui est une forme de dissipation lente et rare) représentent respectivement 65, 25-30 et 3-5% de l'énergie absorbée (Desouky, 1994 ; Heuertz, 1998 ; Ouédraogo, 2000).

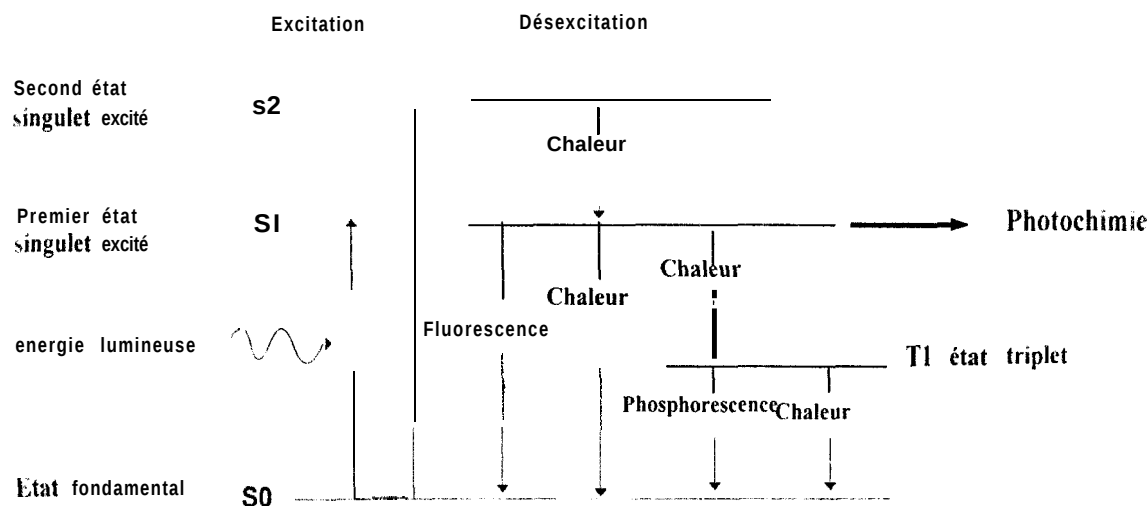


Figure 3 : Schéma simplifié de la chaîne de réaction constituant la photosynthèse (Source : Eyletters & Bourrié, 1996)

Ces différentes voies sont interdépendantes et leur importance relative est fonction de l'état d'intégrité de l'appareil photosynthétique et donc de toute contrainte susceptible de l'altérer ou d'inhiber les réactions s'y déroulant. En somme, tout facteur ayant pour effet le blocage de la photochimie augmente la probabilité d'occurrence des pertes soit sous forme du chaleur ou de fluorescence. Ainsi, sur une plante saine, la dissipation de l'énergie par fluorescence est minimale et la photochimie est optimale. Sur une plante stressée par contre, la photochimie est affectée et la fluorescence devient plus importante (Eyletters & Bourrié, 1996) (Figure 4). Partant de cette relation, la mesure de la fluorescence chlorophyllienne émise par une feuille constitue un outil commode de détection et de quantification de stress quelle que soit sa nature.

