

Prácticas  
de  
Laboratorio

2022

# Ecofisiología

Alvaro Barreto  
Diana Aguilera  
Gabriela Gaxiola



**UNAM**

**ESCUELA  
NACIONAL DE  
ESTUDIOS  
SUPERIORES**

**UNIDAD**

**MÉRIDA**

<b>I</b>	<b>Ecofisiología de Plantas</b>	<b>1</b>
1.	Determinación del potencial hídrico	2
2.	Efecto de la concentración osmótica y temperatura en la imbibición y germinación de semillas de papaya	14
3.	Extracción de pigmentos vegetales y cromatografía	20
4.	Pigmentos vegetales como indicadores de pH	25
5.	Síntesis de almidón por el proceso de la fotosíntesis	27
6.	Transporte de agua y transpiración de plantas halófila	30

## **Parte I**

# **Ecofisiología de Plantas**

## Determinación del potencial hídrico en tejido con el método gravimétrico

### 1.1. Introducción

El agua presenta un rol importante en la vida de la planta. Además, es considerada un nutriente porque es la forma en que las plantas absorben y asimilan los átomos de hidrógeno durante la fotosíntesis. Por otra parte, una de sus principales funciones es la de transporte, distribución de nutrientes, y metabolitos en la planta (Kirkham, 2014).

La principal magnitud que rige los movimientos del agua es el potencial químico ( $\mu$ ), esto es la variación de energía libre ( $\Delta G$ ) del agua en un punto a causa de los cambios en el volumen molar del agua. El potencial hídrico ( $\Psi$ ) se deriva de el potencial químico, en otras palabras,  $\Psi$  es la cantidad de trabajo que hay que proporcionar a una unidad de masa de agua vinculada a los tejidos de una planta, para transformarla a un estado de referencia como es el agua pura (con similar presión atmosférica y temperatura) con su valor fijado en cero (Roger, 2001).

La conexión entre  $\mu$  y  $\Psi$  es:

$$\Psi = \frac{\mu_w - \mu_w^*}{V}$$

Donde:

- $\Psi$  = es el potencial hídrico y es expresado en unidades de presión como pascal;
- $\mu_w$  = el potencial químico del agua en el sistema bajo consideración;
- $\mu_w^*$  = potencial químico del agua pura a presión atmosférica y a la misma temperatura que el sistema en consideración;
- $V$  = volumen molar del agua ( $18 \text{ cm}^3/\text{mol}$ ), es decir, el volumen de un mol de agua.

Desde,  $\Psi$  es una expresión de estado de  $\Delta G$  del agua, este es afectado por todos los factores en el cual cambian la  $\Delta G$  o actividad química de las moléculas de agua.

En consecuencia  $\Psi$  es incrementado por: (1) desarrollo de presión hidrostática (turgencia); y (2) incremento de temperatura.  $\Psi$  es disminuido por: (1) adición de sólidos; (2) fuerzas mátricas que adsorben agua; (3) presión negativa; y (4) reducción de temperatura.

### 1.1.1. Componentes del potencial hídrico

El término potencial hídrico fue propuesto por Slatyer et al. (1960), en sus estudios de las relaciones planta-suelo-agua.

En un sistema particular, el potencial hídrico puede ser expresado como la suma de cuatro componentes:

$$\Psi = \Psi_p + \Psi_s + \Psi_m + \Psi_g$$

Donde:

- $\Psi_p$  = potencial de presión. Es el resultado de la presión hidrostática en la célula, que ocurre cuando la presión celular equilibra la diferencia de potencial hídrico entre el ambiente que rodea a la célula y el citoplasma;

- $\Psi_s$  = potencial osmótico. Es consecuencia a la presión de solutos disueltos, disminuye la energía del agua y siempre es negativo;
- $\Psi_m$  = potencial mátrico. Es producto de fuerzas en las superficies de los sólidos. Su principal contribución es la fuerzas que retienen las moléculas de agua por capilaridad, adsorción e hidratación, en la superficie de las paredes celulares y el citoplasma;
- $\Psi_g$  = componente gravitacional. Es producto de la diferencia en energía potencial como resultado de la diferencia en altura con el nivel de referencia. Por lo general aumenta 0.01 MPa/m por encima del nivel del suelo.

El potencial mátrico en las células por lo general su efecto es muy pequeño que puede ser ignorado, sin embargo, es particularmente importante en las primeras etapas de la absorción de agua por parte de las semillas secas (llamada imbibición) y cuando se considera el agua retenida en los suelos (Hopkins et al., 2009). El componente gravitacional suele ser considerado cuando se mide el movimiento en los árboles. Por lo tanto, el potencial hídrico puede ser definido como:

$$\Psi = \Psi_p + \Psi_s$$

En relación a la idea anterior, podemos replantear la fuerza motriz del movimiento de agua como el **gradiente del potencial hídrico** (Fig. 1.1), en otras palabras, el agua se desplazará de una región de  $\Psi$  menos negativo hacia una región de  $\Psi$  más negativa.

