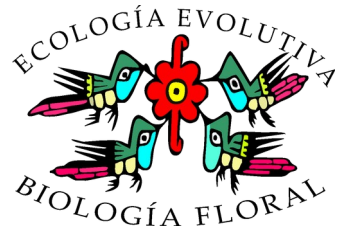




Universidad  
Nacional  
de Córdoba



Universidad Nacional de Córdoba  
Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales

# **BIOLOGÍA FLORAL**

## **Guía de Trabajos Prácticos**

Docente:

Dr. Andrea A. Cocucci

Docentes Adscriptos:

Prof. Dra. Valeria Paiaro

Prof. Biól. Constanza C. Maubecin

Colaboraron en la elaboración de esta Guía:

Prof. Dra. Silvina Córdoba

Dra. Florencia Soteras

Biól. Lourdes Boero

2018

## PROGRAMA DE LA MATERIA

### 1. INTRODUCCION

Circunscripción de la disciplina. Historia. Aspectos metodológicos

### 2. ASPECTOS ESTRUCTURALES

Flor como unidad morfológica y ecológica. Unidad de polinización. Origen evolutivo de las flores.

**Perianto:** Funciones. Origen morfológico. Desarrollo. Procesos de fusión. Modificación de la simetría. Modificación de las funciones normales. Conceptos de sustitución y semáfilos.

**Color.** Aspectos físicos y químicos. Pigmentos. Cambio de color. Percepción de colores, diseños y formas. Aprendizaje.

**Androceo:** Anteras. Polen. Cemento polínico. Presentación primaria polen. Polinios. Cementos polínicos extratapetales. Mecanismos de liberación y presentación del polen. Mecanismo de palanca. Anteras versátiles. Anteras rotativas. Polinización vibratoria. Cono polenífero. Aplicación forzada. Mecanismo de fuelle. Anteras explosivas. Liberación explosiva de estambres. Presentación secundaria del polen

**Gineceo y estigma:** Gota polinizante. Origen evolutivo del estigma. Hiperestigma. Tipos de estigma y mecanismos de autoincompatibilidad. Composición química del estigma. Movimientos. Tipos especiales de estigma. Enantiostilia. Heterostilia. Tipos. Reducción. Establecimiento genético. Mecanismos reproductivos: autogamia, geitonogamia, xenogamia, apomixis. Ensayos para el estudio del sistema reproductivo: polinización cruzada manual, auto-polinización manual, polinización libre, suplementación polínica.

**Nectarios y néctar:** Tipos estructurales. Ubicación del nectario. Localización del néctar. Localización primaria y secundaria. Tubos y espolones. Mecanismos capilares. Nectarostegios. Nectarios extraflorales. Nectarios extranupciales. Dimorfismo floral. Función del néctar. Utilización. Secreción. Ritmos y dependencia de factores externos. Composición química. Tipos. Aspectos energéticos.

**Osmóforos y olor:** Tipos. Osmóforos ppd. Estructura. Algunos aspectos fisiológicos. Clases de olores. Emisión. Procesos respiratorios. Percepción del olor y reacciones.

**Elaióforos y aceite:** Estructura. Tipos. Aspectos fisiológicos y ecológicos.

### 3. INTERACCIÓN PLANTA-POLINIZADOR

**Interacción con polinizadores:** Generalización y especialización. Tipos de especialización: etológica y mecánica. Estudios de selección fenotípica. Carrera coevolutiva.

**Redes de interacción:** conceptos. Construcción y análisis de redes de interacción.

**Estudios de biología de la polinización a campo:** observación, registro de frecuencia de visitas, mediciones morfológicas.

#### 4. SÍNDROMES FLORALES

**Introducción a síndromes florales:** Aspectos evolutivos y diferentes conceptos. Plan estructural y arquitectura floral. Unidades de polinización.

**Anemofilia:** Origen evolutivo. Caracteres generales. Adaptaciones aerodinámicas. Modalidades.

**Hidrofilia:** Caracteres generales. Modalidades.

**Cantarofilia:** Generalidades. Adaptaciones de las flores. Cantarofilia en Gimnospermas. Aspectos evolutivos.

**Psicofilia, falenofilia y esfingofilia:** Generalidades. Adaptaciones de las flores. Aspectos entomológicos. Aspectos biogeográficos y evolutivos.

**Melitofilia:** Generalidades. Subtipos: Micromelitofilia. Flores polinizadas por *Bombus*. Flores polinizadas por *Xylocopa*. Flores polinizadas por Euglossini. Nectaríferas. De perfume. Flores poleníferas: Generalidades, tipos, origen. Flores oleíferas: generalidades. Elaióforos. Abejas. Colectores. Flores albergue. Flores dolosas. Variantes. Pseudocopulación.

**Miofilia:** Generalidades. Adaptaciones de las flores. Modalidades. Saprómiofilia. Moscas antófilas. Rinomiofilia.

**Ornitofilia:** Generalidades. Adaptaciones de las flores. Modalidades. Adaptaciones de las aves. Aves antófilas.

**Quiropterofilia:** Generalidades. Adaptaciones de las flores. Adaptaciones de los quirópteros. Quirópteros antófilos. Aspectos biogeográficos y evolutivos.

**Teriofilia:** Generalidades. Adaptaciones de las flores. Mamíferos no voladores que visitan flores. Aspectos biogeográficos y evolutivos.

**Modos de especiales de polinización:** *Ficus*. *Yucca*. Polinización por avispas. Polinización por hormigas.

#### MODALIDAD DE CURSADO

Carga horaria: 72 hs

Clases teórico-prácticas. 1 trabajo final en grupo y 1 examen parcial.

Promoción de la materia: asistir al 80% de las clases y aprobar el trabajo en grupo y el examen parcial con nota igual o superior a 7.

## **TRABAJOS PRÁCTICOS**

### **Actividades:**

- Observación de material fresco utilizando lupa y microscopio, y distintas técnicas de tinción
- Análisis y transferencia de artículos científicos
- Viaje de campo y análisis de resultados
- Actividades lúdicas
- Charlas de asistentes invitados relacionadas a temáticas específicas
- Resolución de problemas

### **Materiales que deben llevar los alumnos para los TP:**

- Aguja histológica
- Hoja de afeitar (nueva) o bisturí
- Pinza de punta fina
- Flores frescas (ver listado para cada práctico)
- Otro tipo de materiales necesarios se detallarán oportunamente previo al TP

**Al finalizar cada trabajo práctico, lavar el material utilizado (ej: cubre y portaobjetos), limpiar y ordenar espacio de trabajo.**

## **TRABAJO PRÁCTICO N° 1: “FUNCION VEXILAR”**

ACTIVIDAD: Observación de material fresco

MATERIALES:

- Flores
- Lupas
- Pinzas
- Agujas histológicas

**Se sugiere llevar material de las siguientes especies:**

*Abutilon* (farolito chino)

*Hibiscus rosa-cinensis* (rosa china)

Asteráceas

*Begonia sp.*

*Beloperone* (planta camarón)

*Calistemon* (limpia tubos)

*Euphorbia pulcherrima* (estrella federal)

*Bougainvillea* (santa Rita)

*Brugmansia* (floripondio)

*Commelina erecta* (santa Lucía)

*Lagerstroemia indica* (crespón)



## TRABAJO PRÁCTICO N° 2: "PIGMENTOS"

ACTIVIDAD: Observación de material fresco

### MATERIALES:

- Flores
- Ácido acético (\*)
- Amoniaco (\*)
- Frascos
- Cloruro férrico 1% (100 ml. éter sulfúrico-1 gr cloruro férrico)
- Alcohol
- Porta y cubre objetos
- Planchitas de telgopor
- Lupas
- Microscopios
- Jeringa
- Filtros UV (cámara de fotos)
- Servilletas de papel
- Espectrofotómetro

\* Se debe colocar una pequeña cantidad de esta sustancia (2 o 3 cm.) y luego papel dentro del frasco.