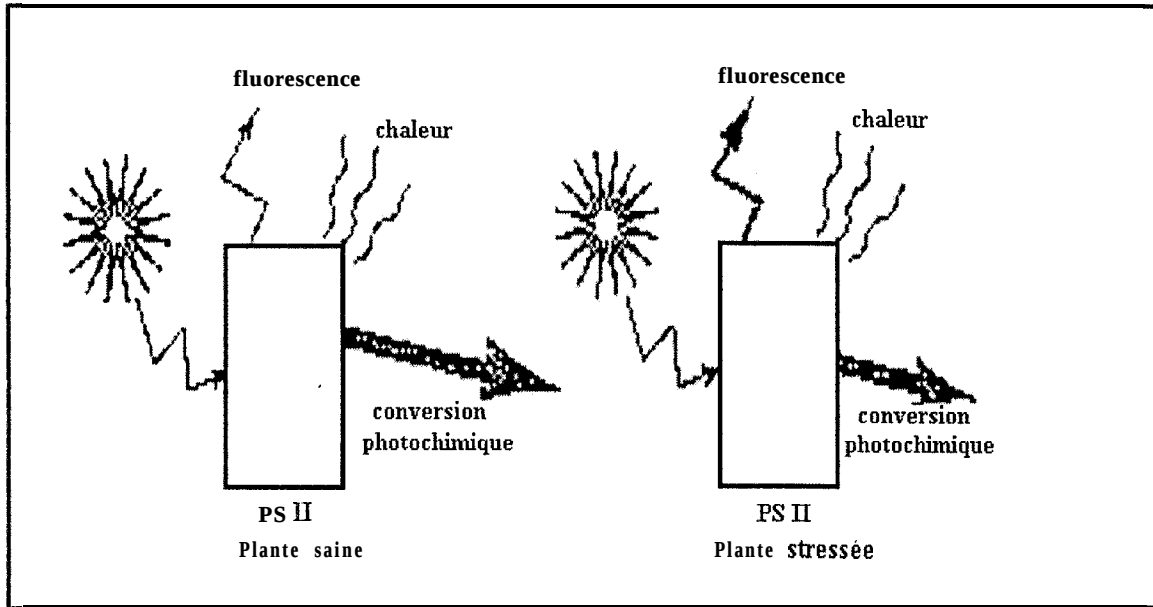


Figure 4 : Voies de désexcitation chez une plante saine et une plante stressée
(Source : Eyletters & Bourrié, 1996)

2.2.2, Principe de mesure de la fluorescence chlorophyllienne

La mesure de la fluorescence est **basée** sur l'**effet Kautsky**. En effet, Kautsky et Hirsch (1931) ont montré que, suite à une illumination avec un flash lumineux d'une surface photosynthétique préalablement adaptée à l'obscurité, la fluorescence émise est variable. Ils observent notamment une phase ascendante rapide suivie d'une phase d'extinction lente (Figure 5).

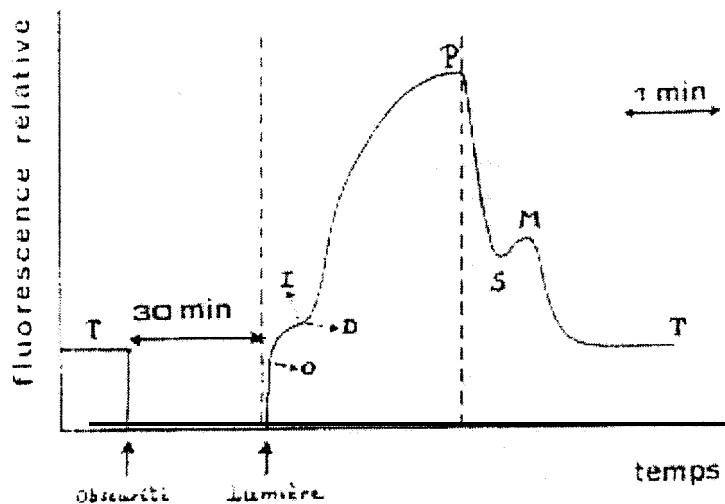


Figure 5 : Courbe typique de réémission de fluorescence du PS II après une phase d'adaptation à l'obscurité (Source : Panneels et *al.*, 1987).

La phase rapide est enregistrée en une seconde environ et correspond à la montée très rapide de la fluorescence. Elle représente l'état physiologique des accepteurs primaires ainsi que de la chaîne de transfert d'électrons dans les antennes et dans les CR du PS II (Panneels et *al.*, 1987). La mesure est faite avec un fluorimètre de type PEA (Plant Efficiency Analyser, Hansatech Instruments Ltd, Kings Lynn, England).

La phase lente qui dure 10 à 15 minutes représente la descente lente de la fluorescence vers un état stationnaire. Elle se réfère à l'activité de la chaîne de transfert et aux réactions dépendant de cette activité (gradient de protons, synthèse des molécules énergétiques, changements d'état des photosystèmes) (Panneels *et al.*, 1987). Elle est mesurée avec un appareil de type FMS (Fluorescence Modulated System) ou PAM (Pulse Amplitude Modulation).

Au CERAAS, c'est un fluorimètre PEA portable qui est utilisé dans les expérimentations. L'appareillage est constitué d'une unité de contrôle, d'une sonde lumineuse et d'un lot de clips (sorte de pince à linge munie de clapet). La sonde équipée d'un système optique permet à la fois d'envoyer de la lumière rouge saturante (650 nm à $3000 \mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) sur la feuille et de détecter le signal de fluorescence émis en réponse (photodiode réceptrice associée à un amplificateur). L'unité de contrôle munie d'un microprocesseur assure l'intégration des signaux lumineux, le calcul des paramètres et le stockage des données.