La forma de calcular  $\Psi_s$  para muchas soluciones biológicas es con la relación de van't Hoff:

$$\Psi_s = -CiRT$$

Donde:

- $C$  = concentración de soluto expresada en moles
- $i$  = constante de ionización, para la sacarosa es igual a 1

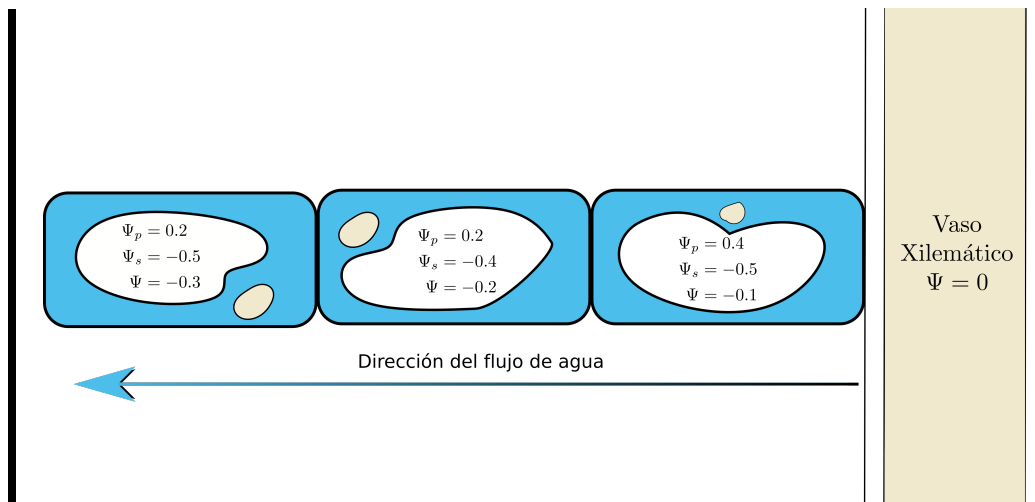


Figura 1.1: Diagrama en el que se ilustran las contribuciones del potencial osmótico ( $\Psi_s$ ), el potencial de presión ( $\Psi_p$ ) y el potencial hídrico ( $\Psi$ ) al movimiento del agua entre las células (Adaptado de Hopkins et al. 2009). Los valores de  $\Psi$  se expresan en MPa.

- $R$  = constante de gases, su valor es 0.00831 Kg MPa/mol/K
- $T$  = Temperatura en grados Kelvin ( $^{\circ}\text{C} + 273$ )

### 1.1.2. Medición del potencial hídrico

El potencial hídrico para diferentes tejidos en plantas puede ser medido por los siguientes métodos:

1. Psicrométrico de termopares
2. Método de cámara de presión
3. Método gravimétrico
4. Método sonda de presión

### 1.1.3. Principio

Las células vegetales ajustan constantemente su estado hídrico a consecuencia de los cambios en el contenido de agua del entorno y a variaciones del estado metabólico. Cuando una célula se encuentra en un entorno isotónico, se puede decir que la célula se encuentra en **plasmólisis incipiente** (Fig. 1.2) que dicha condición el protoplasto apenas llena el volumen celular. En consecuencia, cuando una célula se encuentra en dicho estado el  $\Psi_p$  equivale a cero y el  $\Psi$  de la célula es igual al  $\Psi_s$  (Nobel, 2020). Cabe considerar, por otra parte que si la célula se encuentra en una solución hipotónica (agua destilada), es decir, una solución con menor contenido de solutos, debido a esto el agua entrará a la célula y provocará una dilución en el contenido vacuolar generando un mayor potencial de presión. El agua dejará de entrar a la célula cuando el  $\Psi_s$  y  $\Psi_p$  se equilibren, en consecuencia el potencial hídrico equivale a cero ( $\Psi = 0$ ). Por otra parte, cuando la célula está sumergida en una solución hipertónica, es decir, una solución con mayor cantidad de solutos; el gradiente del  $\Psi$  favorece la pérdida de agua en la célula. Dicha condición se le conoce como plasmólisis generando que el protoplasto se separe de la pared celular.

De este modo cuando un tejido se sumerge en soluciones con potencial osmótico conocido estos cambiarán su peso, ya que el volumen celular cambia dependiendo de la concentración osmótica de la solución. Por lo tanto, en esta práctica vamos a conocer el potencial osmótico de la papa *Solanum tuberosum* para estimar el punto isosmótico.

## 1.2. Objetivo general

Determinar el potencial hídrico en papa *Solanum tuberosum*.

## 1.3. Objetivo específico

1. Determinar el peso de los tejidos en papa *Solanum tuberosum* con diferentes soluciones de sacarosa.
2. Evaluación del potencial hídrico en tejidos de papa *Solanum tuberosum*.