Se sugiere llevar **FLORES DE DIVERSOS COLORES**, y si es posible material de las siguientes especies:

Flores de calabaza

*Canna* (amarilla)

Aloe vera

Malvón

*Bidens* (amor seco, flor amarilla grande)

*Oncidium*

*Parkinsonia aculeata*

*Bougainvillea* (santa Rita)

Claveles

Cariofilales





### **TRABAJO PRACTICO N° 3: "ANDROCEO"**

**ACTIVIDAD:** Observación de material fresco

**MATERIALES:**

- Flores
- Sudán IV
- Diapasón
- Lupas

**Se sugiere llevar material de las siguientes familias:**

Asteraceae  
Apocinaceae  
Orchidaceae

**Se sugiere llevar material de las siguientes especies:**

*Calliandra* (plumerillo rojo)  
*Leonurus japonicus*  
*Vigna caracalla* (caracol)  
*Thunbergia*  
*Araujia brachystephana* (Tasi)  
*Philibertia* sp.  
*Thevetia*  
*Strelitzia* (flor de pájaro)  
*Salvia* sp. (salvias)  
*Canna indica* (achira)  
*Solanum* sp.  
*Lagerstroemia indica* (crespón)  
*Acacia* sp.  
*Asclepias* sp.  
*Begonia*  
*Commelina erecta* (Santa Lucía)  
*Caesalpinia*  
*Oenothera*  
*Hyptis mutabilis*  
*Ricino*  
*Ortiga*  
*Senna aphylla*



## TRABAJO PRACTICO N° 4: “GINECEO Y ESTIGMA”

TEMA: Heterostilia dimórfica

OBJETIVO: Comprender cómo se mantiene el polimorfismo en las poblaciones naturales a través de la estimación de las frecuencias alélicas del gen de la heterostilia dimórfica en varias generaciones.

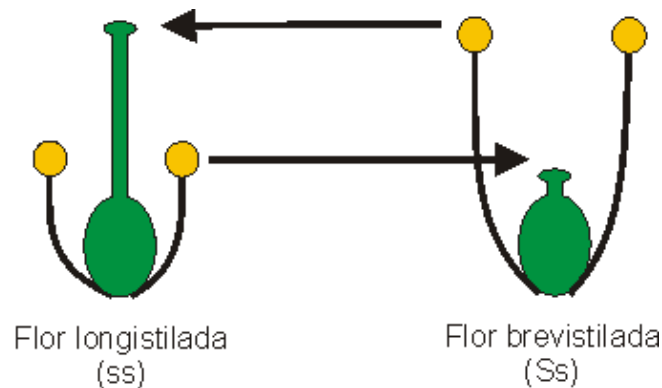
ACTIVIDAD: Juego de cruzamientos genéticos con cuentas de colores y simulación de los mecanismos de autocompatibilidad.

MATERIALES:

- Cuentas de dos colores en recipientes
- Recipientes vacíos para polen de los dos morfotipos (bandejas)
- Plastilina de dos colores
- Papel y lápiz

BREVE MARCO TEÓRICO:

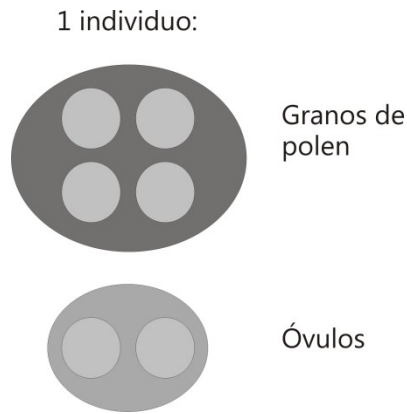
La heterostilia dimórfica está determinada por un locus con dos alelos, uno dominante (S) y uno recesivo (s), que se expresan de acuerdo a mendelismo simple. El genotipo heterocigota origina el morfotipo brevistilado (Ss), mientras que el homocigota recesivo origina el morfotipolongistilado (ss) (ver Fig. 1). El genotipo homocigota dominante (SS) no existe en la naturaleza, es letal.



**Figura 1.** Distilia. Los cruzamientos correspondientes a polinización legítima (compatible) están indicados con flechas; otras formas de flujo de polen son consideradas ilegítimas y no producen semillas. ss y Ss corresponden a los genotipos de los morfotipos florales longistilado y brevistilado, respectivamente.

PREPARACIÓN:

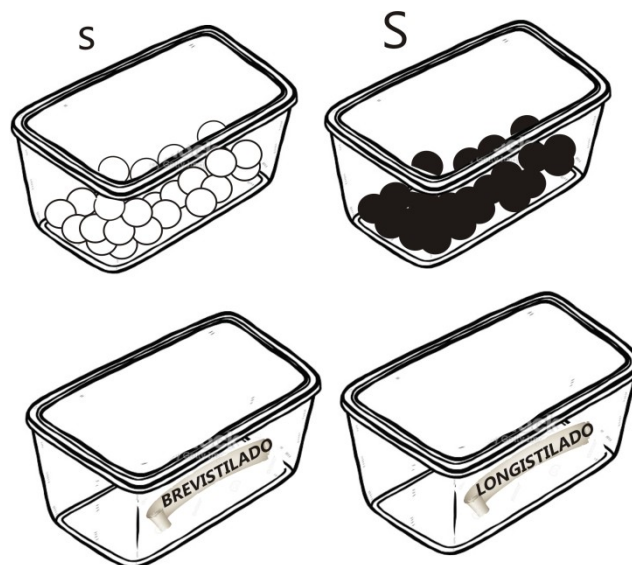
Utilizando plastilina de distintos colores, formar una base para los alelos del genotipo materno, presentes en los óvulos de la planta, y otra para los alelos segregados en el polen, como se ilustra en la Fig. 2:



**Figura 2.** Esquema que muestra cómo construir la base en plastilina para configurar el genotipo de un individuo.

PROCEDIMIENTO:

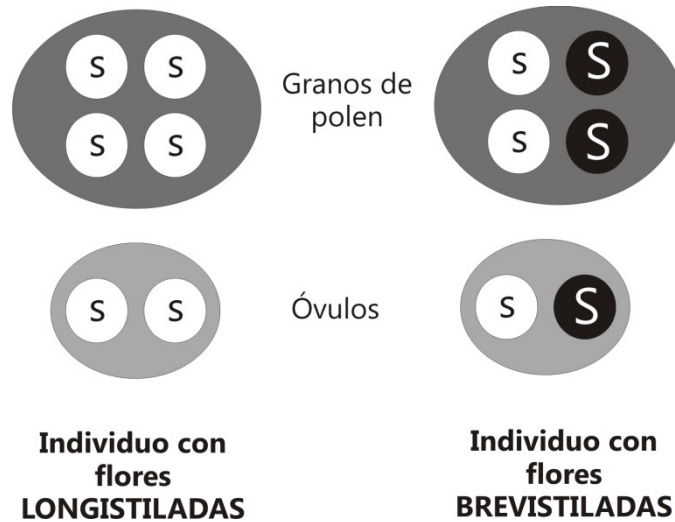
Cada una de las mesas presentes en el aula de trabajos prácticos cuenta con dos recipiente en los que hay cuentas de colores blanco y negro, que corresponden a los *alelos* *s* y *S*, respectivamente. Además, cada mesa cuenta con recipientes vacíos correspondientes al morfo longistilado y al morfo brevistilado, que se utilizarán durante el juego (Fig. 3).



**Figura 3.** Recipientes que se utilizarán durante el juego.

En dos mesas se realizarán *cruzamientos legítimos* (entre individuos pertenecientes a distintos morfotipos) mientras que en las otras dos se realizarán *cruzamientos ilegítimos* (entre individuos pertenecientes al mismo morfotipo)

En ambos casos se partirá de la frecuencia alélica de equilibrio, en la que los dos morfotipos están igualmente representados, es decir que la relación *S* - *s* es de 1:3. *Utilizando las cuentas de colores, deberán crearse las cantidades de individuos heterocigotas y homocigotas recesivos que respeten esta proporción de alelos S y s* (Fig. 4).