2.2.3. Mode opératoire du fluorimètre

Avant l'induction et la détection du signal de la fluorescence, les feuilles sont préalablement adaptées à l'obscurité à l'aide des clips pour une durée d'au moins 30 mn. A défaut de clips, les mesures peuvent être réalisées en conditions d'obscurité (tombée ou fin de nuit). Cette étape permet d'assurer l'ouverture de tous les centres réactionnels. En ce moment, la chaîne de transfert d'électrons se vide et la fluorescence est nulle.

- Emission d'un flash de lumière rouge saturante pour exciter les photorecepteurs (chl a).
- Digitalisation automatique des données respectivement obtenues au bout de 50, 100, 300 μs , 3 et 30 ms après le flash.
- Calcul et affichage sur l'écran de l'appareil des paramètres clés de la fluorescence à savoir les valeurs de la fluorescence initiale (F_0), maximale (F_m), variable (F_v) et le rendement quantique maximal de la photochimie (F_v / F_m).
- Sauvegarde des données sous forme graphique (un fichier par mesure) et numérique (un seul fichier pour les paramètres de l'ensemble des mesures).
- Transfert des données sur un ordinateur. Pour cela, le programme de vidange *Analyser* fourni avec le fluorimètre est utilisé. Ce transfert s'effectue selon la procédure suivante :
 - 1 Sélectionner et valider l'option FILE du menu principal (MEASURE-DATA-FILE) de l'unité de contrôle.
 - 2 Sélectionner OUTPUT dans le menu (SEARCH-VIEW-OUTPUT-DELETE) pour le transfert des données.
 - 3 Sélectionner et valider COMPUTER dans le sous-menu courant.
 - 4 Choisir les fichiers correspondants en précisant leur rang dans la mémoire.
 - 5 Sur l'ordinateur, accéder au programme de transfert *Analyser* en mode teste (DOS).
 - 6 Dans le menu courant, appuyer sur **F1** pour transférer les données.
 - 7 Retourner sur l'unité de contrôle et sélectionner l'option SEND du menu courant pour lancer le transfert.
 - 8 Indiquer le répertoire de destination des données ou valider celui indiqué par défaut.

- Indiquer et valider le nom du fichier graphique (au maximum 6 lettres) avec extension **.PEA**.
- Indiquer et valider le nom du fichier des paramètres (généralement même nom que précédemment) avec extension **.PAR**. Le dernier enregistrement graphique du fichier s'affiche à l'écran.
- Conversion du fichier des paramètres en fichier ASCII, en sélectionnant l'option **DATA TO ASCII** avec F5.
- Indiquer un séparateur décimal (virgule, point ou point-virgule).
- Ouvrir, à l'aide du tableur EXCEL, le fichier ASCII et sauvegarder le sous format **.XLS**.
- Accéder à la macro de transformation et de calcul des paramètres de quantification
- Appliquer la macro pour accéder à la liste desdits paramètres.

2.2.4. Applications de la fluorimétrie

A partir de la courbe d'induction de la fluorescence, plusieurs paramètres de quantification, dont les principaux sont présentés au Tableau 1, peuvent être déterminés ; d'où la richesse de l'information qu'on peut tirer des mesures de fluorescence. Le Tableau 1 donne la signification de ces paramètres.

Tableau 1 : Quelques paramètres de la fluorescence et leur signification (Desouky, 1994 ; Ouédraogo, 2000)

Paramètre	Signification
F_0	Fluorescence initiale qui correspond à l'ouverture des centres réactionnels (CR) du PS II et à une faible dissipation par fluorescence. En ce moment, un maximum de lumière peut être utilisé pour l'excitation des pigments et la séparation des charges. Par rapport à un témoin, F_0 augmente pour les plantes stressées.
F_m	Fluorescence maximale qui correspond à la fermeture des CR du PS II (séparation des charges et réduction des quinones Q_A) et à une dissipation de l'énergie par photochimie négligeable ou nulle. F_m fournit une information sur le nombre de CR fonctionnels et diminue en situation de stress.
F_v	Fluorescence variable qui correspond à la différence entre la fluorescence en un moment donné et la fluorescence initiale. Sa valeur maximale est égale à $F_m - F_0$. F_v est réduite sous conditions de stress.
ϕ_{PO}	Rendement quantique maximal de la photochimie. II correspond au rapport F_v / F_m et traduit l'efficacité d'utilisation de la lumière absorbée dans la photochimie ou encore à la probabilité pour qu'un photon absorbé soit piégé par un CR. En conditions favorables, ϕ_{PO} est égal à 0,8 et sous contrainte il tend à diminuer.
Ψ_O	Probabilité pour que l'énergie d'un proton piégé soit convertie en énergie redox pour un transfert d'électrons au-delà de Q_A .
ϕ_{EO}	Capacité maximale d'utilisation quantique à déplacer les électrons au-delà de Q_A . Elle représente la quantité de photons utilisés pour effectuer un travail photochimique, donc pour déplacer un électron au-delà de Q_A , par rapport à la quantité totale de photons incidents à la surface illuminée. Elle est égale au produit de ϕ_{PO} et de Ψ_O . Sous conditions de stress, ϕ_{EO} tend à diminuer suite au blocage de la chaîne de transfert d'électrons.
RC / CS_0	Densité de CR ou nombre de CR par unité de surface foliaire. qui tend à diminuer sous stress.
K_p et K_N	Constantes cinétiques des réactions photochimiques et non-photochimiques respectivement. En cas de stress, le premier diminue tandis que le second augmente.