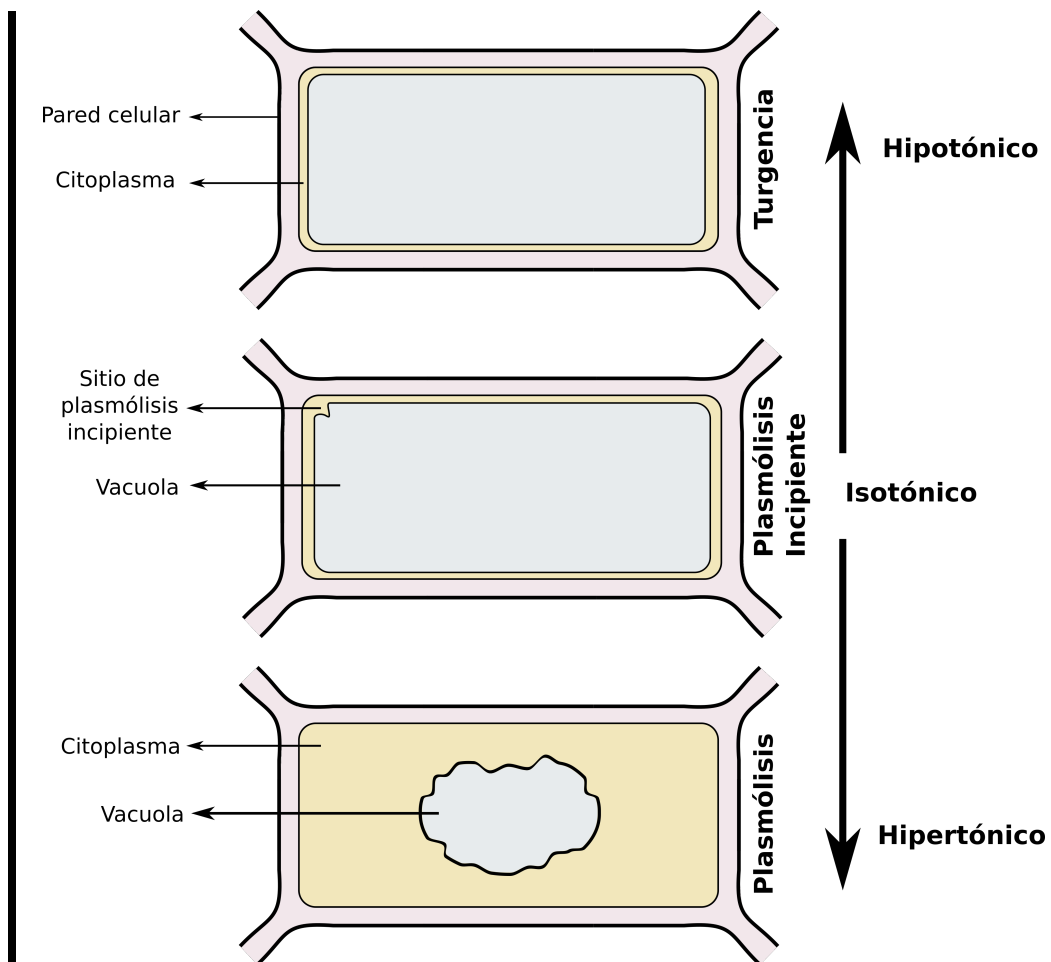


Figura 1.2: Estado de la célula cuando se encuentra en diferentes condiciones del medio extracelular.

## 1.4. Materiales

### 1.4.1. Material requerido

1. 10 tubos cónicos
2. Nueve vasos de precipitados
3. Piceta de agua destilada
4. Probeta de 100 mL

5. Cinta adhesiva
6. Agua destilada
7. Sacarosa (masa molecular 342.3 g/mol)
8. Azul de metileno
9. Papa

#### **1.4.2. Material por grupo**

1. Balanza analítica
2. Papel secante
3. Azul de metileno

### **1.5. Metodología**

#### **1.5.1. Preparación de reactivos**

Necesitamos calcular la cantidad de sacarosa para preparar 100 mL de solución en las siguientes concentraciones molares <sup>1</sup> : **0.05, 0.1, 0.2, 0.25, 0.3, 0.4, 0.5, 0.7, 0.8 M.**

El peso molecular de la sacarosa es de 342.3 g/M. Por lo tanto, primero calculamos cuántos gramos se necesitan para obtener 1 L de solución a 0.05 M.

---

<sup>1</sup>Una solución 1 molar (1 M) contiene el peso molecular de una sustancia (en gramos) por 1L de solución.

Lo resolvemos por una simple regla de tres:

$$\frac{342,3 \text{ g}}{1 \text{ M}} = \frac{x \text{ g}}{0,05 \text{ M}}$$

Se obtiene:

$$x \text{ g} = \frac{342,3 \text{ g}}{1 \text{ M}} \times 0,05 \text{ M} = 17,12 \text{ g}$$

Por tanto, para preparar 1L de sacarosa a 0.05M, se requiere 17.12g sacarosa.

Establecemos una segunda regla de tres para calcular la cantidad de sacarosa necesaria para preparar 100 mL de un solución 0.05 M.

$$\frac{17,12 \text{ g}}{1000 \text{ mL}} = \frac{x \text{ g}}{100 \text{ mL}}$$

Resolviendo la expresión:

$$x \text{ g} = \frac{17,12 \text{ g}}{1000 \text{ mL}} \times 100 \text{ mL} = 1,71 \text{ g}$$

Por lo tanto, para preparar 100 mL de una solución de sacarosa a 0.05 M, se necesita disolver 1.17 g de sacarosa en un volumen final de 100 mL de agua destilada.

Para las siguientes concentraciones los pesos estimados son:

0.05 M = 1.71 g	0.25 M = 8.56 g	0.5 M = 17.12 g
0.1 M = 3.42 g	0.3 M = 10.27 g	0.7 M = 23.96 g
0.2 M = 6.85 g	0.4 M = 13.69 g	0.8 M = 27.38 g

### 1.5.2. Procedimiento

- Tomar 10 secciones homogéneas de un tubérculo de papa (Ver la figura 1.3).
- Pesar cada sección en la balanza analítica (peso inicial).
- Introduzca una sección por cada concentración de sacarosa y agregar una gota de azul de metileno. Dejar incubar por 45 minutos.
- Después del tiempo de incubación, remover las secciones y secar el exceso de solución con papel absorbente.
- Pesar las secciones de papa en el orden que fueron colocadas.
- Anotar los datos en el cuadro 1.1 y calcular el porcentaje de cambio en peso de cada muestra.

### 1.6. Resultados

Cuadro 1.1: Datos de cambio de peso en porciones de papa incubadas en diferentes soluciones de sacarosa.

Solución sa- carosa (M)	Peso inicial (g)	Peso final (g)	$\Delta$ peso <sup>†</sup> (g)	Porcentaje $\Delta$ peso <sup>‡</sup>
0.00				
0.05				
0.10				
0.20				
0.25				
0.30				
0.40				
0.50				
0.70				
0.80				

<sup>†</sup>  $\Delta$  peso = Peso final - Peso inicial.

