

**MANUAL DE PRÁCTICAS DE  
FISIOLOGÍA VEGETAL**

*Víctor Hugo Lallana*

*María del Carmen Lallana*

570	Lallana, Víctor Hugo
CDD	Manual de prácticas de fisiología vegetal / Víctor Hugo Lallana ; María del Carmen Lallana. - 1a ed. 1a reimp. - Paraná : Universidad Nacional de Entre Ríos. UNER, 2017. 226 p. ; 27 x 19 cm. - (Serie Cátedra ; 3)
	ISBN 978-950-698-329-1
	1. Fisiología Vegetal. I. Lallana, María del Carmen II. Título

Primera edición, 300 ejemplares, 2014.

Directora de EDUNER: María Elena Lothringer

Coordinación de la edición: Gustavo Esteban Martínez

Corrección: Ana Lía Pujato

Diseño gráfico: Gabriela Resett

Foto de tapa: *Bletilla striata* en cultivo *in vitro*. Víctor Hugo Lallana, 2012

© LALLANA, Víctor Hugo; LALLANA, María del Carmen

© EDUNER. Editorial de la Universidad Nacional de Entre Ríos

Entre Ríos, Argentina, 2017.

Facultad de Ciencias Agropecuarias, Resolución C.D. N° 6.794/12

Queda hecho el depósito que marca la ley 11 723.

No se permite la reproducción parcial o total, el almacenamiento, el alquiler, la transmisión o la transformación de este libro, en cualquier forma o por cualquier medio, sea electrónico o mecánico, mediante fotocopias, digitalización u otros métodos, sin el permiso previo y escrito del editor.

Su infracción está penada por las leyes 11 723 y 25 446.

Eva Perón 24, E3260FIB

Concepción del Uruguay, Entre Ríos, Argentina

eduner@uner.edu.ar

Editado e impreso en Argentina

Colección Cátedra

ISBN 978-950-698-329-1

## Crecimiento

---

---

A. Análisis del crecimiento  
en un cultivo anual

B. Efecto del agua sobre  
el crecimiento

C. Efecto de la luz sobre  
el crecimiento

D. Medición del área foliar  
mediante escáner y software IDRISI

---

---



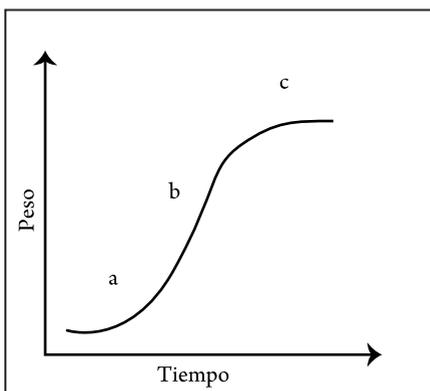
## CRECIMIENTO

---

### INTRODUCCIÓN

El crecimiento se puede definir como el aumento de protoplasma o el incremento de peso seco o de volumen que ocurre en forma irreversible en un órgano o en la planta entera. Las variables a utilizar para su medición dependen de lo que se quiera medir y de la finalidad. En cultivos por ejemplo puede utilizarse la altura de los tallos, peso seco total, área foliar, etc. En un bosque, en cambio se mide altura de los árboles, diámetro del tronco, número de ramas, índice de área foliar, etc. Otras variables frecuentes son: longitud de raíces y rizomas, volumen y peso de tubérculos y frutos, y aun número de células. En algunas investigaciones se puede utilizar la cantidad de nitrógeno proteico celular como indicador de la masa protoplasmática, obviando así estructuras inactivas como las paredes. De acuerdo con la variable elegida se utilizará la unidad de medida más apropiada.

El crecimiento de las plantas se localiza en tejidos especiales denominados meristemas, que conservan su capacidad de dividirse indefinidamente. Existen meristemas apicales: caulinares y radicales; meristemas laterales: cambium y felógeno; meristemas intercalares: base de los entrenudos, base de las vainas, base de la lámina y meristemas marginales: bordes de las hojas. Otra característica del crecimiento de los vegetales es que en general es de carácter periódico, es decir que presentan períodos de crecimiento alternados con otros de reposo o disminución



de su actividad. Este comportamiento puede deberse a causas endógenas o exógenas.

El **crecimiento absoluto (r)** es el incremento de masa por unidad de tiempo. Si bien resulta importante su determinación en algunas circunstancias, por lo general es de mayor interés conocer el **crecimiento relativo (R)**. Es decir el incremento de masa por unidad de tiempo en función de la masa presente.

El crecimiento de una planta o de cualquiera de sus órganos pasa por varios estadios, que se representan con una curva sigmoidea. Presenta tres fases: una **fase exponencial o logarítmica (a)**, en la que el crecimiento aumenta con el tiempo en forma exponencial; una **fase lineal (b)**, donde el crecimiento ocurre a un ritmo constante con respecto al tiempo y responde a la ecuación de una recta:  $y = a + bx$  y la tercera, **fase de senescencia (c)**, que se caracteriza por una disminución gradual del crecimiento con respecto al tiempo, hasta hacerse cero. Esta última caracteriza la madurez de la planta.