Le développement de la fluorescence chlorophyllienne et de la technologie de mesure durant ces dernières années a permis des avancées considérables sur les connaissances de la photosynthèse et des effets des stress environnementaux (lumière, température, eau, pollution, . . .) et chimiques (gaz nocifs, herbicides, engrais, radicaux libres, . . .) sur la capacité et la vitalité de l'appareil photosynthétique. Par conséquent, elle permet d'étudier et de quantifier les effets de n'importe quel stress sur les plantes.

L'étude de la courbe d'induction de la fluorescence constitue un outil de caractérisation et de screening de matériel végétal (Havaux, 1987 ; Havaux *et al.*, 1988 ; Pastore *et al.*, 1989 ; Strasser *et al.*, 2000), d'évaluation de l'efficacité des herbicides et / ou de la résistance des plantes à ces derniers (Panneels *et al.*, 1987). Par ailleurs, cette technique a permis d'étudier la phytotoxicité des herbicides inhibiteurs de la photosynthèse (Desouky, 1994) ainsi que la physiologie du stress

hydrique (Heuertz, 1998 ; Ouédraogo, 2000). Elle convient également comme outil pour le diagnostic précoce des déficiences nutritionnelles (oligo-éléments surtout) et la mesure de l'efficacité des apports d'engrais (Eyletters & Bourrié, 1996).

2.3. La radiothermométrie infra-rouge

2.3.1. Principe

La radiothermométrie infra-rouge (RIR) est une méthode d'estimation de la température de la surface d'un objet et, plus spécifiquement, celle d'un couvert végétal. Cette méthode repose sur le principe selon lequel tout corps émet des rayonnements dans des longueurs d'onde qui sont fonction de sa température. D'après la loi de Stephan Boltzmann, la densité des flux énergétiques (E ou R) des radiations émises par un corps noir est proportionnelle à la 4^e puissance de sa température ($E = \sigma T^4$; avec ϵ représentant l'émissivité du corps, σ la constante Stephan Boltzmann égale à $5.68 \cdot 10^{-8} \text{ J.m}^{-2}.\text{s}^{-1}.\text{°K}^{-4}$ et T la température en $^{\circ}\text{K}$).

Ainsi, avec son thermomètre à capteurs IR, le RIR mesure le flux d'énergie émise et détermine la température de surface du couvert végétal étudié. En réalité, le RIR donne plutôt la température apparente qui reste légèrement différente de la température réelle. Ceci s'explique par le fait que la température de surface mesurée à l'aide de capteurs IR correspond à celle d'un corps noir, donc d'émissivité égale à l'unité ($\epsilon = 1$). Or, comme la surface des plantes vertes a une émissivité de l'ordre de 0.95 à 0.98, et en plus des radiations IR autres que celles qu'elle émet, il est donc nécessaire de procéder à un calibrage du RIR avant sa mise en service et avant toute mesure (Charbonnier, 1984). Le calibrage est généralement réalisé avec une plaque en aluminium (Al), qui à défaut peut être remplacée soit par un support peint en noir, soit par la surface opaque d'un bac d'eau (Ficus & Tanner, 1966 ; Charbonnier, 1984) ou par de la glace fondante.

Les appareils qui mesurent la température de surface sont de deux types : ceux qui fonctionnent en mode température et ceux en mode différentiel. Le premier type muni de thermocouples donne la température radiative apparente des feuilles tandis que le second exprime la différence de températures entre celle du couvert et celle de l'air à l'échelle du couvert (Charbonnier, 1984). La température pouvant varier au sein d'une même feuille et d'une feuille à une autre sur une même plante, la détermination de la température foliaire pose un problème d'échantillonnage. C'est pour cette raison que la préférence est donnée au mode différentiel qui, à l'aide de capteurs IR permet d'effectuer des mesures simples, rapides et plus fiables (Charbonnier, 1984 ; Dhoote & Manuel, 1989 ; Hatfield, 1990).