<sup>‡</sup> Porcentaje  $\Delta$  peso =  $\Delta$  peso / Peso inicial  $\times$  100

- Elaborar un gráfico (fig. 1.4) del porcentaje de cambio en peso del tejido en función de la concentración de sacarosa (M).
- Determinar la concentración de sacarosa en la cual no presentó un cambio en el peso del tejido.
- Calcular el  $\Psi_s$  de la solución con la ecuación de van't Hoff.

## 1.7. Cuestionario

1. ¿De que forma el concepto de potencial hídrico ayuda a explicar los movimientos de agua en los tejidos vegetales?
2. Cuando una célula está totalmente turgente, ¿cuál de las siguientes opciones equivale a cero?
  - Potencial osmótico
  - Potencial hídrico
  - Presión de turgencia

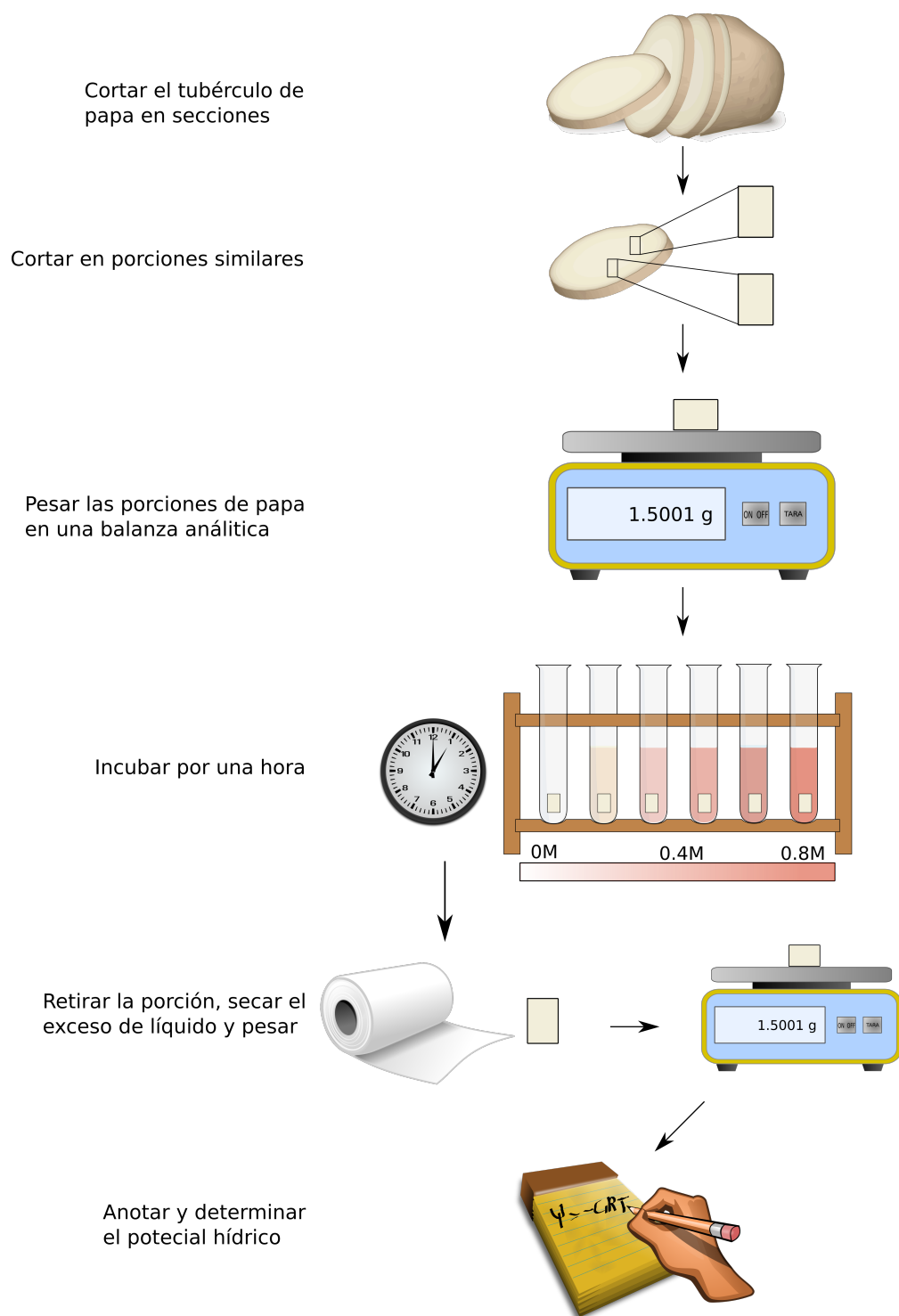


Figura 1.3: *Diagrama de procedimientos para el método volumen/peso para la determinación del potencial hídrico en tejido de papa.*