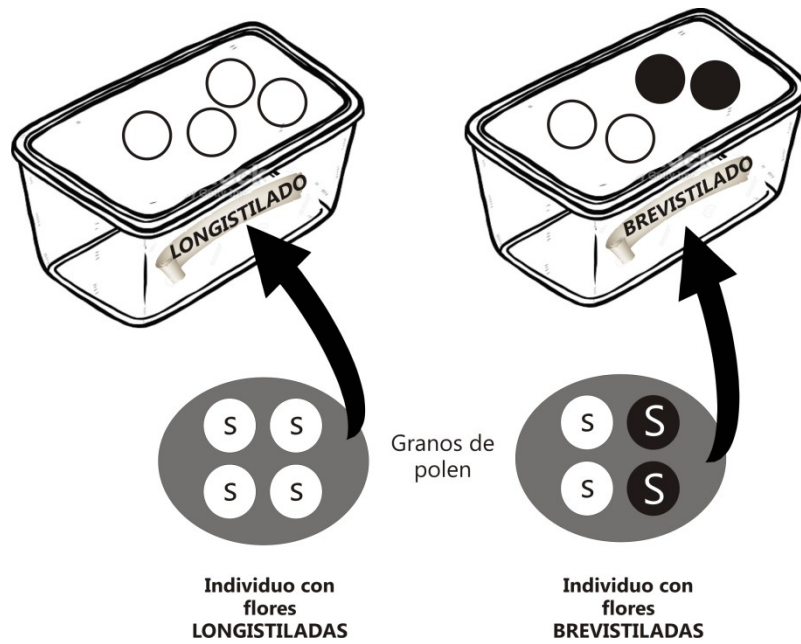


**Figura 4.** Configuración genotípica de individuos pertenecientes a los diferentes morfotipos.

Al comenzar, solo participará la mitad de los alumnos de cada mesa, ya que luego del primer cruzamiento, cada uno de los alumnos contará con dos individuos como progenie, de modo que podrá entregar uno de ellos a los compañeros que no participaron en la primer instancia.

Se realizarán 3 cruzamientos en total partiendo de la línea parental, de modo que se obtendrán una  $F_1$ , una  $F_2$  y una  $F_3$ .

1. Registrar las frecuencias alélicas en los parentales (ej: cada individuo heterocigoto aporta un alelo s y un S al pool de la población).
2. Cada uno de los individuos depositará sus 4 granos de polen en el recipiente correspondiente a su propio morfotipo, como indica la Fig. 5.
3. Cruzamientos:
  - o Si el cruzamiento es *legítimo*, cada individuo deberá tomar AL AZAR dos alelos del recipiente del morfotipo *opuesto*, que unirá al azar con sus óvulos.
  - o Si el cruzamiento es *ilegítimo*, cada individuo deberá tomar AL AZAR dos alelos del recipiente de su *mismomorfotipo*, que unirá al azar con sus óvulos.



**Figura 5:** Contribución de granos de polen de cada uno de los morfotipos.

4. Registrar las frecuencias alélicas obtenidas en la  $F_1$ , y vaciar los recipientes correspondientes a cada morfotipo.
5. Tomando cuentas blancas y/o negras de los recipientes de alelos, cada alumno formará los granos de polen correspondientes a su genotipo, para realizar un nuevo cruzamiento.
6. Al finalizar los cruzamientos, comparar los resultados obtenidos para las frecuencias alélicas de los cruzamientos legítimos e ilegítimos.

Generaciones	Frecuencia alélica			
	<i>Cruzamiento legítimo</i>		<i>Cruzamiento ilegítimo</i>	
	S	s	S	s
Linea parental				
F1				
F2				
F3				

**TRABAJO PRACTICO N° 5: “ESTRUCTURAS SECRETORAS”**

ACTIVIDAD: Observación de material fresco y preparados histológicos

## MATERIALES:

- FLORES NUEVAS Y PIMPOLLOS
- Caja con preparados
- Refractómetros
- Papel tissue o de cocina
- Capilares comunes
- Prueba olfatoria (frasquitos oscuros con tapa)
- Rojo neutro
- Lupas
- Microscopios

## **EXTRACCIÓN DE NÉCTAR**

La extracción de néctar de las flores se realiza en el TP utilizando capilares de vidrio de distintas capacidades (10 µl, 100 µl, etc). Es importante que las flores sean frescas/nuevas y es aconsejable además contar con pimpollos maduros (a punto de abrir).

### Volumen:

Para calcular el volumen de néctar extraído (VOL) se utiliza una regla de tres simple utilizando la siguiente información:

- Medida total del capilar (mm)
- Volumen total del capilar (µl)
- Medida de la porción con néctar del capilar (mm)

$$\text{VOL } (\mu\text{l}) = \text{Vol. total del capilar} * \text{Medida con néctar del capilar} / \text{Medida total capilar}$$

### Concentración:

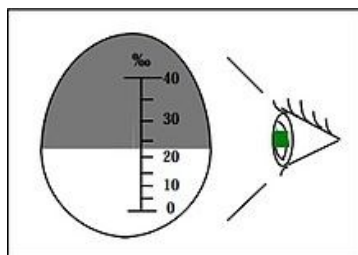
Para conocer la concentración del néctar extraído de las flores se utilizan refractómetros de mano. Estos se basan en un método óptico que determina la velocidad de propagación de la luz en un medio/sustancia (en este caso el néctar), que se relaciona directamente con la densidad de este medio/sustancia. La escala de medición de este principio se llama índice de refracción, a partir del cual se construyen diferentes escalas específicas, como la que utilizaremos para estimar la concentración del néctar de las flores.

El refractómetro es un instrumento óptico delicado. Se debe utilizar con cuidado, evitando que sufra golpes. La superficie del lente se debe limpiar suavemente con papel tissue húmedo luego de cada uso.

#### *Uso del refractómetro*

1. Levantar la cubierta de la lente.

2. Tomar una muestra de néctar y colocarla sobre el centro de la lente soplando, EVITANDO TOCAR LA SUPERFICIE DE LA MISMA CON LA PUNTA DEL CAPILAR.
3. Volver la cubierta plástica a la posición inicial, presionando suavemente la gota de néctar depositada sobre la lente.
4. Colocarse frente a una fuente de iluminación y observar a través del ocular del refractómetro. Orientar el refractómetro a la fuente de iluminación de manera que pueda distinguir con claridad una escala numérica en el hemisferio de la lente. La escala está calibrada para leer concentración en % P/P. Notarás que su campo de visión está dividido en un hemisferio norte de color opaco y un hemisferio sur translúcido. La línea horizontal que separa ambos hemisferios es el marcador de concentración en la escala numérica. El punto donde esta línea se interseca con la escala numérica indica la concentración de la muestra (figura).



5. Una vez realizada la medición de concentración, levantar la cubierta plástica y limpiar la superficie de la lente y la cara interna de la cubierta plástica con papel tissue húmedo. Secar suavemente y volver la cubierta plástica en su posición original.

### **OBSERVACIÓN DE PREPARADOS:**

#### **- NECTARIOS:**

Disco nectarífero: *Tecoma stans* (Bignoniaceae)  
*Tabebuia* (Bignoniaceae)  
*Leptoglossis* (Solanaceae)

Exposición secundaria del néctar: *Physalis ixocarpus* (Solanaceae)

Nectarios mesenquimáticos: *Alstroemeria patagonica* (Liliaceae, Amarilidaceae)

#### **- ELAIOFOROS:**

*Janusia* (Malpighiaceae)  
*Heteropteris* (Malpighiaceae)  
*Dinemandra* (Malpighiaceae)

Elaióforo tricomático:

*Monttea* (Plantaginaceae)  
*Calceolaria tripartita* (Plantaginaceae)  
*Calceolaria parviflora* (Plantaginaceae)  
*Calceolaria* sp (Plantaginaceae)



*Basistemon* (Plantaginaceae)

- OSMOFOROS:

*Cestrum* (Solanaceae)

*Cyphomandra* (Solanaceae)

*Jacaranda* (Bignoniaceae)

**Se sugiere llevar material de las siguientes familias:**

Solanaceae

Malvaceae

Bignoniaceae

Ranunculáceas (epitelial)

Rosáceas (hipanto)

Rubiáceas

**Se sugiere llevar material de las siguientes especies:**

*Passiflora caerulea* (Pasionaria)

*Abutilon*

*Impatiens* (Alegría del hogar)

*Tropaeolum majus* (Taco de reina)

*Spathicarpa* (Araceae)

*Viola* sp.