2.3.2. Mode opératoire et précautions

L'utilisation de la radiothermométrie infra-rouge exige certaines restrictions pour obtenir des mesures exemptes d'erreurs. Ces précautions s'articulent principalement sur la période de mesure et la position et l'angle de visée sur la canopée. Les mesures sont effectuées toujours au-dessus du couvert quelle que soit la hauteur du couvert. Les mesures durant les périodes ventées et / ou à ciel nébuleux sont à éviter. Les appareils de mesure sont souvent très sensibles aux vents. En outre, les mesures doivent être réalisées autour du midi solaire, c'est à dire entre 12 h et 14 h. En effet, cette période de la journée est la plus représentative des variations du potentiel hydrique de la plante d'une part et du différentiel de température entre le couvert et l'air ambiant d'autre part (Charbonnier, 1984).

Par ailleurs, le choix de l'angle de visée est très important en ce sens que s'il n'est pas approprié, le radiothermomètre infra-rouge risque d'intégrer des radiations IR autres que celles émises par les

plantes. Ainsi pour pallier ces surestimations, il est important de connaître la notion de champ de vision de l'appareil (*field of view* ou FOV). Le FOV représente l'angle incident formé par la direction de la visée et l'horizontale. Lorsque la température d'un objet doit être mesurée, il faut que le champ de vision de l'appareil choisi soit occupé entièrement par celui-ci. Charbonnier (1984) montre que pour une mesure de température de feuille, on choisira un appareil de FOV faible, par contre, il doit être plus important dans le cas de la mesure de celle du couvert. L'inclinaison de la visée peut varier entre 15 et 30° en fonction de la hauteur du couvert. Dans la pratique, pour la plupart des expérimentations, c'est l'angle de 30° qui est plus utilisé (Charbonnier, 1984 ; Dhoite & Manuel, 1989).

Au CF RAAS, le radiothermomètre infra-rouge TELATEMP AG42 fonctionnant en mode différentiel est utilisé pour les expérimentations. Au cours de la mesure, le contact de la main avec le poignet permet l'affichage de la température du couvert (T_c), alors que le différentiel de température entre le couvert et l'air ambiant ($T_c - T_a$) est obtenu en appuyant du doigt contre la gâchette.

Parallèlement aux mesures de $T_c - T_a$, un psychromètre ventilé permet de déterminer les températures sèche (T_s) et humide de l'air (T_h) pour en déduire le déficit de pression de vapeur ou DPV. Ainsi, on détermine des couples de valeurs ($T_c - T_a$; DPV) dont la représentation graphique ($T_c - T_a = f(\text{DPV})$) permettra de déterminer l'indice de stress de la culture (Figure 6).

Pour ce faire, cette relation est établie pour une culture donnée et des conditions climatiques données à la fois sur des plantes bien alimentées en eau et sur des plantes soumises à un stress hydrique sévère. Les mesures de $T_c - T_a$ sont effectuées avec un pas de temps relativement court (10 à 20 minutes) pendant une journée de 9 h à 17 h. Parallèlement, on procède à la lecture des thermomètres sec et humide du psychromètre ventilé pour obtenir T_s et T_h et calculer le DPV.

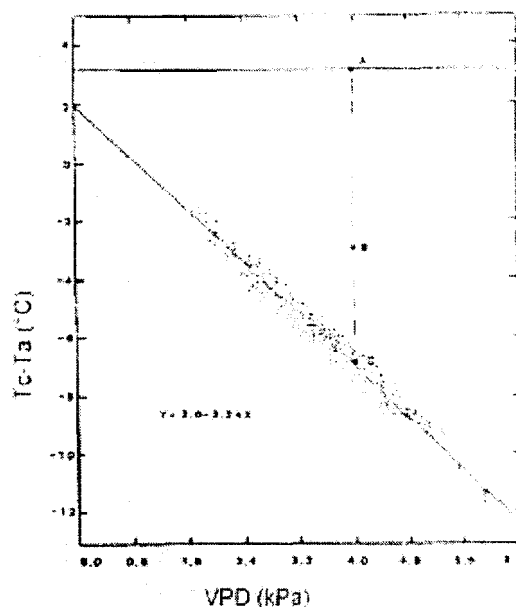


Figure 6 : Calcul du Crop Water Stress Index, $CWSI = BC / AC$ (d'après Reginato, 1983) (Source ; Lacape, 1998)