Existen varios índices que se utilizan para definir o caracterizar el crecimiento de una planta u órgano; se encuentran descritos en la Ayuda Didáctica nº 7 (Lallana *et al.*, 2004) que además complementa los aspectos teóricos del tema necesarios para la realización de los trabajos prácticos planteados en esta sección del Manual.



#### A. ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO EN UN CULTIVO ANUAL

El objetivo del trabajo será analizar el crecimiento de un cultivo de avena con diferentes densidades por medio de variables cuali-cuantitativas utilizando índices de crecimiento.

##### TÉCNICA OPERATORIA

Los materiales a utilizar son: semillas de avena, parcelas de  $5 \times 2$  m, sembradora de grano fino en línea, rastrillos y carpidores, estacas, sobres de papel madera, hojas de papel oficio de 70 g, balanza de precisión 0,1 y 0,01 g, estufa de secado, regla y tijera.

La experiencia se realizará con un cultivar de avena sembrado con diferentes densidades (una normal y otra, 50 % más de lo normal) en parcelas de  $5 \times 2$  m. Se calculará la densidad normal según el cultivar, el número de plantas por hectárea esperado y el poder germinativo.

La siembra se efectuará con sembradora de grano fino en líneas separadas a 15 cm dispuestas en sentido de mayor longitud de la parcela y a una profundidad de 5-7 cm. Se utilizará un diseño en bloques completamente aleatorizados. Se harán dos bloques con dos (2) tratamientos (T1 y T2) y 2 repeticiones.

T1: ..... kg/ ha densidad normal

T2: ..... kg/ ha (50 % más de la densidad normal)

Todo el ensayo será rodeado de parcelas de avena para evitar el efecto de borde. Entre parcela y parcela, y entre bloques se dejará un metro de separa-

ción para caminos. Previo a la implantación del ensayo deberá confeccionar el plano del ensayo con la distribución de los tratamientos. Los muestreos se realizarán cada 7 días.

### ***Muestreo a campo***

Las determinaciones a realizar **en forma semanal** son: fenología del cultivo; altura; densidad; biomasa aérea: lámina de las hojas y resto de la planta (tallo); área foliar y rendimiento de granos (ver planillas adjuntas al final del protocolo).

Aproximadamente en el centro se dejará una **línea de 1 m** sin muestrear –marcarla con estacas–, la que se utilizará para contar el número de plantas (densidad) y determinar el rendimiento (cosecha de las panojas).

**Fenología del cultivo:** se considerará cada fase o etapa cuando el 50 % o más de las plantas se encuentre con las características propias de cada etapa: germinación, emergencia, macollaje, encañado, panojamiento y floración, madurez y cosecha.

**Altura:** en cada parcela se tomarán 10 medidas de altura de plantas y se calculará su valor medio. Se medirá con una regla o varilla graduada de un metro, tomándose la altura de la planta hasta la última hoja (bandera) o panoja en su posición normal en pie.

**Densidad:** se contará el número de plantas –considerando que cada macollo es una planta– en la línea de un metro marcada. Los recuentos se llevarán a plantas por metro cuadrado: plantas de la línea  $\times 6,66$  (dado que los surcos están distanciados a 15 cm).

Luego, en cada parcela se extraerán tres (3) plantas al azar, cortándolas a ras del suelo. En laboratorio se procederá a realizar las siguientes determinaciones:

**Área foliar (AF):** se procederá de la siguiente forma:

1. dibujar el contorno de las láminas en papel oficio de 70 g; dibujar una superficie conocida (10  $\times$  10 cm)
2. cortar con cuidado todos los dibujos
3. pesar en balanza de precisión 0,001 g
4. por relación de peso de la superficie conocida calcular el área de las láminas.

Calcular el AF promedio (AF/3), conociendo la densidad de plantas se obtiene el AF/m<sup>2</sup> (AF/pl  $\times$  n° pl/m<sup>2</sup>). Luego se calculará el índice de área foliar (IAF):

$$\text{IAF} = \frac{\text{cm}^2 \text{ hojas fotosintetizantes}}{\text{cm}^2 \text{ de suelo}}$$

**Biomasa:** Las tres plantas serán pesadas para obtener el peso fresco/planta (considerar sólo las partes verdes, eliminar lo seco). Luego se separarán las láminas de las hojas, se pesarán y por diferencia con el peso fresco de la planta entera se obtendrá el peso fresco del resto (tallo). **Los valores se expresarán por planta individual (promedio de las tres plantas) y por parcela.**

Después se llevarán las láminas y el resto a estufa a 80 °C por 48 horas para determinar el peso seco (las muestras se colocan en sobres de papel madera: láminas, resto y luego panojas, en forma separada). De esta manera se podrán calcular los porcentajes de materia seca (MS) en hojas y resto, por etapa fenológica. Ejemplo:

$$\% \text{ MS} = \frac{\text{peso seco hojas} \times 100}{\text{peso fresco hojas}}$$

**Rendimiento:** se cosecharán las plantas de la línea de 1 m (madurez comercial), se separarán las panojas y se trillarán manualmente para la separación de los granos. Se pesará y se calculará el rendimiento en kg/m<sup>2</sup>. Luego se cosecharán todas las plantas de las parcelas, trillándolas a mano.