*Alstroemeria*

*Nierembergia linaeriifolia* o *rigida* (chuscho)

*Calceolaria* (zapatito)

*Sisyrinchium*

*Abelia*

*Albizia*

*Capsicum*

*Geranium*

*Euphorbia*

*Hippeastrum*

*Ipomoea*

*Lepechinia*

*Lonicera*

*Nothoscordum*

*Physalis*

*Puya*

*Yucca*

Especie (Familia)	Ubicación de los nectarios		Néctar	
			Volumen	Concentración

Especie (Familia)	Osmóforo	
	Localización	Características del olor

## **TRABAJO PRACTICO N° 6: “ANEMOFILIA”**

**ACTIVIDAD:** Construcción artesanal de estigmas

**MATERIALES:**

- Microesferas de telgopor
- Corchos
- Palillos
- Cinta de papel
- Túnel de viento
- Planilla de resultados obtenidos

Cada grupo podrá presentar 1 alternativa de diseño de un estigma (con 3 réplicas), y deberá realizar el procedimiento de prueba promediando el resultado de dichas réplicas.

## **TRABAJO PRACTICO N° 7: VIAJE DE CAMPO**

**ACTIVIDAD:** Observación de visitantes florales, registro de frecuencia de visitas, y caracterización fenotípica de flores

### **MATERIALES:**

- Reloj/cronómetro
- Cámara fotográfica
- Libreta y lápiz
- Regla / cinta métrica
- Refractómetro y capilares
- Lupa

### **Frecuencia de visitas**

1- En grupo, ubicarse frente a una planta o un grupo de plantas con flor de una misma especie, hacer observaciones de los visitantes florales durante lapsos de 15 minutos. Registrar la hora de inicio y finalización de cada observación.

2- Registrar el número de flores visitadas por las diferentes especies de polinizadores (un integrante del grupo), y tomar una fotografía de cada una de ellas para su posterior identificación (otro integrante del grupo). Codificar cada especie de polinizador con el número correspondiente a su fotografía.

3- Contar (o estimar) y registrar el número de flores de la especie de planta observada en cada lapso de tiempo.

4- Transcurridos los 15 minutos, moverse a un nuevo grupo de plantas de la misma especie.

5- Calcular la frecuencia de visitas de cada polinizador a cada especie de planta, como:

*Nro. flores visitadas/Nro. flores observadas/Tpo. observación*

\* *Para tener en cuenta:* Para realizar un muestreo homogéneo de las distintas especies de plantas a lo largo del día, es importante realizar las observaciones de las distintas especies de plantas durante un tiempo similar y en distintos momentos del día.

<b>Especie (Familia)</b>	<b>Tiempo observación (hora inicio - hora fin)</b>	<b>Visitante floral</b>	<b>Nro flores visitadas</b>	<b>Nro flores observadas</b>	<b>Observaciones</b>

### **Caracterización fenotípica de las flores**

En las mismas plantas en las que se realizaron las observaciones de los visitantes, medir y registrar la altura de la planta desde el suelo, la arquitectura floral, el color de las flores y la presencia (o ausencia) de néctar (si posee néctar, medir su volumen y concentración en al menos 3 flores). Seleccionar tres flores y medir con regla la longitud del tubo floral.

<b>Especie (Familia)</b>	<b>Altura planta</b>	<b>Arquitectura floral</b>	<b>Color</b>	<b>Presencia néctar</b>	<b>Longitud tubo floral</b>

## TRABAJO PRACTICO N° 8: “ESFINGOFILIA: JUEGO DE SELECCIÓN FENOTÍPICA RECÍPROCA”

OBJETIVO: Visualizar la acción de la selección natural mediante un ejercicio simulado.

### INTRODUCCIÓN:

Se presume que la selección opera en una interacción entre plantas con flores tubulares y esfíngidos. Tanto la longitud del tubo floral como la longitud de las probóscides de los esfíngidos presentan una amplia variación.

Las flores son hermafroditas y producen néctar, recurso floral que condiciona la supervivencia de los esfíngidos. La polinización sólo tiene lugar cuando la frente del polinizador toca la boca del tubo floral, que es donde se ubican anteras y estigma.

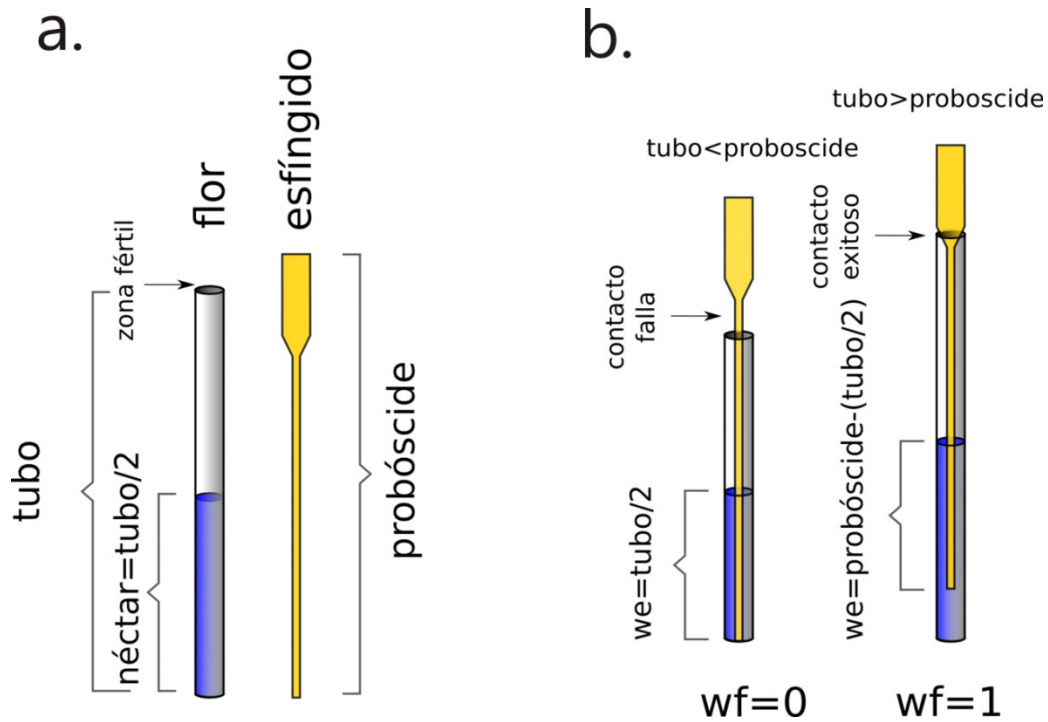
Los sorbetes representan los tubos florales, mientras que los batidores de café representan las probóscides de los esfíngidos (ver Fig. 6a).

Las reglas operativas en nuestro escenario de interacción planta-polinizador son:

1. Si un esfíngido tiene una probóscide más larga que el tubo floral de manera que la frente del esfíngido no toca la boca del tubo floral, no ocurre polinización.
2. Si un esfíngido tiene una probóscide más corta o igual que la longitud del tubo floral de manera que la frente del esfíngido toca la boca del tubo floral, ocurre polinización.
3. La adecuación (fitness) de la planta (**W<sub>f</sub>**) se contabilizará con 1 y 0, en caso de polinización exitosa y no exitosa, respectivamente (Fig 6b).
4. El tubo floral se encuentra lleno de néctar *hasta la mitad de su longitud*.
5. El esfíngido logra libar el néctar sólo si la longitud de su trompa es igual o mayor que la mitad de la longitud del tubo floral.
6. La adecuación (fitness) del esfíngido (**W<sub>e</sub>**) es proporcional a la cantidad de néctar que toma en cada flor (Fig. 6b).
7. Asegurarse de que la interacción entre esfíngidos y plantas sea al azar y que cada esfíngido interactúa una única vez con una flor.

Hay dos escenarios selectivos sobre una misma población de plantas:

- Comunidad A: las plantas interactúan con esfíngidos de probóscides relativamente cortas
- Comunidad B: la población de esfíngidos tiene probóscides casi tan largas como las flores.



**Figura 6. a)** Elementos utilizados como tubo floral y proboscis de esfíngidos. **b)** Situaciones en las que ocurre polinización (contacto exitoso) y no ocurre polinización (contacto falla).

PROCEDIMIENTO:

- 1- Por alumno, sacar al azar 2 sorbetes y 2 batidores de los frascos provistos.
- 2- Insertar el batidor en el tubo, como se indica en la Fig. 6b.
- 3- Registrar si ocurre polinización ( $wf = 1$ ) o no ( $wf = 0$ ).
- 4- Medir con regla el largo de la probóscide y del tubo floral, y calcular  $we$  según corresponda.