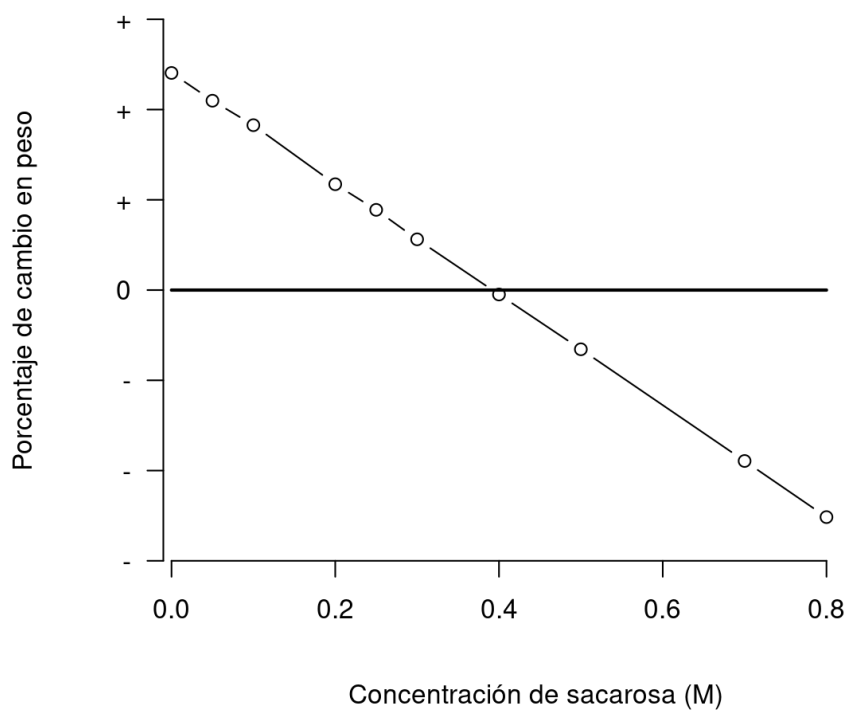


Figura 1.4: *Representación del cambio en peso en función de la concentración de sacarosa.*

# Determinar la imbibición y germinación de semillas de papaya en diferentes temperaturas y condiciones osmóticas

## 2.1. Introducción

La semilla es una estructura que se desarrolla a partir del ovulo después de la fertilización. Está constituido por un embrión, el tejido que almacena los nutrientes, y las cubiertas seminales. Las semillas de las angiospermas están contenidas dentro del fruto que se desarrolla de las paredes del ovario, sin embargo, en las plantas gimnospermas la semilla está expuesta y no se encuentra dentro del fruto.

Cabe resaltar que la semillas se encuentran extremadamente deshidratadas, en consecuencia las reacciones metabólicas son escasamente detectables. Esta característica permite al embrión sobrevivir en condiciones adversas por largos periodos de tiempo. La semilla, por tanto, está en una fase quiescente<sup>1</sup> y representa una etapa normal en el ciclo de vida de una planta.

La germinación es la reanudación del crecimiento del embrión. En condiciones de campo, la tasa de germinación puede ser controlada por el potencial hídrico del suelo y la temperatura. El potencial hídrico del suelo es la suma del potencial mátrico y el componente de solutos solubles que posee. Con respecto a la temperatura está depende de la especie, por lo tanto, el rango de temperatura determina el hábitat y la distribución geográfica en las plantas.

---

<sup>1</sup>La definición de la RAE es que está quieto pudiendo tener movimiento propio



El proceso de germinación da inicio cuando la semilla absorbe agua y dicho proceso se le conoce como imbibición. La rehidratación de los tejidos de la semilla es llevada a cabo por fuerzas matricas que son el resultado de la atracción química y electrostática del agua hacia las paredes celulares y materiales celulares hidrofílicos. En consecuencia, la semilla se hincha causando una ruptura de las cubiertas seminales permitiendo al embrión emerger (Hopkins et al., 2009).

Cuadro 2.1: Intervalo de Temperaturas optimas, máximas, media, y potencial hídrico para la germinación de semillas de plantas de cultivo.

Cultivo	$T_{opt}$	$T_{50\%}$	$T_{max}$	$\Psi$
Trigo		1.2-1.6	30	-2.9
Arroz	30	10		
Maíz	32	8-8.2		-1.6
Sorgo	35.8	11	45	
Algodón	33-36	14	40	-1
Soya	34	4-10	40-50	
Frijoles	32	6.6	48	-2.3

Valores obtenidos de Dürr et al. (2014)

Con respecto a la temperatura, puede influenciar la tasa de imbibición y en consecuencia el proceso de germinación. En el cuadro 2.1 se presentan las temperaturas optimas para la germinación, así como los valores máximos.

## 2.2. Principio

El agua en diferentes concentraciones osmóticas puede causar un estrés salino. Por lo tanto, puede afectar los procesos de imbibición y germinación de la semilla al disminuir el potencial hídrico del agua.

## 2.3. Objetivo general

Evaluar el efecto de diferentes concentraciones osmóticas en la imbibición y germinabilidad de las semillas de papaya en diferentes temperaturas.

## 2.4. Obejetivo específico

1. Determinar el porcentaje de imbibición de semillas de papaya *Carica papaya* en soluciones de 0.5 y 1.0M de *NaCl* en temperatura ambiente y baja temperatura (4-5 °C).
2. Determinar el porcentaje de germinación de semillas de papaya *Carica papaya* en soluciones de 0.5 y 1.0M de *NaCl* en temperatura ambiente y baja temperatura (4-5 °C).

## 2.5. Materiales

### 2.5.1. Material requerido

1. 18 platos petri o vasos de plástico
2. Matraz aforado de 1 L
3. Agua destilada
4. 100g *NaCl*
5. Semillas de papaya

### 2.5.2. Material por grupo

1. Balanza analítica
2. Papel secante

## 2.6. Metodología

### 2.6.1. Preparación de reactivos

Para preparar la solución de 0.5 y 1.0M de *NaCl* se disuelve 29.25 y 58.5g de *NaCl* en un litro de agua destilada, respectivamente.