#### *Cálculo de índices de crecimiento*

A partir de los datos de la planilla de registros semanales y utilizando las fórmulas descritas (pág. 10-18, Lallana y Lallana, 2004) calcule y grafique los siguientes índices:

- Tasa de crecimiento absoluta (GR ó r)
- Tasa relativa de crecimiento (R)
- Tasa foliar unitaria o de asimilación neta (NAR)
- Índice de área foliar (LAI)
- Tasa de área foliar (LAR)
- Cociente de peso foliar (LWR)
- Área foliar específica (SLA)
- Tasa de crecimiento relativo del cultivo (C)
- Biomasa de la planta en función del tiempo

Analice los resultados y elabore el respectivo informe.

**LECTURAS COMPLEMENTARIAS**

- HUNT, R. (1981). Plants growth analysis. Edwards Arnol. *Studies in biology*. n° 96, 67 p.
- LALLANA, V. H. y M. del C. LALLANA (1999). *Manual de prácticas de Fisiología vegetal*. Facultad de Ciencias Agropecuarias, UNER, 86 p.
- LALLANA, V. H. y M. del C. LALLANA (2004). Crecimiento. *Ayuda didáctica UT n° 7*. Cát. Fisiología Vegetal. Facultad de Ciencias Agropecuarias, UNER, 21 p.
- ROCHI, G. y V. H. LALLANA (1996). Análisis del crecimiento aéreo y radical de plantas de «carragatá» (*Eryngium paniculatum* Cav. et Domb.). *Revista Ciencia, Docencia y Tecnología*, 7 (12): 137-150.



**Planilla para el registro de datos básicos**

Responsable del grupo: \_\_\_\_\_

Fecha de siembra: \_\_\_\_\_ Cultivar: \_\_\_\_\_

Diseño: \_\_\_\_\_ Tratamientos: \_\_\_\_\_

Densidad de siembra por tratamiento: \_\_\_\_\_

Tareas culturales: presembrado: \_\_\_\_\_

Pos emergencia: control de malezas, insectos, enfermedades

Condiciones climáticas: lluvias, temperaturas medias.

Observaciones: \_\_\_\_\_

---



**Planilla para registro de datos de fenología y crecimiento**

VARIABLES	TRATAMIENTO N°		
	1ª SEMANA	2ª SEMANA	3ª SEMANA
Fenología			
Densidad (pl/m <sup>2</sup> )			
Altura (cm)			
Biomasa aérea total (peso fresco) (g/m <sup>2</sup> )			
Peso fresco hojas (g/m <sup>2</sup> )			
Peso fresco resto (g/m <sup>2</sup> )			
Peso seco total (g/m <sup>2</sup> )			
Peso seco hojas (g/m <sup>2</sup> )			

Continúa en página siguiente >>>



## B. EFECTO DEL AGUA SOBRE EL CRECIMIENTO

---

### INTRODUCCIÓN

Para los aspectos teóricos del tema ver la Ayuda didáctica de la UT nº 7 (Lallana y Lallana, 2004), correspondiente al tema Crecimiento, además de las lecturas complementarias sugeridas al final de la guía.

El crecimiento del vegetal se ve seriamente afectado por el déficit hídrico, entre otras cosas porque hay pérdida de turgencia y alteraciones en los procesos básicos como fotosíntesis y respiración. Prácticamente se puede decir que es el principal factor limitante a nivel mundial para la producción de alimentos.

Es posible, y es una técnica bastante utilizada, determinar el contenido relativo de agua (CRA) o turgencia relativa. Consiste en determinar el contenido de agua de una planta, en un momento dado, y compararlo con el del estado de turgencia máxima. Se calcula de la siguiente forma:

$$\text{CRA} = \frac{\text{PF1} - \text{PS}}{\text{PF2} - \text{PS}} \times 100$$

PF1 = peso fresco de los discos en el momento en que se cortan

PF2 = peso fresco con la turgencia máxima

PS = peso seco

También se puede expresar como déficit de saturación de agua (DSA)

$$\text{DSA} = 100 - \text{CRA}$$

La información del potencial agua y la del CRA se usan con frecuencia para conocer el estado hídrico de una planta.

Complementando el trabajo planteado, al finalizar la experiencia se determinará el CRA, en plantas crecidas con abastecimiento normal de agua y en plantas sometidas a sequía.



## B. EFECTO DEL AGUA SOBRE EL CRECIMIENTO

El objetivo de este trabajo práctico será analizar el crecimiento de plantas abastecidas con agua en forma adecuada, comparado con el crecimiento de plantas sometidas a sequía. Se calcularán los siguientes índices de crecimiento: tasa relativa de crecimiento, tasa de asimilación neta y la tasa de área foliar y se realizará el cálculo del contenido relativo del agua (CRA).