**COMUNIDAD A**

<b>Individuo</b>	<b>Long.tubo</b>	<b>Long.prob.</b>	<b>Wf</b>	<b>We</b>
1				
2				
3				
4				
5				
6				
7				
8				
9				
10				
11				
12				
13				
14				
15				
16				
17				
18				
19				
20				
21				
22				
23				
24				
25				
26				
27				
28				
29				
30				
31				
32				



**COMUNIDAD B**

<b>Individuo</b>	<b>Long.tubo</b>	<b>Long.prob.</b>	<b>Wf</b>	<b>We</b>
1				
2				
3				
4				
5				
6				
7				
8				
9				
10				
11				
12				
13				
14				
15				
16				
17				
18				
19				
20				
21				
22				
23				
24				
25				
26				
27				
28				
29				
30				
31				
32				

## ÁNALISIS DE DATOS

Luego de obtener los datos de adecuación de las poblaciones de flores (wf) y de esfíngidos (we), se procederá a:

- Calcular la media y el desvío de cada población
- Realizar un histograma de frecuencias con la longitud del tubo floral y la longitud de la proboscis de los esfíngidos
- Realizar modelos de regresión: *logística*, en el caso de la longitud del tubo floral y la adecuación de la planta, y *lineal*, para los datos de longitud de proboscis y adecuación de los esfíngidos, utilizando el programa R.

## TRABAJO PRACTICO N° 9: ANÁLISIS DE RESULTADOS OBTENIDOS A PARTIR DEL VIAJE DE CAMPO

### OBJETIVOS:

- Transferir los conocimientos teóricos de la materia al caso concreto del estudio realizado a campo.
- Relacionar e integrar estos conocimientos a través de representaciones de redes ecológicas y del fenotipo floral desde una perspectiva multivariada
- Evaluar la correspondencia de las observaciones de campo de las interacciones flores-polinizadores con la teoría de síndromes florales

### DATOS Y RESULTADOS:

Durante el viaje de campo de la materia se registraron los datos de los visitantes florales (identidad y frecuencia de visitas) de las diferentes especies de plantas que se encontraron en flor. A partir de estos datos, se construyó una matriz de las especies de plantas (filas) x las especies de visitantes florales (columnas) (ver Tabla 1 como ejemplo). Los valores de las celdas son la frecuencia de visitas de cada uno de los visitantes florales a las especies de plantas, que fueron obtenidas mediante la fórmula:  $n^{\circ}$  de visitas/ $n^{\circ}$  de flores del parche observado/tiempo de observación.

<b>ESPECIE</b>	<b><i>Apis mellifera</i></b>	<b><i>Bombus opifex</i></b>	<b><i>Sírfido</i></b>	<b><i>Colias lesbia</i></b>	<b><i>Tiphiidae</i></b>
<b><i>Eupatorium viscidum</i></b>	0,0272	0,0052	0,0080	0,0625	0,0188
<b><i>Baccharis sp.</i></b>	0	0	0	0	0,0741
<b><i>Solanum argentinum</i></b>	0,0167	0,0263	0	0	0
<b><i>Angelphytum aspilioides</i></b>	0	0,1667	0,2540	0,1270	0
<b><i>Zinnia peruviana</i></b>	0	0	0	0	0

**Tabla 1.** Ejemplo de matriz de especies x visitantes florales, cuyas celdas contienen los valores de frecuencia de visitas.

A partir de dichos datos, se representaron gráficamente las interacciones observadas entre plantas y visitantes florales. En el gráfico de red, se ordenan tanto las especies de plantas como de visitantes florales en orden decreciente de número de interacciones, y el grosor de la línea que une plantas y visitantes florales se relaciona con la frecuencia de visitas, es decir que líneas más gruesas representan tasas de visitas más altas.

Además, en el campo se registraron caracteres de las plantas: altura del suelo, presencia de néctar, largo del tubo, arquitectura y color. A partir de estos datos, se realizó un análisis multivariado (Escalado Multidimensional o MDS) y se elaboró un gráfico que muestra un plano conformado por los dos primeros ejes obtenidos (los de mayor variación), donde se observa el ordenamiento de las especies de plantas basado en los distintos caracteres fenotípicos. Cada punto representa un individuo. Cada especie de planta se muestra con un color diferente.

### CONSIGNA:

Interpretar estos resultados, relacionándolos con otros contenidos abordados a lo largo de la materia, intentando responder a las siguientes preguntas\*:

- ¿Qué estructura (compartimentada, anidada, etc.) y topología (conectancia, asimetría de las interacciones, etc.) presentó la red obtenida, al menos en una apreciación cualitativa?
- ¿Variaron las especies de plantas y polinizadores en su grado de generalización/especialización? ¿Difiere la generalización/especialización de las plantas si se consideran grupos funcionales de visitantes florales en lugar de especies?
- ¿Se agrupan diferentes especies de plantas en el espacio fenotípico multivariado? ¿Se pueden distinguir síndromes florales? ¿Pueden reconocerse agrupaciones filogenéticas?
- ¿Se corresponde el tipo (grupo funcional) de polinizador predicho por las características florales (síndrome) con los visitantes florales observados? ¿Y considerando sólo el visitante más frecuente?
- ¿Se relaciona la estructura de la red con los caracteres florales de las especies estudiadas (por ej., se agrupan las especies de plantas según distintos síndromes florales o grupos funcionales de polinizadores)

## Breve marco teórico sobre Redes de Interacción Planta-Polinizador

Una manera de abordar el estudio de las interacciones entre las plantas y sus polinizadores a nivel comunitario es a través de la aproximación transdisciplinaria de redes complejas, desarrollada recientemente. El enfoque de redes complejas ofrece herramientas integradoras de diferentes campos del conocimiento para el estudio de las interacciones ecológicas, permitiendo comprender el funcionamiento de los sistemas diversos y complejos, que se caracterizan por estar formados por múltiples partes que interactúan entre sí. Esto supone una ventaja respecto al enfoque centrado en el estudio de especies aisladas, ya que el comportamiento de todo el sistema muestra propiedades más allá de la suma de sus partes. La gran mayoría de las matrices de interacción de las que disponemos provienen de muestreos focalizados en las plantas, en los cuales se registran visitas e interacciones en individuos seleccionados de acuerdo a un patrón determinado (por ej., al azar, estratificadamente, etc.) y se acumulan horas de observación registrando las interacciones que las plantas individuales tienen con el conjunto de animales “disponibles” dentro de una población en un área concreta.

### *Matrices de interacción y su representación*

Podemos representar un patrón complejo de interacciones por medio de una matriz (Tabla 1), donde las filas representan las especies de animales polinizadores ( $A, i$ ) y las columnas representan las especies de plantas con flores ( $P, j$ ). Para cada especie animal podemos mantener un registro de las especies de plantas con las que ella interactúa: si la especie polinizadora A1 visita las flores de la planta P1, entonces  $ij = 1$ . Para las interacciones no registradas tendremos  $ij = 0$ . De igual forma podemos proceder para las plantas.

**Tabla 1.** Ejemplo de una matriz de interacciones para una comunidad consistente en  $A = 4$  especies de polinizadores y  $P = 7$  especies de plantas. Los elementos  $ij$  indican si existe ( $ij \neq 0$ ) o no ( $ij = 0$ ) interacción de las especies  $i$  y  $j$ . Se registran 16 interacciones de las 28 posibles.

		Especies de Plantas						
		P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7
Especies de polinizadores	A1	1	1	1	1	1	0	1
	A2	1	1	0	1	1	1	0
	A3	1	1	1	0	0	0	0
	A4	0	1	1	0	0	0	0

En la pequeña matriz de nuestro ejemplo (Tabla 1) encontramos  $S = 11$  especies que interactúan, lo cual supone un máximo posible de  $A \times P = 4 \times 7 = 28$  interacciones entre  $A$  especies de polinizadores y  $P$  especies de plantas. Sin embargo, encontramos sólo 15 censadas,  $I = 15$  interacciones: el polinizador F1

visita la especie de planta P2 pero no la especie P6. En general, observamos sólo una fracción de las interacciones que pueden ocurrir.