### 2.6.2. Procedimiento

Conseguir semillas en un vivero o centro autorizado. También se puede ocupar las que se encuentran dentro del fruto, si eliges esta opción tienes que lavar muy bien la semilla para que no tenga ningún residuo orgánico. Una forma muy sencilla de seleccionar semillas viables es dejarlas en un recipiente con agua por 10 minutos y desechar las semillas que flotan. Luego se procede a desinfectar las semillas, por tanto, debes sumergirlas en agua, agregar cuatro gotas de cloro y esperar cinco minutos. Posteriormente, se enjuagan bien con agua destilada o con agua de garrafón unas tres o cuatro veces.

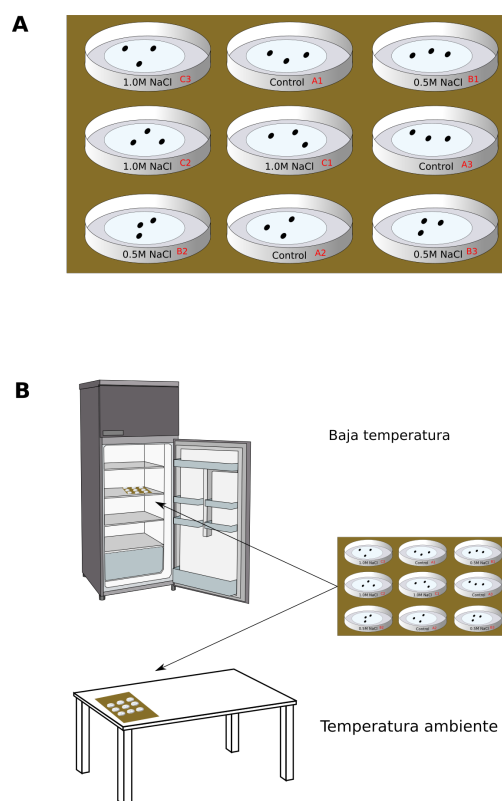


Figura 2.1: **A:** colocación aleatoria de los tratamientos para la determinación del porcentaje de imbibición y germinación en soluciones de 0.5, 1.0M de NaCl, y agua destilada como control. **B:** tratamientos condición de temperatura ambiente y baja temperatura.

A continuación se forman nueve grupos de semillas por condición de temperatura, cada grupo puede tener entre tres a cuatro semillas. Se

registra el peso inicial de cada semilla. Luego se coloca un grupo de semilla en cada plato petri (o en vaso de plástico desechable) sobre papel absorbente (Figura 2.1). Posteriormente, se agrega el mismo volumen de solución con una jeringa de 5 mL y se cubre el plato petri. Los tratamientos consisten en un control con agua destilada (o de garrafón), soluciones de 0.5 y 1.0M de NaCl, por triplicado cada tratamiento.

Después de dos o cuatro días se vuelve a registrar el peso de las semillas, y el número de semillas germinadas. Por lo tanto, se calcula el porcentaje de imbibición y germinación, respectivamente.

$$\text{Imbibición(\%)} = \frac{P_2 - P_1}{P_1} \times 100$$

Donde:

- $P_1$  = peso inicial del lote de semillas (en cada plato petri).
- $P_2$  = peso del lote de semillas, después del tiempo indicado.

$$\text{Germinación(\%)} = \frac{SG}{TS} \times 100$$

Donde:

- $SG$  = número de semillas germinadas.
- $TS$  = número total de semillas.

Tome en cuenta las siguientes precauciones: seleccionar semillas sanas, evitar contaminación y el tratamiento a temperatura ambiente debe estar en un lugar seco y con sombra. Las muestras deben mantenerse húmedas durante el tiempo del experimento, por lo tanto, deben de taparse bien.

## 2.7. Resultados

Los resultados obtenidos se pueden presentar en el cuadro 2.2.

Cuadro 2.2: Datos de porcentaje de imbibición y germinación de semillas de papaya en diferentes concentraciones de *NaCl* y temperaturas de incubación.

Temperatura	Solución (M)	Repetición	Imbibición (%)	Germinación (%)
Ambiente	Control	A1		
		A2		
		A3		
	0.5	B1		
		B2		
		B3		
	1.0	C1		
		C2		
		C3		
4-5 °C	Control	A1		
		A2		
		A3		
	0.5	B1		
		B2		
		B3		
	1.0	C1		
		C2		
		C3		

## 2.8. Cuestionario

1. ¿Cómo explica la relación entre la concentración osmótica y el porcentaje de imbibición?
2. ¿Por qué influyó la temperatura en el porcentaje de germinación?

## Extracción de pigmentos vegetales y cromatografía

### 3.1. Introducción

Los mayores pigmentos fotosintéticos son la clorofilas, carotenoides, y ficobilinas. Entre ellos, las clorofilas y los carotenoides son los pigmentos más abundantes en las hojas de las plantas superiores y otros organismos fotosintéticos. Las microalgas son una fuente importante de colorantes naturales, como la ficocianina, ficoeritrina, y astaxantina, que están ganando un mayor interés que los colorantes sintéticos debido a sus características no tóxicas y no cancerígenas. La ficocianina y la ficoeritrina son pigmentos fotosintéticos de color azul y rojo, respectivamente, que se encuentran en microalgas, cianobacterias, rodofitas y criptofitas.

Las clorofilas son los pigmentos que dan a las plantas su color verde característico. Constituyen aproximadamente el 4% del cloroplasto (en peso seco). La clorofila-*b* (Chl<sup>1</sup> a) se presenta como un tercio del contenido de la clorofila-*a*. Por lo tanto, la clorofila-*a* (Chl b) es un componente de los centros de reacción fotosintéticos y podemos considerarla como el pigmento fotosintético esencial.