### TÉCNICA OPERATORIA

Para iniciar el trabajo se le entregará a cada comisión semilla de poroto (*Phaseolus vulgaris*) y macetas para preparar los siguientes lotes:

**Lote 0:** destinado a efectuar mediciones diarias de longitud del primer par de hojas y altura de las plantas, en los dos tratamientos, H = macetas regadas periódicamente y S = macetas sometidas a sequía.

**Lote 1:** destinado a la medición del área foliar y el peso seco de las plantas a la semana de la siembra, en los dos tratamientos (H y S).

**Lote 2:** destinado a la medición del área foliar y el peso seco de las plantas a las dos semanas de la siembra, en los dos tratamientos (H y S).

**Lote 3:** destinado a la medición del área foliar y el peso seco de las plantas a las tres semanas de la siembra, en los dos tratamientos (H y S).

Para determinar la longitud de las hojas se trabajará con el lote 0. Separe por la mitad tres (3) semillas de poroto y mida al mm el largo de los cotiledones del embrión. Calcule el promedio; este valor será el inicial de una serie de medidas. Ponga a germinar en cada maceta 15 semillas, al tercer día mida al mm la longitud de las dos primeras hojas de tres plantas (incluido el pecíolo). Si todavía no han emergido desentierre 3 semillas, efectúe las mediciones y deseche las semillas utilizadas. Opere de la misma manera en los días siguientes pero una vez que las plántulas hayan emergido deje únicamente 5 por maceta y en cada una mida a diario (hasta el día 7), al mm, la longitud de las dos primeras hojas (incluido el pecíolo), luego efectúe las mediciones a las dos y a las tres semanas.

La altura se determinará sobre las mismas cinco plantas del lote 0, a la 1.<sup>a</sup>, 2.<sup>a</sup> y 3.<sup>a</sup> semana. Siempre en ambos tratamientos.

Para determinar el área foliar y peso seco, una vez emergidas las plantas se dejarán cinco por maceta en los lotes 1 y 2 y seis en el lote 3. Para obtener el área foliar se dibujarán las láminas de las hojas, en papel de 70 g y una superficie conocida (10 × 10 cm). Cortar los dibujos, pesar en balanza de precisión 0,001 g y por relación de peso de la superficie conocida, calcular el área foliar.

Luego llevar las plantas a estufa a 80 °C durante 48 h para determinar el peso seco. Proceder del mismo modo con el lote 2 (2.<sup>a</sup> semana) y con cinco plantas del lote 3 (3.<sup>a</sup> semana). Mantenga una planta intacta, sin cosechar, para determinar el CRA. Los datos se registrarán en la planilla adjunta al final del protocolo.

Con los datos obtenidos calcular: tasa relativa de crecimiento (R), tasa de asimilación neta (NAR) y tasa de área foliar (LAR), expresar todo por planta individual y confeccionar las gráficas, además de las correspondientes a longitud del primer par de hojas y altura.

En la planta remanente del lote 3 de cada tratamiento muestrear 10 discos de hojas con un sacabocado. Colocarlos en caja de Petri previamente tarada y pesar rápidamente al miligramo los discos del tratamiento H; repetir la operación con los del tratamiento S. Este dato constituye el **peso fresco (PF)**. Mantener cerradas las cajas de Petri para evitar la desecación de los discos.

Agregar agua destilada a las cajas de Petri y dejar en reposo durante 4 horas. Al cabo de ese tiempo retirar los discos de cada tratamiento, secarlos en forma rápida, completa y sin ejercer presión (esta operación es crítica) entre papeles de filtro. Pesar nuevamente. Este dato constituye el **peso fresco a turgencia máxima (PT)**.

Colocar los discos en estufa a 90 °C durante una hora, para determinar peso seco (PS). Efectuar los cálculos y determinar el **CRA** para cada tratamiento.

Redactar el informe correspondiente expresando con claridad los resultados, cuadros de datos, gráficas y conclusiones.

## LECTURAS COMPLEMENTARIAS

GUÍA DE TRABAJOS PRÁCTICOS. Cátedra Fisiología Vegetal. Facultad de Ciencias Agrarias, UN del Nordeste, 44 p.

LALLANA, V. H. y M. del C. LALLANA (2004). *Crecimiento*. Ayuda didáctica UT n° 7, Cátedra Fisiología Vegetal. Facultad de Ciencias Agropecuarias, UNER, 21p.

MONTALDI, E. (1995). *Principios de Fisiología vegetal*. Sur, Cap. VII, 298 p.



## C. EFECTO DE LA LUZ SOBRE EL CRECIMIENTO

---

### INTRODUCCIÓN

En la fotosíntesis las plantas convierten la energía luminosa en energía química, necesaria para su crecimiento. Las plantas pueden sentir la calidad de la luz incidente por medio de pigmentos específicos –diferentes de los que actúan en fotosíntesis– y detectar la situación del ambiente en que viven (ej., situación de competencia entre plantas por la luz) modificando su crecimiento y desarrollo.