La fracción de interacciones registradas respecto al total posible es una variable característica de cada comunidad que define la **conectancia**, **C**, donde *I* es el número total de interacciones observadas:

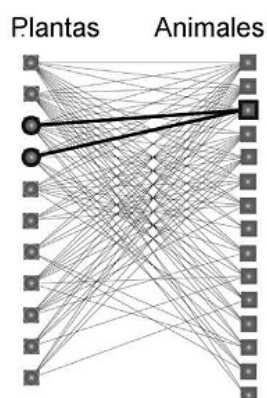
$$C = \frac{I}{P \times A}$$

La matriz de interacciones tiene *I* interacciones, con *k<sub>i</sub>* o *k<sub>j</sub>* interacciones por especie de animal o planta, respectivamente. Estos valores se denominan el grado de cada especie y en las matrices de interacción planta-animal indican la generalización-especialización de cada especie (ver más abajo).

Estas matrices pueden contener información cuantitativa, es decir, sobre el número de interacciones además de su presencia o ausencia, dada cualquier medida adecuada de la frecuencia o intensidad de cada interacción. En el caso de las redes planta-polinizador, es común utilizar la tasa o frecuencia de visitas de una especie de polinizador a una especie de planta como medida de la intensidad de la interacción. La frecuencia de visitas se estima como: el número de flores visitadas/el número de flores observadas/el tiempo de observación.

#### *Representación gráfica de las redes de interacción*

Las matrices de interacción pueden ser representadas gráficamente como una red, que es un conjunto de dos tipos de elementos: nodos o vértices y los enlaces entre ellos. Las redes de interacción planta-animal son redes bipartitas o bi-modales que consisten en dos conjuntos distintos de nodos (especies): plantas y animales. Dichos conjuntos se grafican en dos columnas enfrentadas, una correspondiente a las especies de animales y la otra a las de plantas. Las interacciones observadas se dibujan como los enlaces, cuyo espesor representa la intensidad o frecuencia de las interacciones, cuando además de la información sobre presencia-ausencia de los enlaces, la red contiene información cuantitativa sobre su intensidad. Las redes bipartitas ilustran las conexiones entre nodos de dos grupos distintos, de tal modo que no existen conexiones entre nodos del mismo grupo.

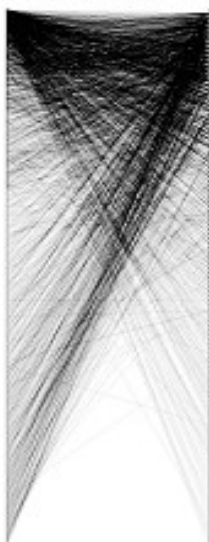


**Figura 1.** Ejemplo de una red bipartita, compuesta por dos grupos de nodos o elementos de la red (plantas y animales), conectados por enlaces que se establecen sólo entre nodos de los dos conjuntos diferentes. Los enlaces pueden contener información acerca de la intensidad de la interacción, siendo entonces redes cuantitativas o ponderadas.

## *Conectividad y grado: la especificidad de las interacciones*

Llamamos topología de la red de interacciones a la forma en que se distribuyen los enlaces entre las especies, esto es, la distribución del grado,  $k$ , o del número de interacciones por especie. En la distribución de conectividad o grado en redes complejas reales en general encontramos una alta frecuencia de nodos con muy pocos enlaces y también nodos super-enlazados. De igual modo, en redes de interacciones planta-animal encontramos numerosas especies que tienen pocas interacciones y muy pocas que tienen muchas (Figura 2). Estas distribuciones revelan que las redes naturales de interacciones mutualistas se componen de un gran número de especies especialistas que interactúan con muy pocas especies del otro conjunto y por unas pocas especies supergeneralistas.

Polinizadores Plantas



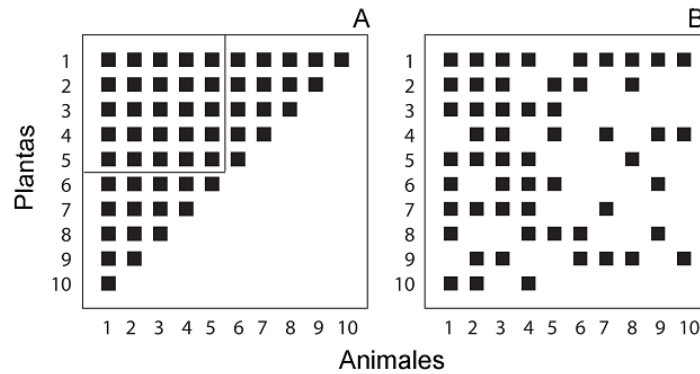
**Figura 2.** Red bipartita que ilustra las interacciones entre un conjunto de especies de plantas y sus polinizadores, con las especies ordenadas a lo largo de los dos ejes verticales en función del número decreciente de interacciones.

Pero, ¿qué hace que observemos pocas especies supergeneralistas? Una respuesta posible es que existan restricciones que impidan la interacción entre ciertas especies. Si bien disponemos de muy poca información acerca de las restricciones biológicas que imponen reglas de conexión a las especies que integran una red determinada, algunos estudios sugieren que la abundancia es un factor fundamental que estructura los patrones de interacción. Otros factores que se han esgrimido provienen de restricciones o limitaciones fenotípicas de las especies, relacionadas con la historia evolutiva. Es razonable pensar que las características específicas de cada especie limitan

con cuáles otras especies es posible interactuar y que por tanto, acotan el máximo nivel de generalización que una especie puede alcanzar. Es decir, siempre existirán “interacciones prohibidas” que no son observables en la naturaleza. Algunas razones de la existencia de interacciones prohibidas en las comunidades son los desajustes fenológicos, de tamaño, de accesibilidad, etc.

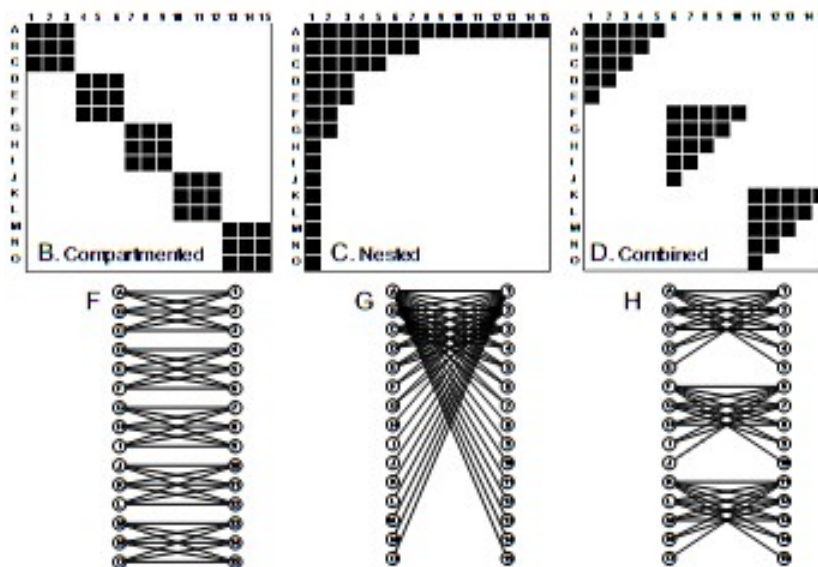
### *Estructura: anidamiento y otros patrones*

En este contexto, cabe preguntarnos: ¿tienden las especies generalistas a interactuar entre sí más que lo esperado por azar? ¿cuán recíprocas son las interacciones más especializadas? Un patrón común observado repetidamente es el de anidamiento o encajamiento (nestedness) (Figura 3). El patrón de interacciones anidado ocurre cuando las especies especialistas interactúan sólo con las generalistas, pero éstas interactúan también entre ellas. Ello da lugar a una marcada asimetría de la especificidad de las interacciones y a un núcleo de generalistas que interactúan entre sí además de hacerlo con los especialistas. El grado de encajamiento se puede cuantificar midiendo la temperatura o grado de desorden de la matriz.



**Figura 3.** Anidamiento (nestedness) en redes de interacción planta-animal. El patrón anidado implica que las especies generalistas interactúan con un amplio conjunto de especies, pero las más especialistas sólo interactúan predominantemente con las generalistas. Una matriz de interacción perfectamente anidada (A) muestra un núcleo central de generalistas y una alta cohesión, que difiere de un patrón aleatorio (B).