On établit ainsi deux lignes appelées limite supérieure (stress hydrique) et limite inférieure ou ligne de base (conditions hydriques optimales). La limite supérieure (*upper line*) montre que lorsque les plantes sont stressées au maximum, il n'y a pas de lien entre le différentiel de température et le

et DPV. En effet, sous conditions de stress sévère, les stomates se ferment et le couvert s'échauffe suite à l'arrêt de la transpiration. Les valeurs ($T_c - T_a$) se stabilisent généralement vers des valeurs positives malgré l'augmentation du DPV. Par contre en situation de confort hydrique, il y a une corrélation linéaire et négative entre $T_c - T_a$ et DPV. Au cours de la journée et pour des plantes à ETM, $T_c - T_a$ devient de plus en plus négative avec l'augmentation du DPV. Cette limite inférieure (*base line*) représente la transpiration potentielle qui est spécifique à la culture et au stade de développement.

Cette courbe représente une application très importante dans la détermination de l'état hydrique des plantes à l'échelle du peuplement végétal. La notion de CWSI (*Crop water stress index*) ou indice de stress hydrique de la culture a été définie par Idso *et al.* (1981) et Jackson *et al.* (1981). Cet indice donne des informations, entre autres, sur le taux de satisfaction des besoins en eau et donc sur le niveau de déficit hydrique d'une culture. Par conséquent, on arrive à évaluer, à tout moment du cycle de développement, l'état d'hydratation de la culture connaissant le CWSI. Pour un couple de ($T_c - T_a$) et DPV, le CWSI est défini comme étant le rapport de la distance verticale du point considéré au-dessus de la limite inférieure sur la distance totale entre les 2 limites (Figure 6) (Hatfield, 1990).

2.3.3. Applications

La radiothermométrie infra-rouge présente un large spectre d'applications. Beaucoup d'indices de stress ont vu le jour avec les mesures de température de couvert, mais le CWSI demeure celui qui a fait l'unanimité en matière de quantification du stress.

Le CWSI représente un outil fiable de diagnostic précoce de stress hydrique à l'échelle du peuplement et, par conséquent, de pilotage de l'irrigation. En effet, lorsque les plantes sont bien alimentées, les valeurs de CWSI tendent vers zéro (point proche de la limite inférieure). Par contre, lorsque l'eau disponible dans le sol diminue progressivement, les valeurs de CWSI tendent vers l'unité (point proche de la limite supérieure). Pour chaque type de culture, il existe une valeur seuil de CWSI correspondant à un début de stress hydrique au-dessus duquel l'apport d'eau par l'irrigation devient nécessaire pour les cultures.

Carrot *et al.* (1994) ont montré que pour le blé, les rendements maximum sont obtenus en irriguant chaque fois que le CWSI est compris entre 0.3 et 0.37. Pour le maïs, Sarr *et al.* (1999) révèlent que le déclenchement de l'irrigation de la culture pour une valeur seuil de CWSI de 0.27 permet l'obtention de rendements en grains supérieurs à 4 t/ha¹. Annerose & Ctouvet (1996) ont montré que chez l'arachide, le pilotage de l'irrigation avec un CWSI égal à 0,3 réduit les coûts d'irrigation en maintenant une production similaire à celle des plantes maintenues à ETM. Les résultats de Sepaskhah & Liampour (1996) montrent que le calendrier d'irrigation du niébé peut être déterminé par un CWSI de 0,106. Par ailleurs, ils ont déterminé une bonne corrélation entre cet indice et le taux de satisfaction des besoins en eau (TSAT).

D'autres applications ont été proposées entre le CWSI, les paramètres climatiques et les paramètres physiologiques (potentiel hydrique, conductance stomatique, transpiration, assimilation nette) (Charbonnier, 1984). La régression du potentiel hydrique foliaire a été proposée pour le coton par Jackson (1991) et pour l'arachide par Annerose & Ctouvet (1996). Plusieurs auteurs ont travaillé sur la modélisation des paramètres du rendement et le CWSI (Otufayo *et al.* 1996 ; Sepaskhah & Liampour 1996).

En plus de l'utilité du CWSI, les mesures de température du couvert peuvent être également appliquées au *screening* de variétés tolérantes à la sécheresse. En effet, de récents travaux montrent que les variétés qui présentent des températures de couvert élevées sous conditions d'alimentation hydrique optimales sont les plus productives en situation de stress (Rashid *et al.*, 1999). Ces derniers ont utilisé la température du couvert végétal comme outil de sélection de cultivars de blé résistants à la sécheresse.