El ajuste de un organismo a un ambiente determinado depende, entre otros factores, de la capacidad para detectar los cambios del mismo y traducirlos en modificaciones fisiológicas y morfológicas, que le permitan cumplir con todas las funciones necesarias para completar su ciclo.

Existen en los vegetales mecanismos que pueden percibir la composición, duración e intensidad de la luz e influir en la actividad de las plantas, de tal manera que su funcionamiento se hace dependiente del momento del día, de la estación del año, del estrato de vegetación en que están ubicadas, etc.

A través de la fotosíntesis se producen cadenas carbonadas y se almacena energía. Los procesos fotomorfogénicos juegan un papel regulador, intervienen en el control de la forma y momento de la utilización de los productos de la fotosíntesis, incluyendo el tamaño, la forma y composición de los distintos órganos, así como el momento en que algunos órganos comienzan o dejan de ser formados.

Esta asociación de la fotosíntesis con la nutrición y la fotomorfogénesis con la regulación muestra el rol más característico de los dos tipos de procesos, aunque en algunos casos los productos de la fotosíntesis tienen efecto regulador y en otros los procesos fotomorfogénicos influyen sobre la producción de materia seca.

Si bien el comportamiento de las plantas en determinadas condiciones de luz es una respuesta integrada, considerando únicamente el alargamiento de los tallos, el crecimiento de las plantas no sólo prosigue en la oscuridad si las reservas son suficientes sino que es mucho más intenso que en la luz. Es el fenómeno del ahilamiento. Este crecimiento particular, que se produce en detrimento de reservas limitadas, trae como consecuencia una disminución constante de peso seco.

Si el fenómeno de alargamiento aumenta en la oscuridad, la solidez de las paredes celulares se reduce notoriamente; de ahí que las plantas ahiladas tengan una consistencia flácida. Se caracterizan además por presentar un hipocótilo extremadamente largo, ausencia casi total de pigmentos (los presentes están en concentraciones bajas) y muy limitada expansión de los tejidos foliares: la lámina de las hojas de las dicotiledóneas no se expande en la oscuridad. Estas diferencias morfogénicas tan visibles son el reflejo de numerosas alteraciones fisiológicas en todos los niveles: celular, subcelular y molecular.

La biosíntesis se beneficia con la luz, no solamente debido al efecto directo sobre la fotosíntesis sino también por la acción moderadora que ejerce sobre el crecimiento. A medida que se incrementa la intensidad de la luz, la tendencia general es que los ejes sean más cortos. Es frecuente también que dentro de ciertos límites, la concentración de pigmentos antociánicos sea mayor y aumente el espesor de la lámina foliar. El ritmo de producción de primordios foliares aumenta con mayor intensidad luminosa.

Como efectos indirectos de la luz, a mayor intensidad se modifican las condiciones de temperatura y el ritmo transpiratorio.



### C. EFECTO DE LA LUZ SOBRE EL CRECIMIENTO

El objetivo será verificar las diferencias en el crecimiento que experimentan plantas crecidas en condiciones de luz y de oscuridad.

#### TÉCNICA OPERATORIA

Seleccione 60 semillas de arveja, de tamaño semejante. Sepárelas en porciones de 20, que luego se pesan. Coloque la primera porción en caja de Petri previamente pesada. Seque a estufa a 80 °C durante 48 h, enfríe y vuelva a pesar. El peso promedio del tegumento de arveja es de 17 mg. Reste el mismo del peso seco de la semilla, para obtener el peso inicial del embrión incluyendo los cotiledones.

Determine por separado los volúmenes de las porciones 2 y 3, colocándolas en una probeta graduada a la cual se le añade un volumen medido de agua. Luego coloque cada porción en caja de Petri, semicubierta con agua destilada, rotule y llévelas a la oscuridad durante 48 h para germinar. Al cabo de este período siembre cada porción en macetas separadas, con tierra y vermiculita, a 12,5 mm de profundidad. Riegue bien las macetas con agua corriente o solución nutritiva. Lleve una de las macetas (porción 2) al invernáculo y la otra

(porción 3) guárdela en su armario en la oscuridad. Riegue con regularidad las macetas con agua corriente o solución nutritiva.

A los 21 días de haber remojado las semillas saque las plantas de las macetas con cuidado y lave la vermiculita y la tierra de las raíces, cuente el número de plantas. Mida el largo del tallo y de la raíz principal de 10 plantas de cada lote, obtenga el promedio. Reúna las plantas de cada lote y determine el volumen como se señaló más arriba, empleando una probeta grande (250 mL o más).

Separe los cotiledones de cada una de las plantas, séquelos en papel de filtro y determine el peso fresco para cada lote de cotiledones. Realice las correcciones necesarias para los cotiledones que puedan haberse perdido. Determine de igual manera el peso fresco de los tejidos restantes de cada grupo de plantas. Luego coloque los tejidos y los cotiledones en sobres separados previamente pesados y seque a 80 °C durante 48 h. Pese nuevamente y obtenga el peso seco de los tallos, raíces y cotiledones, restando el peso de los sobres del valor obtenido.

Registre las observaciones en las planillas adjuntas al final de este protocolo, expresando los resultados en valores promedio por planta, interprete los resultados y elabore el informe correspondiente.