El anidamiento es una estructura posible dentro de un rango amplio de estructuras de interacción. En una matriz perfectamente anidada no hay compartimentos (Figura 4C,G). A medida que nos desviamos de esta situación, podemos encontrar subconjuntos de especies que interactúan más entre sí que con el resto, apareciendo lo que se denominan módulos o compartimentos (Figura 4B,F). A su vez, estos módulos pueden funcionar como subredes que a su vez muestran una estructura anidada (Figura 4D,H).



**Figura 4.** Posibles estructuras de una matriz (arriba) y una red bipartita (abajo). B y F) Compartimentada, C y G) Anidada, D y H) Combinada.



## **TRABAJO PRACTICO N° 10: “SINDROMES FLORALES”**

**OBJETIVO:** Análisis del concepto de Síndrome floral

**MATERIAL DE LECTURA:**

- 1) Waser, N. M., Chittka, L., Price, M. V., Williams, N. M., & Ollerton, J. (1996). Generalization in pollination systems, and why it matters. *Ecology*, 77(4), 1043-1060.
- 2) Fenster, C. B., Armbruster, W. S., Wilson, P., Dudash, M. R., & Thomson, J. D. (2004). Pollination syndromes and floral specialization. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 375-403.
- 3) Ollerton, J., Alarcón, R., Waser, N. M., Price, M. V., Watts, S., Cranmer, L., ... & Rotenberry, J. (2009). A global test of the pollination syndrome hypothesis. *Annals of botany*, 103(9), 1471-1480.
- 4) Rosas-Guerrero, V., Aguilar, R., Martín-Rodríguez, S., Ashworth, L., Lopezaraiza-Mikel, M., Bastida, J. M., & Quesada, M. (2014). A quantitative review of pollination syndromes: do floral traits predict effective pollinators? *Ecology Letters*, 17(3), 388-400.

**ACTIVIDAD:** JUEGO DE ROLES

Formar 4 grupos. Cada grupo representará a un editor asociado y deberá leer un artículo del material de lectura (asignado por los docentes), y sintetizar las principales ideas que de él se desprenden. Teniendo en cuenta el contexto del juego de roles, se discutirá la importancia y aplicación del concepto de “síndrome floral”. De acuerdo al artículo leído, cada grupo adoptará una postura a favor (artículos 2 y 4) o en contra (artículos 1 y 3) de dicho concepto, la cual tendrá que argumentar debidamente. Los docentes actuarán como mediadores.

**CONTEXTO:** El editor en jefe de una prestigiosa revista está encargado de publicar un volumen especial acerca de “Síndromes de polinización”, y recibe un artículo que lo desconcierta, y lo hace dudar de su inclusión en el volumen. En este trabajo, los autores estudian una flor de perfume desagradable, característico de flores sapromiófilas. La morfología de la flor, en cambio, sugiere polinización por roedores. Al hacer observaciones a campo, descubrieron que estas flores son visitadas por aves. Al leer este artículo, los editores asociados adoptan dos posturas opuestas, de acuerdo a su posición respecto al concepto de “SÍNDROME FLORAL”; unos están a favor y otros en contra de la inclusión de este artículo en el volumen, por lo que intentarán convencer al editor en jefe de que tome una de las dos posturas.

## **TRABAJO PRACTICO N° 11: INTEGRACIÓN DE CONTENIDOS**

**OBJETIVOS:** Observación analítica integral del material floral.

**MATERIALES:**

- Flores
- Pinzas histológicas
- Cinta de papel
- Carteles impresos



## **TRABAJO FINAL**

### **CONSIGNA:**

Elaborar un material de difusión audiovisual en base a un artículo científico relacionado a la Biología de la Polinización.

**ALCANCE DEL CONTENIDO DEL MATERIAL AUDIOVISUAL:** estudiantes universitarios de Biología.

Se formarán 6 grupos (de 4 o 5 alumnos), y se otorgará 1 artículo por grupo. Para la elaboración del material audiovisual se puede incluir información extraída de otros artículos científicos.

### **ARTÍCULOS CIENTÍFICOS:**

- Barlow, Sarah E., Geraldine A. Wright, Carolyn Ma, Marta Barberis, Iain W. Farrell, Emily C. Marr, Alice Brankin, Bruce M. Pavlik, y Philip C. Stevenson. 2017. «Distasteful Nectar Deters Floral Robbery». *Current Biology* 27 (16): 2552-2558.e3. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2017.07.012>.
- Blüthgen, Nico, Florian Menzel, Thomas Hovestadt, Brigitte Fiala, y Nils Blüthgen. 2007. «Specialization, Constraints, and Conflicting Interests in Mutualistic Networks». *Current Biology* 17 (4): 341-46. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2006.12.039>.
- Brodmann, Jennifer, Robert Twele, Wittko Francke, Gerald Hölzler, Qing-He Zhang, y Manfred Ayasse. 2008. «Orchids Mimic Green-Leaf Volatiles to Attract Prey-Hunting Wasps for Pollination». *Current Biology* 18 (10): 740-44. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2008.04.040>.
- Couvillon, Margaret J., Hasan Al Toufailia, Thomas M. Butterfield, Felix Schrell, Francis L. W. Ratnieks, y Roger Schürch. 2015. «Caffeinated Forage Tricks Honeybees into Increasing Foraging and Recruitment Behaviors». *Current Biology* 25 (21): 2815-18. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2015.08.052>.
- Dellinger, Agnes S., Darin S. Penneys, Yannick M. Staedler, Lena Fragner, Wolfram Weckwerth, y Jürg Schönenberger. 2014. «A Specialized Bird Pollination System with a Bellows Mechanism for Pollen Transfer and Staminal Food Body Rewards». *Current Biology* 24 (14): 1615-19. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2014.05.056>.
- Fleischer, Robert C., Helen F. James, y Storrs L. Olson. 2008. «Convergent Evolution of Hawaiian and Australo-Pacific Honeyeaters from Distant Songbird Ancestors». *Current Biology* 18 (24): 1927-31. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2008.10.05>
- Heiduk, Annemarie, Irina Brake, Michael von Tschirnhaus, Matthias Göhl, Andreas Jürgens, Steven D. Johnson, Ulrich Meve, y Stefan Dötterl. 2016. «Ceropegia Sandersonii Mimics Attacked Honeybees to Attract Kleptoparasitic Flies for Pollination». *Current Biology* 26 (20): 2787-93. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2016.07.085>.
- Kessler, Danny, Klaus Gase, y Ian T. Baldwin. 2008. «Field Experiments with Transformed Plants Reveal the Sense of Floral Scents». *Science* 321 (5893): 1200-1202. <https://doi.org/10.1126/science.1160072>.

- Peñalver, Enrique, Antonio Arillo, Ricardo Pérez-de la Fuente, Mark L. Riccio, Xavier Delclòs, Eduardo Barrón, y David A. Grimaldi. 2015. «Long-Proboscid Flies as Pollinators of Cretaceous Gymnosperms». *Current Biology* 25 (14): 1917-23. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2015.05.062>.
- Peris, David, Ricardo Pérez-de la Fuente, Enrique Peñalver, Xavier Delclòs, Eduardo Barrón, y Conrad C. Labandeira. 2017. «False Blister Beetles and the Expansion of Gymnosperm-Insect Pollination Modes before Angiosperm Dominance». *Current Biology* 27 (6): 897-904. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2017.02.009>.
- Peñalver, Enrique, Antonio Arillo, Ricardo Pérez-de la Fuente, Mark L. Riccio, Xavier Delclòs, Eduardo Barrón, y David A. Grimaldi. 2015. «Long-Proboscid Flies as Pollinators of Cretaceous Gymnosperms». *Current Biology* 25 (14): 1917-23. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2015.05.062>.
- Peris, David, Ricardo Pérez-de la Fuente, Enrique Peñalver, Xavier Delclòs, Eduardo Barrón, y Conrad C. Labandeira. 2017. «False Blister Beetles and the Expansion of Gymnosperm-Insect Pollination Modes before Angiosperm Dominance». *Current Biology* 27 (6): 897-904. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2017.02.009>.
- Stökl, Johannes, Antonia Strutz, Amots Dafni, Ales Svatos, Jan Doubsky, Markus Knaden, Silke Sachse, Bill S. Hansson, y Marcus C. Stensmyr. 2010a. «A Deceptive Pollination System Targeting Drosophilids through Olfactory Mimicry of Yeast». *Current Biology* 20 (20): 1846-52. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2010.09.033>.
- Whitney, Heather M., Lars Chittka, Toby J. A. Bruce, y Beverley J. Glover. 2009. «Conical Epidermal Cells Allow Bees to Grip Flowers and Increase Foraging Efficiency». *Current Biology* 19 (11): 948-53. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2009.04.051>.
- Xu, Haiyang, Björn Bohman, Darren C. J. Wong, Claudia Rodriguez-Delgado, Adrian Scaffidi, Gavin R. Flematti, Ryan D. Phillips, Eran Pichersky, y Rod Peakall. 2017. «Complex Sexual Deception in an Orchid Is Achieved by Co-Opting Two Independent Biosynthetic Pathways for Pollinator Attraction». *Current Biology* 27 (13): 1867-1877.e5. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2017.05.065>.