La Chl a muestra dos bandas de absorción principales: una en el rojo, con un máximo alrededor de 660 nm y un pico de absorción importante en el extremo azul a violeta del espectro visible (máximo alrededor de 435 nm). La Chl b muestra también dos bandas de absorción importantes: una en el rojo-naranja del espectro visible, con un máximo a 650 nm, y la otra en el rango del azul.

---

<sup>1</sup>Chl, de la palabra en inglés *chlorophyll*

### **3.1.1. Principio**

Los pigmentos fotosintéticos son solubles en diferentes solventes orgánicos. Con base a las diferencias de solubilidad de esos pigmentos en diferentes solventes, ellos pueden ser separados e identificados.

## **3.2. Objetivo general**

Extraer los pigmentos fotosintéticos presentes en las hojas de plantas herbáceas y separarlos por el método de cromatografía.

## **3.3. Objetivos específicos**

1. Extracción de pigmentos fotosintéticos de hojas de lechuga y espinaca.
2. Comparar los pigmentos extraídos con cromatografía de papel.

## **3.4. Materiales**

### **3.4.1. Material requerido**

1. Medio litro de alcohol isopropílico
2. Dos vasos de vidrio con tapa
3. Dos morteros con pistilo
4. Dos lapices
5. Dos filtros para café
6. Dos vasos de precipitado de 500 mL
7. Una cinta adhesiva

### **3.4.2. Material por grupo**

1. Parrilla de calentamiento
2. Un vaso de precipitado de 1 L

## **3.5. Metodología**

### **3.5.1. Preparar reactivos**

Poner a calentar un litro de agua en la parrilla de calentamiento y los filtros para café recortarlos en tiras de dos centímetros de ancho y el largo debe ser unos tres centímetros mayor que la altura del vaso de vidrio.

### **3.5.2. Procedimiento**

Tomar unas hojas y triturarlas en el mortero hasta dejar una pasta. Luego vamos a colocar dicha pasta en el vaso de vidrio y agregamos alcohol isopropílico hasta cubrirlo. Cerramos muy bien el vaso y lo colocamos dentro de un vaso de precipitado de 500 mL, posteriormente agregamos agua caliente. Dejarlo por lo menos media hora y si el agua se enfría podemos reemplazarla para mantener la temperatura del agua caliente.

A continuación, retiramos el vaso de vidrio y quitamos la tapa. Con la cinta adhesiva pegamos una tira de papel al lápiz y lo colocamos sobre el vaso de vidrio(ver figura 3.1). De esta manera la cinta quedará dentro del vaso y la parte inferior de la tira estará sumergida en el alcohol isopropílico entre una o dos horas.

Al terminar le puedes tomar una fotografía con tu celular o cámara fotográfica. Para presentar la diferencia de colores entre las cromatografías de las hojas de lechuga y espinaca vamos utilizar el sistema RGB. El modo de color RGB (Red", "Green", y "Blue") es la composición de los colores primarios en función de su intensidad. Por lo general, la intensidad de cada uno de los componentes se encuentran en una escala de 0 a 255. Por ejemplo, los colores de la UNAM son azul (RGB: 0, 61, 121) y oro (RGB: 213,



159, 15). En algunos casos se puede agregar un cuarto valor que representa la transparencia.

Para conocer los colores en el sistema RGB deben subir su fotografía a la pagina web <https://imagecolorpicker.com/> y seguir los siguientes pasos:

1. Abrir la pagina <https://imagecolorpicker.com/>
2. Dar clic en **Use Your Image** para cargar la imagen
3. Poner el cursor sobre la imagen y dar clic en la parte que necesitamos conocer su color en términos de RGB
4. Copiar los primeros tres valores

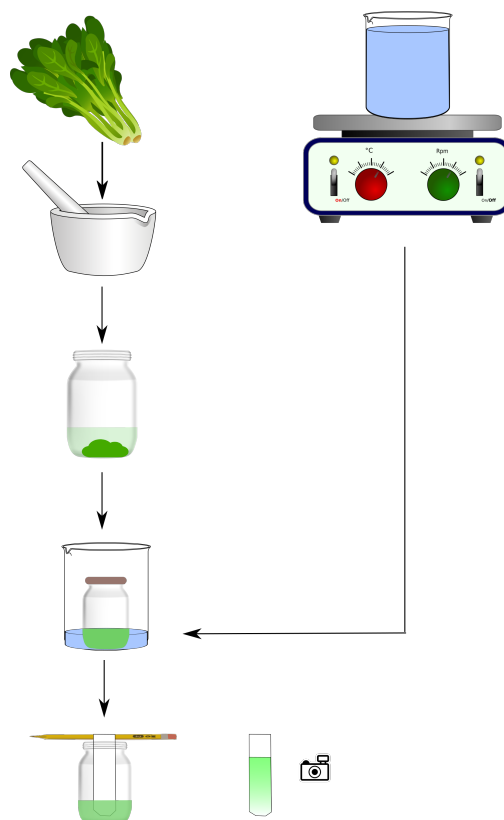


Figura 3.1: Procedimiento para extraer los pigmentos fotosintéticos presentes en las hojas de las plantas y separarlos por el método de cromatografía.

### **3.6. Resultados**

Presentar las fotografías y sus valores respectivos en el sistema RGB

### **3.7. Cuestionario**

1. ¿Por qué la clorofila es verde?
2. ¿Por qué la clorofila *-a* es más abundante?
3. La energía de la luz irradiada es inversamente proporcional a la longitud de onda. ¿verdadero o falso?
4. ¿Cuál es la importancia de la expresión anterior, con respecto al pico de absorción de la clorofila *-a*?
5. ¿Cuál planta cree usted que presentó una mayor cantidad de clorofila en sus hojas?