### LECTURAS COMPLEMENTARIAS

LALLANA, V. H. y M. del C. LALLANA (2004). *Crecimiento*. Ayuda didáctica UT n° 7. Cátedra Fisiología Vegetal, Facultad Ciencias Agropecuarias, UNER, 21 p.

LALLANA, V. H. y M. del C. LALLANA (1999). *Manual de prácticas de Fisiología vegetal*. Facultad de Ciencias Agropecuarias, UNER, 86 p.

SÍVORI, E., E. MONTALDI y O. CASO (1980). *Fisiología vegetal*. Cap. XII, pp.420-439. Hemisferio Sur, 681 p.



#### Planilla para registro de datos de situación inicial de las semillas (lote 1)

	LOTE 1
1. Peso fresco (g)	
2. Peso seco (g)	
3. Peso del tegumento (g)	
4. Peso seco inicial de la semilla (2-3) (g)	



**Planilla para registro de datos crecimiento en condiciones de luz y oscuridad**

	LOTE 2	LOTE 3
1. Peso fresco semillas		
2. Volumen de la semilla		
3. N° de plantas cosechadas		
4. Largo del tallo		
5. Largo de la raíz		
6. Volumen total de la planta		
7. Cotiledones: Peso fresco		
Peso seco		
8. Tallo + raíz: Peso fresco		
Peso seco		
9. % de agua de las semillas		
10. % de agua de las plantas desarrolladas		
11. % de agua de los cotiledones		



**Calcule el porcentaje de agua en peso de las semillas y de las plantas mediante la siguiente fórmula**

$$\% \text{ agua} = \frac{\text{Peso fresco}}{\text{Peso seco}} \times 100$$




---



---



---



---



---



---



---



---



---



---



---



---



---



---



---



---

## D. MEDICIÓN DEL ÁREA FOLIAR MEDIANTE ESCÁNER Y SOFTWARE IDRISI

---

### INTRODUCCIÓN

Se describe un procedimiento metodológico (Lallana, 1999) para el cálculo del área foliar –método destructivo– mediante el uso de un escáner de mesa y un software para procesamiento de imágenes. Se describe paso a paso la técnica operatoria y el cálculo del factor de corrección de la técnica empleada.

Entre las ventajas del método propuesto merecen citarse:

1. rapidez y exactitud de la medición;
2. bajo costo, comparado con equipos específicos para la medición del área foliar y,
3. posibilidad de almacenar toda la información en forma digital y emplearla para otros estudios (por ciento de daño por enfermedad, partes de hojas afectadas por insectos, formas de las hojas durante el crecimiento, etc.).



### D. MEDICIÓN DEL ÁREA FOLIAR MEDIANTE ESCÁNER Y SOFTWARE IDRISI

---

#### TÉCNICA OPERATORIA

---

##### *Etapa 1*

1. Encender el escáner
2. Encender la computadora y el monitor
3. Entrar a Windows
4. Abrir ventana HP DeskScan II®
  - 4.1. Colocar las hojas a medir sobre la superficie de la pantalla del escáner y tapar con una hoja blanca de papel tamaño IRAM A4. Tapar con cuidado evitando mover las hojas.
  - 4.2. Seleccionar DeskScan II v. 2.1.

4.3. Se despliegan dos ventanas. A la izquierda la que contiene el cuadro de menús para el escáner y a la derecha donde se visualizará el resultado de la imagen copiada por el escáner.

4.3.1. Seleccionar del menú superior <Especial>, dentro de esta nueva ventana seleccionar el tipo de hoja o tamaño a utilizar (A4, A5 o el Escáner completo) y la unidad de medida (cm). Seleccionar también el nivel de resolución óptica normalmente expresado en «dpi» (dots per inch) o «ppp» (puntos por pulgada) según el modelo y software del escáner. Se puede trabajar con 100 ó 200 «dpi», es suficiente para delimitar contorno y figuras llenas, además se ahorra bastante memoria de archivo (por ej. una resolución de 360 «dpi» ocupa aproximadamente 9251 bytes/cm<sup>2</sup> de imagen, con 100 «dpi» el valor es 1541). Cerrar el cuadro y del menú 4.2 solicitar <Previsual> y aparecerá la imagen copiada por el escáner. Si estamos conformes con lo visualizado, correr la opción <Scan> y guardar el archivo.

4.4. Para guardar el archivo, seleccionar <Archivo> del menú principal y luego <Guardar como> o <Exportar> según software. En esta ventana de diálogo seleccionar el <Tipo de archivo> (TIF 5.0 o bien TIFF -Uncompressed (\*.TIF)) y la unidad de disco (A, B ó C). El archivo se guardará con un nombre (soja) y una extensión (.TIF) o sea : SOJA.TIF para este ejemplo.