TIEMPO DE EXPOSICIÓN POR GRUPO: 10 min.

CRITERIOS DE EVALUACIÓN:

- Creatividad en el uso de recursos didácticos
- Claridad conceptual y rigor científico
- Capacidad de síntesis
- Grado de adaptación del nivel conceptual en relación al público al que se dirige
- Vinculación con el contenido de la materia

Algunos ejemplos de videos de divulgación: <http://evolutionfilmfestival.org/>

## ESPECIES EJEMPLO DE LAS DISTINTAS TEMÁTICAS DEL CURSO DE BIOLOGÍA FLORAL

### NECTARIOS

*Abelia* (tricomas)  
*Albizia* (heterantia)  
Apiáceas  
Apocynaceae (coléteres)  
Asclepias  
Asteráceas (disco estilar)  
Bignoniáceas (disco ovárico)  
*Bomarea* (tépalos)  
Brasicáceas (disco)  
Caesalpinia (hipanto)  
Campanuláceas  
*Capsicum* (canales)  
*Cirsium*  
*Cleome*  
*Crataegus* (hipanto)  
*Cuphea*  
*Dianthus*  
*Eichornia* (septal)  
*Euphorbia* (extraflora nup.)  
*Geranium*  
*Hetherothalamus* (heterantia)  
*Hippeastrum* (septal)  
*Impatiens* (cáliz)  
*Ipomoea* (disco)  
Lauraceae (estambres)  
*Lepechinia*  
Lináceas (estambres)  
Loasaceae (concha estam.)  
*Lonicera* (tricomas corola)  
Malváceas (tricomas cáliz)  
Myrtáceas  
*Nothoscordum* (septal)  
Orquídeas (epitelial)  
*Passiflora*  
*Physalis* (disco y canales)  
*Puya* (septal)  
Ranunculáceas (epitelial)  
Rosáceas (hipanto)  
Rubiáceas  
*Ruta* (disco)  
Solanáceas (disco)  
*Tropaeolum* (cáliz)  
*Viola* (anteras)

### ELAIOFOROS

*Janusia* (epitelial cáliz)  
*Nierembergia* “chuscho”(tricomas)  
*Sisyrinchium* (tricomas)

#### CUERPOS NUTRICIOS

*Orthostemon* (Feijoa) “falso guayabo”  
*Calceolaria uniflora*

#### PSEUDANTIO

Apiáceas  
Aráceas  
Asteráceas  
Mimosoideas

#### DISTRIBUCIÓN DE GENEROS

*Abutilon*  
*Acalypha* (diclino monoica)  
Apiáceas  
*Begonia* (diclino monoica)  
Cactáceas (protoginia)  
Campanuláceas (protandria)  
*Celtis* (poligamia)  
*Clematis* (diclino dioica)  
*Croton* (diclino monoica)  
*Geranium*  
*Heterothalamus* (diclino dioica)  
*Impatiens* (protandria)  
Lamiáceas (ginodioicas)  
*Oxalis* (tristilia)  
*Plantago* (protoginia)  
Poáceas  
*Solanum claviceps* (polígamas)  
*Tropaeolum* (protandria)  
*Turnera* (distilia)

#### POLEN

*Acacia* (políades)  
*Argemone* (tipo papaver)  
*Asclepias* (polínios)  
Asteráceas (pres. secundaria)  
*Begonia* (falsas anteras)  
*Caesalpinia* (hebras)  
*Canna* (cemento accesorio)  
*Commelina* “Santa Lucia” (heteranteria)  
*Cyphomandra* (fuelle)

*Heimia*

*Lagerstroemia indica* (Litraceae) “crespón” (gonanteras, trofanteras)

*Oenothera* (hebras)

Orquídeas (polinarios)

*Rosa* (tipo papaver)

*Sisyrinchium palmifolium*

*Solanum*

*Strelitzia reginae* (hebras de celulosa)

*Vinca* (Apocinaceae)

*Wahlembergia* (pres. Secundaria)

## ATRACCIÓN VISUAL

Asteráceas (estilos coloridos)

*Begonia* (ovario)

*Beloperone* (semafilos)

*Calistemon* (androceo)

*Euphorbia pulcherrima* (semafilos)

## OSMÓFOROS

*Cestrum parqui*

*Passiflora*

*Spartium*

## ARQUITECTURAS FLORALES

### ROTACEAS

*Argemone* “cardo santo” (Papaveraceae)

*Geranium* (Geraniaceae)

*Hypericum* (Guttiferae)

Malváceas

*Passiflora* (Passifloraceae)

*Physalis* (Solanaceae)

*Solanum* (Solanaceae)

### HIPOCRATERIFORME

*Glandularia* (Verbenaceae)

*Impatiens* “alegría del hogar” (Balsaminaceae)

*Nicotiana longiflora* (Solanaceae)

*Oenothera* (Onagraceae)

*Petunia axilaris* (Solanaceae)

*Stenandrium* (Acanthaceae)

### PERSONADA

*Antirrhinum* “conejito” (Scrophulariaceae)

*Asarina* (Scrophulariaceae)



*Utricularia* (Lentibulariaceae)

#### TUBULAR

Bromeliáceas

*Nicotiana glauca* “palan-palan” (Solanaceae)

*Pithecoctenium* “peine de mono” (Bignoniaceae)

#### PAPILIONADA

*Adesmia* (Fabaceae)

*Spartium* “retama” (Fabaceae)

*Polygala* (Polygalaceae)

*Lathyrus* “alverjillas” (Fabaceae)

#### PENICILADA

*Albizia* “plumerillo” (Fabaceae)

*Eucalyptus* (Myrtaceae)

*Clematis* “loconte” (Ranunculaceae)

*Callistemon* (Myrtaceae)

*Calliandra* (Fabacea-Mimosoidea)

#### LABIADAS

*Leonorus* (Labiatae)

*Salvia* (Labiatae)

*Erythrina crista-galli* “ceibo”(Fabaceae)

*Rosmarinus* “romero” (Labiatae)

*Lavandula* “lavanda” (Labiatae)

#### TRAMPA

*Aristolochia* (Aristolochiaceae)

Araceas

*Ceropegia* (Asclepiadaceae)

### **SÍNDROMES FLORALES**

#### ORNITOFILIA

*Dolichandra* “sacha huasca”(Bignoniaceae)

*Eritrina* (Fabaceae)

*Puya* (Bromeliaceae)

*Stenorrhynchos* (Orchidaceae)

#### ESFINGOFILIA

*Caesalpinia gilliesii* “lagaña de perro”(Fabaceae)

*Cestrum parqui* “duraznillo negro” (Solanaceae)

*Glandularia platensis* (Verbenaceae)  
*Macrosiphonia petraea* (Apocynaceae)  
*Oenothera* (Onagraceae)  
*Petunia axilaris* (Solanaceae)

#### PSICOFILIA

*Asclepias curassavica* (Asclepiadaceae)  
*Clerodendron* (Verbenaceae)  
*Glandularia* (Verbenaceae)  
*Impatiens* “alegría del hogar” (Balsaminaceae)  
*Saponaria* (Caryophyllaceae)  
*Zinnia* (Compuesta)

#### MIOFILIA

*Aristolochia* (Aristolochiaceae)  
*Ceropegia* (Asclepiadaceae)  
*Lantana* “bandera española” (Verbenaceae)  
*Philibertia* (Apocynaceae) trepadora  
*Stapelia variegata* (Asclepiadaceae) “flor de sapo”