Le CWSI est un indicateur de stress hydrique qui présente une très large applicabilité. En effet, sous différentes conditions climatiques, il est le mieux adapté aussi bien des zones sèches que celles humides (Charbonnier, 1984). La contrainte hydrique représentant la limite majeure d'une zone semi-aride et en particulier au Sahel, les recherches sur la gestion des ressources hydriques doivent constituer une priorité. C'est dans cette optique que l'utilisation du CWSI, comme outil de diagnostic et de pilotage de l'irrigation dans les productions végétales, permettrait de pallier les effets de la sécheresse mais aussi d'assurer une gestion plus rationnelle de l'eau,

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Annerose D. & Clouvel P., 1996.- Conduite de l'irrigation dans la région du Fleuve Sénégal : Approche physiologique et application à la culture de l'arachide. Communication présentée à l'Atelier Base Centre Arachide-CERAAS : « L'arachide cultivée en zones sèches : stratégies et méthodes d'amélioration de l'adaptation à la sécheresse ». CNRA, Bambey, Sénégal, 17-20 décembre 1996.
- Annerose D. & Cornaire B., 1994.- Approche physiologique de l'adaptation à la sécheresse des espèces cultivées pour l'amélioration de la production en zones sèches, 137-150 p. In Reyniers F.-N & Nétoyo L. (éds.) : Bilan hydrique agricole et sécheresse en Afrique tropicale : vers une gestion des flux hydriques par le système de cultures. Séminaire international, Bamako 9-13 décembre 1991. Editions John Libbey Eurotext, France, 415 p.
- Belhassen E., This D. & Monneveux Ph., 1995.- L'adaptation génétique face aux contraintes de sécheresse. *Sécheresse* 4 (4), 251-261 p.
- Berger A. 1971.- La circulation de l'eau dans le système sol-plante : étude de quelques résistances en relation avec certains facteurs du milieu. Thèse de Doctorat d'Etat, Université de Montpellier, 224 p.
- Charbonnier G., 1984.- Les mesures de température de surface à partir de l'infra-rouge thermique : Interprétation en vue de mieux planifier l'irrigation des cultures. CIRAD, 41 p. + Bibliographie-Annexes.
- Desouky L., 1994.- Physiologie et biochimie de la phytotoxicité des herbicides inhibiteurs de la photosynthèse. Thèse de doctorat, Université Libre de Bruxelles, 137 p. + Annexes
- Dhopte A. M. & Manuel Livera-M., 1989.- Measuring water potential and water flow in plants. *Useful techniques for plants sciences*, 116-154 p.
- Diouf M., 1993.- L'eau dans le système sol plante atmosphère : Concepts, méthodes d'études, application à *Acacia tortilis* (Forsk.) Hayne subsp. *Raddiana* (Savi) Brenan var. *raddiana* (Brenan). Mémoire de DEA, UCAD, 131 p.
- El Jaafari S., Paul R., Lepoivre Ph., Semal J. & Laitat E., 1993.- Résistance à la sécheresse et réponses à l'acide abscissique : analyse d'une approche synthétique. *Sécheresse* 2 (4), 256-263 p.
- Eylerters M. & Bourrié B., 1996.- La fluorimétrie : un outil pour étudier les déficiences nutritionnelles de la vigne et mesurer l'effet des apports d'engrais. *Phytoma - La Défense des végétaux*, 489, 58-60 p.
- Eylerters M., 1993.- La photoinhibition des mécanismes biophysiques et biochimiques de protection au niveau du photosystème II. Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques.
- Ficus M. & Tanner C. B., 1966.- Infrared thermometry of vegetation. *Agron. J.* 58 (6), 597-601 p.
- Garrot D. J., Jr., Ottman M. J., Frangmeier D. D. & Husman S. H., 1994.- Quantifying wheat water stress with the crop water stress index to schedule irrigations. *Agron. J.* 86 (1), 195-199 p.
- Guingue B. A., 1998.- Caractérisation des réponses morpho-physiologiques et biochimiques de l'arachide (*Arachis hypogaea* L.) au déficit hydrique. Mémoire de DEA, UCAD, 54 p. + Annexes.
- Hartfield J. L., 1990.- Measuring plant stress with an infrared thermameter. *HortScience* 25 (12), 1535-1538 p.