## Síntesis de almidón por el proceso de la fotosíntesis.

### 4.1. Introducción

En la mayoría de las especies, la sacarosa es la principal forma de carbohidrato que se transporta a través de la planta por el floema. El almidón es una reserva de carbohidratos estables e insolubles que está presente en casi todas las plantas. Tanto el almidón como la sacarosa se sintetizan a partir de la triosa fosfato que se genera en el ciclo de Calvin.

El cloroplasto es el sitio de síntesis de almidón en las hojas. El almidón se sintetiza a partir de la triosa fosfato de la fructosa-1, 6-bisfosfato. El intermediario glucosa-1-fosfato se convierte en ADP-glucosa a través de la ADP-glucosa pirofosforilasa en una reacción que requiere ATP y genera pirofosfato. Como en muchas reacciones biosintéticas, el pirofosfato se hidroliza a través de una pirofosfatasa inorgánica específica a dos moléculas de ortofosfato, impulsando así la reacción hacia la síntesis de ADP-glucosa. Finalmente, la fracción de glucosa de la ADP-glucosa se transfiere al extremo no reductor de la glucosa terminal de una cadena de almidón en crecimiento, completando así la secuencia de reacción.

#### 4.1.1. Principio

Las concentraciones relativas de ortofosfato y triosa fosfato son los principales factores que controlan si el carbono fijado fotosintéticamente se reparte como almidón en el cloroplasto o como sacarosa en el citosol. El ortofosfato y la triosa fosfato controlan la actividad de varias enzimas reguladoras en las vías biosintéticas de la sacarosa y el almidón. La enzima del cloroplasto ADP-glucosa pirofosforilasa es la enzima clave que regula la síntesis de almidón a partir de glucosa-1-fosfato. Esta enzima es estimulada

por el 3-fosfoglicerato e inhibida por el ortofosfato. En los cloroplastos iluminados que sintetizan activamente el almidón se suele encontrar una alta proporción de concentración de 3-fosfoglicerato respecto al ortofosfato. Condiciones recíprocas prevalecen en la oscuridad.

## **4.2. Objetivo general**

Evaluar la presencia de almidón en hojas en condición de oscuridad e iluminación natural.

## **4.3. Objetivos específicos**

1. Determinar la presencia de granos de almidón en hojas en condición de ausencia de luz solar.
2. Determinar la presencia de granos de almidón en plantas con iluminación natural.

## **4.4. Materiales**

### **4.4.1. Material requerido**

1. Dos vasos de precipitado de 500 mL
2. Dos cajas petri
3. Baño María

### **4.4.2. Material por grupo**

1. Un litro de alcohol etílico al 96 %
2. Solución de lugol al 10 %
3. Cuatro microscopios estereoscópicos

## **4.5. Metodología**

### **4.5.1. Preparación de material**

Conseguir dos plantas en un vivero. Una planta se mantendrá en oscuridad por dos días, cubriéndola con una caja de cartón. La otra planta se mantendrá en un lugar iluminado.

### **4.5.2. Procedimiento**

En los vasos de precipitado se agregarán aproximadamente 100 mL de alcohol etílico. Luego serán colocados en un baño María con agua a punto de ebullición. En uno de los vasos de precipitado se van a sumergir tres hojas de la planta que se mantuvo en la oscuridad y en el otro las hojas de la planta que se mantuvo en un lugar iluminado. Posteriormente, se mantendrán en baño María por 20 min o hasta que las hojas se decoloren.

Se retiran las hojas y se lavan con agua caliente. Luego, se ponen las hojas en cajas Petri y se agrega solución de lugol hasta cubrir las hojas.

Observar las hojas en el microscopio estereoscópico y contar las manchas blancas que se formaron.

## **4.6. Resultados**

Tomar fotografías a las hojas y presentar el conteo de número manchas por hoja que obtuvieron las plantas que se mantuvieron en un lugar iluminado versus ausencia de luz.

## **4.7. Cuestionario**

1. Explique la relación entre el número de manchas por hoja en condiciones de oscuridad.

# Transporte de agua y transpiración de plantas halófila

## **5.1. Introducción**

### **5.1.1. Principio**

## **5.2. Objetivo general**

## **5.3. Objetivos específicos**

## **5.4. Materiales**

### **5.4.1. Material requerido**

### **5.4.2. Material por grupo**

## **5.5. Metodología**

### **5.5.1. Preparar reactivos**

### **5.5.2. Procedimiento**

## **5.6. Resultados**

## **5.7. Cuestionario**

- Dürr, C., Dickie, J. B., Yang, X.-Y., and Pritchard, H. W. (2014). Literature references and germination trait values for different group of plant species. Supplement to: Dürr, C et al. (2014): Range of critical temperature and water potential values for the germination of species worldwide. *Agricultural and Forest Meteorology*, 200, 222-232, <https://doi.org/10.1016/j.agrformet.2014.09.024>.
- Hopkins, W. G. et al. (2009). Introduction to plant physiology. John Wiley & Sons.
- Kirkham, M. B. (2014). Principles of soil and plant water relations. Academic Press.
- Nobel, P. S. (2020). 9 - plants and fluxes. In Nobel, P. S., editor, Physicochemical and Environmental Plant Physiology (Fifth Edition), pages 491–569. Academic Press, San Diego, fifth edition edition.
- Roger, M. J. R. (2001). Handbook of plant ecophysiology techniques. Springer.
- Slatyer, R., Taylor, S., et al. (1960). Terminology in plant-and soil-water relations. Nature, London, 187:922–924.