4.5. Cerrar la ventana y salir de Windows.

**ADVERTENCIA:** Los pasos señalados desde 4.1 a 4.4 pueden variar según el software utilizado por el modelo de escáner, pero básicamente se debe seleccionar bien lo indicado en el punto 4.3.1 con bastardilla y, además, tener en cuenta siempre seleccionar –antes de la visualización definitiva– «dibujo o imagen en Blanco y Negro». Esto genera una imagen digital de ceros (para los puntos negros) y unos (para los puntos blancos) en donde las hojas verdes pasan a color negro y el fondo (hoja IRAM A4) a blanco.

## ***Etapa 2***

1. Encender el equipo donde esté instalado el Programa IDRISI®, o bien si está en el mismo equipo seguir el paso 2).

2. Escribir CD IDRISI <Enter> y luego <IDRISI> y <Enter>

3. El programa IDRISI (versión 4.0)® fue creado para su uso en procesamiento de imágenes satelitales por la Escuela de Graduados de Geografía de la Universidad de Clark (EEUU), y corre bajo el sistema operativo DOS®. Actualmente (IDRISI News, 1995) ya se dispone de la versión bajo Windows®. Su

estructura es en módulos y cada programa corre en forma independiente y se los debe llamar de a uno por vez. En IDRISI podemos pedir directamente los programas a usar (ya que son módulos independientes) o bien trabajar con el menú de ayuda que aparece a la izquierda de la pantalla. A continuación describimos esta segunda opción.

3.1. Seleccionar <Project Management> y aparecerá una segunda ventana a la derecha con un nuevo menú de trabajo.

3.1.1. Del nuevo menú seleccionar <Environment> para verificar el Directorio de trabajo. Si es necesario cambiarlo, escoger el número de opción, escribir la letra correspondiente (A, B; ó C:\Area) y <Enter> para grabar los cambios realizados. Presionar <Esc> para volver al menú de la izquierda.

3.1.2. Seleccionar <Import/Export> para transformar el archivo –almacenado en disket o en el disco rígido– con extensión \*.TIF (Ej. SOJA.TIF) del escáner a formato \*.TIF Idrisi. Se despliegan varias opciones, seleccionar TIFIDRIS y la opción [1].

**Opción abreviada de 3.1.2:** Escribir TIFIDRIS <Enter>.

Luego solicita el nombre del archivo de datos o de entrada (<SOJA.TIF>) y a continuación el de salida (Ej.: SOJA1). Para más comodidad se puede dejar el mismo nombre del archivo original ya que se guarda con otra extensión. Luego <Enter> y comienza el proceso de conversión y grabado de la nueva imagen IDRISI (SOJA1.IMG) almacenada en el directorio que hayamos indicado según el punto 3.1.1. Mientras el programa efectúa la transformación de la imagen (1 minuto o menos según la velocidad del equipo) muestra la siguiente pantalla:

- TIFF file «soja1» has the following structure
- Columns: 2480
- Rows: 3478
- Bits per pixel per band: 1
- Image format: b/w positive image (0 = black)
- Header size: 486
- Number of bands: 1

Esta información de columnas y filas es la que se debe considerar para efectuar el cálculo del «factor de corrección». El valor 0=black nos informa que los ceros de la imagen digitalizada corresponden al color negro y los unos al blanco.

**3.1.3.** Con <Esc> volver al menú principal, seleccionar <Project Management> y luego <Document>, [1] y el nombre de la nueva imagen (SOJA1.IMG) y aparecerá la información del cabezal (Header size) de la imagen generada por IDRISI en 3.1.2. Este es un pequeño archivo que IDRISI crea para cada imagen y lo guarda con extensión \*.DOC (en el ejemplo SOJA1.DOC). En la información que presenta esta pantalla (25 opciones) seleccionar la opción número (8) –Unit dist– (Unidad de distancia del «pixel») que por defecto tiene el valor 1.000000 y colocar el del «factor de corrección» calculado según el tamaño de hoja empleada en la copia de la imagen original con el escáner y luego <Enter> para grabar los cambios y volver al menú principal. Esta información queda grabada en el archivo \*.DOC de la imagen. El paso descrito debe repetirse para cada nueva imagen de la que se desee calcular el área.

#### *Cálculo del «factor de corrección»*

Ejemplo: Si se emplea una hoja IRAM A4 de 21,0 cm (ancho) × 29,7 cm (largo) y una resolución de 300 «ppp», el número de columnas (ancho) es de 2480 y el de filas (largo) de 3478, de acuerdo con la lectura del cabezal de la imagen en IDRISI. Esta información se puede visualizar con la opción <Document> ya comentada (ver 3.1.3).

Para calcular el factor se efectúa el cociente entre la dimensión en cm de la hoja sobre el número de columnas o filas según corresponda. En este ejemplo el «factor de corrección» es **0,00850349**. Esto le indica a IDRISI® que cada «pixel» de la imagen equivale a

$$0,00846774193 \text{ cm} \times 0,00853939045 \text{ cm} = 0,000072309354 \text{ cm}^2$$

y que sale de calcular:

- Factor ancho:

$$21,0 / 2480 = 0,008467741935484$$

- Factor largo:

$$29,7 / 3478 = 0,008539390454284$$

- Factor largo por ancho:

$$623,7 \text{ cm}^2 / 8625440 \text{ pixels} = 0,00007230935465321$$

$$\text{cuya raíz cuadrada es: } 0,008503490733411$$

Por aproximación convendría tomar como el apropiado este último valor, que promedia las diferencias del largo por ancho. De todas formas las diferencias son a partir de la cuarta cifra después de la coma, pero debe considerarse que el programa multiplica por cientos de miles de pixeles.