- Ilavaux M., 1987 - Effets of chilling on the redox state of primary electron acceptor Q_A of photosystem II in chilling-sensitive and resistant plant specie. *Plant Physiol. Biochem.* 25 (6), 735-743 p.
- Ilavaux M., Erneux M. & Lannoye R., 1988.- Sélection des variétés de blé dur (*Triticum durum* Desf.) et de blé tendre (*Triticum aestivum* L.) adaptées à la sécheresse par la mesure de l'extinction de la fluorescence de la chlorophylle *in vivo*. *Agronomie* 3, 193-199 p.
- Heuertz M., 1998.- Contribution à l'étude de la diversité génétique de variétés traditionnelles de sorgho (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) du nord-ouest du Maroc. Mémoire de Licence en Sciences biologiques (Biologie végétale). Université Libre de Bruxelles, 102 p. + Annexes.
- Idso S. B. *et al.*, 1981.- Normalizing the stress degree day parameters for environmental variability. *Agricultural Meteorology*, 24, 45-55 p.
- Jackson R. D. *et al.*, 1981.- Canopy temperatures as a crop water stress indicator. *Water Resources Research* 17 (4), 1133-1138 p.
- Jackson S. H., 1991.- Relationships between normalized leaf water potential and crop water stress index values for acacia cotton. *Agricultural Water Management* 20, 109-118 p.
- Kautsky H. & Kirsch A., 1931.- Neue Versuche zur Kohlensäureassimilation. *Naturwissenschaften*, 19.96 p.
- Lacape M. J., 1998.- Analyse physiologique de la réponse de variétés de cotonnier au déficit hydrique. Thèse de Doctorat. ENSAM, Montpellier, 120 p. + Annexes.
- Levitt J., 1980.- Responses of plants to environmental stresses. Water-, radiation, salt and other stresses. Vol II, *Academic Press Inc.*, 606 p.
- Lougnet P. & Laffray D., 1988.- Techniques d'études de l'état hydrique des plantes. *Bull. Amélior. Prod. Agri. Milieu Arid.* 1, 7-30 p.
- Mdiaye A., 1983.- Utilisation de la chambre de pression et du psychrohygromètre pour mesurer le potentiel hydrique de l'arachide (*Arachis hypogaea* L.). Rambey, *Collection: Etudes techniques du CVRA*, n°34, 24 p.
- Olufayo A., Baldy C. & Ruelle P., 1996.- Sorghum yield, water use and canopy temperatures under different levels of irrigation. *Agricultural Water Management* 30 (1), 77-90 p.
- Ouedraogo I., 2000.- Caractérisation du comportement morpho-physiologique en condition de déficit hydrique de variétés d'arachide (*Arachis hypogaea* L.) cultivées en zone semi-aride d'Afrique tropicale. Mémoire de DESA, CRESA, Université de Abdou Moumouni de Niamey, 65 p. + Annexes.
- Panneels P., Coutrez D. & Lannoye R., 1987.- Fluorescence de la chlorophylle : bases théoriques et pratiques des mesures. *PROBIO-REVUE* 10 (4), 291-300 p.
- Pastore D., Flagella Z., Rascio A., Cedola M. C. & Wittmer G., 1989.- Field studies on chlorophyll fluorescence as drought tolerance test in *Triticum durum* Desf. genotypes. *Journal of Genetics and Breeding* 43, 45-51 p.
- Rashid A., Stark J. C., Tanveer A. & Mustafa T., 1999.- Use of canopy temperature measurements as a screening tool for drought tolerance in spring wheat. *J. Agronomy & Crop Science* 182, 231-237 p.
- Reginato R. J., 1983.- Field quantification of crop water stress. Trans. ASAE (*Am. Soc. Agric. Eng.*) 772-781.

- Sarr B., Ndjendole S., Diouf O., Diouf M. & Roy-Macauley H., 1999.- Suivi de l'état hydrique du sol et de la température du couvert de maïs au Sénégal. *Sécheresse* 10 (2), 129-135 p.
- Scholander P. F., Hammel H. T., Bradstreet E. D. & Hemmingsen E. A., 1965.- Sap pressure in vascular plants. *Science* 148, 339-346 p.
- Sepaskhah A. R. & Iampour S., 1996.- Relationships between yield, crop water stress index (CWSI) and transpiration of cowpea (*Vigna sinensis* L.). *Agronomie* 16, 269-279 p.
- Spanner D. C., 1973.- The components of water potential in plants and soils. *J. Exp. Bot.* 24, 816-819 p.
- Strasser R. J., Srivastava A. & Tsimilli-Michael M., 2000.- The fluorescence transient as a tool to characterize and screen photosynthetic samples. Laboratory of bioenergetics, University of Geneva, Mohanty, Yunus and Pathre editions, 21 p. + Annexes.
- Turner N. C., 1979.- Drought resistance and adaptation to water deficit in crop plants. 343-372. In : « Stress physiology of crop plants », Musser I-I., Staples R. C. (eds). *Wiley Interscience*, New York.