Para el programa IDRISI® es suficiente colocar hasta la séptima cifra después de la coma; por lo tanto, el «factor de corrección» para hojas A4 es: 0,0085034

**Nota:** Es imprescindible calcular el valor del «factor de corrección» pues cambia de acuerdo con el tipo de escáner que se utilice, el tamaño de página y la definición en «ppp». Definido éste puede aplicarse en forma rutinaria siempre y cuando las imágenes estén copiadas con el mismo equipo, definición óptica y tamaño de página.

Para probar el ajuste del método (Lallana, 1999) se emplearon 5 imágenes patrón (Fig. 1) montando cuadrados de papel verde de 10 × 10 cm (A); 5 × 5 cm (B,C); 20 × 5 cm (D) y combinación (E).

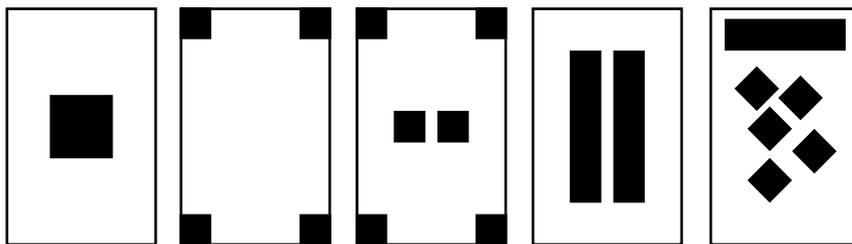


FIGURA 1. Muestras patrón para el cálculo del «factor de corrección» y áreas (Lallana, 1999)

Las hojas de la Fig. 1 se copiaron a 300 «ppp» utilizando un escáner de mesa HP ScanJet 5p® y luego se calculó el «factor de corrección» tomando los valores promedio de columnas (2482) y filas (3494) de cada imagen. Luego se calculó el área mediante el software IDRISI® y las diferencias con respecto al área real. En cuatro casos hubo una pequeña sobreestimación promedio de 0,69 % y en un caso una subestimación de 0,44 % respecto de las áreas originales. Estos resultados indican un buen ajuste entre los valores reales y los calculados muy aceptable para este tipo de determinaciones donde en general las diferencias oscilan entre un 5 y 8 % (Ginzo, 1968; Kieffer y Lallana, 1989).

### *Cálculo del área de la imagen*

3.1.4. Del menú principal de IDRISI seleccionar <Database Query> y del menú de la derecha el programa <AREA> y <Enter>, o bien en forma abreviada escribir <AREA> y <Enter>. Un primer menú solicita el nombre de la imagen (en nuestro ejemplo SOJA1), luego aparecen tres opciones, seleccionar la número «2» (=tabular). Luego aparece otro menú donde se selecciona la unidad de medida, elegir <Square meter>

y <Enter>. Inmediatamente el programa calcula las distintas áreas de la imagen. Como en este caso se trata de una imagen blanco (fondo) y negro (hojas) aparecen sólo dos valores:

Valor 0 (cero) –superficie de todas las hojas– con un número que debe leerse directamente en  $\text{cm}^2$ .

Valor 1 (uno) –fondo de la imagen– con un número que debe leerse directamente en  $\text{cm}^2$ .

**Observación:** En esta instancia debe anotarse en la planilla o cuaderno correspondiente, los valores del área foliar, el número de muestra a que pertenece y el nombre del archivo \*.IMG (Ej. SOJA1.IMG). La información del resultado numérico IDRISI no la guarda, pero es posible imprimirla con la tecla <Impr Pant> o <Print Screen>.

El método propuesto para el cálculo del área foliar resulta cómodo y rápido. Si bien es destructivo, su uso es recomendable para aquellas hojas de contornos irregulares, donde los métodos tradicionales son más difíciles de aplicar.

En caso de no disponer de un escáner en el lugar de trabajo es factible fotocopiar las hojas sobre fondo blanco y escanear las imágenes de fotocopias, grabarlas en disquete y luego procesarlas en el laboratorio con el software IDRISI®. Debe tenerse en cuenta el factor de distorsión de la fotocopia en papel, con respecto al original, en particular en los extremos de la hoja.

Para el trabajo de los alumnos en clase se dispone de un software desarrollado por la cátedra, que contiene una breve guía explicativa de cada paso e invoca automáticamente los programas a ejecutar, de manera de simplificar el uso.

**Aclaración:** todas las marcas y nombres de productos indicados con superíndice® son marcas comerciales o marcas registradas de las compañías correspondientes. No significa, de ninguna manera, una recomendación ni tampoco que no existan otras marcas utilizables para el mismo propósito, para obtener iguales o mejores resultados.



