



**UNIVERSIDAD DE GUANAJUATO**  
**DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA VIDA**

---

**MAESTRÍA EN BIOCENCIAS**

**“ESTUDIO DE LA ABSORCIÓN DE ARSÉNICO SOBRE  
EL METABOLISMO DEL CULTIVO DE FRESA EN  
SISTEMA HIDROPÓNICO”**

**T E S I S**

**PARA OBTENER EL GRADO DE:  
MAESTRO EN BIOCENCIAS**

**PRESENTA:**

**I.A. ELIANNE PAOLA TREJO NAVA**

**DIRECTOR:**

**DR. CÉSAR OZUNA LÓPEZ**

**CO-DIRECTOR:**

**DRA. ADRIANA SALDAÑA ROBLES**

**IRAPUATO, GTO. AGOSTO DE 2025**



"Universidad de Guanajuato: 80 años de ser la Universidad Pública del Estado".  
"2025, a 200 años de la instalación del Primer Congreso Constituyente de Guanajuato"  
"30 años de autonomía universitaria, un legado de responsabilidad y libertad"

DIRECCION.

Oficio: DICIVA/0416/2025.

Asunto: **Autorización de Titulación.**

C.  
**ELIANNE PAOLA TREJO NAVA,**  
MAESTRIA EN BIOCENCIAS  
P R E S E N T E.

Por medio de la presente y una vez revisado que ha cumplido íntegramente el plan de estudios del Programa Académico y, con base en el Artículo 79 del Reglamento Académico de la Normatividad de la Universidad de Guanajuato Vigente, me permito indicarle que doy mi autorización para que se titule por **Trabajo de Tesis.**

Sin otro asunto y enviándole un cordial saludo, se despide.

A T E N T A M E N T E  
"LA VERDAD OS HARA LIBRES"  
Irapuato, Gto., 22 de Julio de 2025.  
EL DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA VIDA  
CAMPUS IRAPUATO-SALAMANCA

**DR. JUAN ANTONIO RAMÍREZ VÁZQUEZ.**



C.c.p. Archivo.  
JARV/mcla.



Universidad  
de Guanajuato

CAMPUS IRAPUATO - SALAMANCA

*"Universidad de Guanajuato: 80 años de ser la Universidad Pública del Estado".  
"2025, a 200 años de la instalación del Primer Congreso Constituyente de Guanajuato"  
"30 años de autonomía universitaria, un legado de responsabilidad y libertad"*

DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA VIDA

DIRECCIÓN

Oficio: DICIVA/0401/2025.

Asunto: TEMA DE TRABAJO.

C.

DR. JUAN ANTONIO RAMÍREZ VÁZQUEZ,  
DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA VIDA  
CAMPUS IRAPUATO - SALAMANCA,  
P R E S E N T E.

En relación al trabajo de titulación de la C. Elianne Paola Trejo Nava, me permito comunicar a Usted que el tema señalado fue:

**"ESTUDIO DE LA ABSORCIÓN DE ARSÉNICO SOBRE EL  
METABOLISMO DEL CULTIVO DE FRESA EN SISTEMA  
HIDROPÓNICO"**

Y que dicho trabajo ha sido totalmente elaborado y cuenta con mi aprobación.

Asimismo, me permito proponer a:

**DR. JORGE ERIC RUÍZ NIETO  
DR. ERIK DÍAZ CERVANTES**

Para que junto conmigo integren el Jurado.

**A T E N T A M E N T E**  
**"LA VERDAD OS HARA LIBRES"**  
Irapuato, Gto., 23 de Junio de 2025.

**DIRECTOR DE TESIS**

**DR. CÉSAR OZUNA LÓPEZ**



Universidad  
de Guanajuato

CAMPUS IRAPUATO - SALAMANCA

*“Universidad de Guanajuato: 80 años de ser la Universidad Pública del Estado”.*  
*“2025, a 200 años de la instalación del Primer Congreso Constituyente de Guanajuato”*  
*“30 años de autonomía universitaria, un legado de responsabilidad y libertad”.*

DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA VIDA

DIRECCIÓN

Oficio: DICIVA/0402/2025.

Asunto: REVISIÓN DE TESIS.

Irapuato, Gto., 25 de Junio de 2025.

C.

DR. JUAN ANTONIO RAMÍREZ VÁZQUEZ  
DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA VIDA  
CAMPUS IRAPUATO - SALAMANCA,  
P R E S E N T E.

Habiendo revisado la Tesis de la Pasante C. Elianne Paola Trejo  
Nava,

Titulada:

**“ESTUDIO DE LA ABSORCIÓN DE ARSÉNICO SOBRE EL  
METABOLISMO DEL CULTIVO DE FRESA EN SISTEMA  
HIDROPÓNICO”**

Damos nuestra aprobación para la impresión de la misma.

DIRECTOR

DR. CÉSAR OZUNA LÓPEZ

SINODAL

DR. JORGE ERIC RUÍZ NIETO

SINODAL

DR. ERIK DÍAZ CERVANTES



Universidad  
de Guanajuato

CAMPUS IRAPUATO - SALAMANCA

"Universidad de Guanajuato: 80 años de ser la Universidad Pública del Estado".  
"2025, a 200 años de la instalación del Primer Congreso Constituyente de Guanajuato"  
"30 años de autonomía universitaria, un legado de responsabilidad y libertad"

DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA VIDA

C.

DR. JUAN ANTONIO RAMÍREZ VÁZQUEZ,  
DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CIENCIAS DE LA VIDA  
CAMPUS IRAPUATO - SALAMANCA,  
P R E S E N T E.

En relación al trabajo de titulación de la C. Elianne Paola Trejo Nava nos permitimos comunicar a Usted que el trabajo de Tesis: "ESTUDIO DE LA ABSORCIÓN DE ARSÉNICO SOBRE EL METABOLISMO DEL CULTIVO DE FRESA EN SISTEMA HIDROPÓNICO", que fue desarrollado bajo la dirección del Dr. César Ozuna López y la Co Dirección de la Dra. Adriana Saldaña Robles, profesores de la División de Ciencias de la Vida, ha sido terminado. El escrito fue revisado por el Dr. Jorge Eric Ruíz Nieto y el Dr. Erik Díaz Cervantes y se autorizó la impresión y empastado del mismo.

Así mismo, nos permitimos proponer para la integración del Jurado a los Señores;

DR. Jorge Eric Ruíz Nieto	PRESIDENTE
DR. Erik Díaz Cervantes	SECRETARIO
DR. César Ozuna López	VOCAL

ATENTAMENTE  
"LA VERDAD OS HARA LIBRES"  
Irapuato, Gto., 30 de Junio de 2025.

DIRECTOR

DR. CÉSAR OZUNA LÓPEZ

REVISOR

REVISOR

DR. JORGE ERIC RUÍZ NIETO

DR. ERIK DÍAZ CERVANTES

Irapuato , Gto., a 21 de julio del 2025.

**MTR. JUAN SIGFRIDO LÓPEZ CUSTODIO**  
**COORDINADOR DE ASUNTOS ESCOLARES**  
**PRESENTE.-**

Por medio de la presente, se otorga autorización para proceder a los trámites de impresión, empastado de tesis y titulación al alumno(a) Elianne Paola Trejo Nava del **Programa de Maestría en Biociencias** y cuyo número de **NUA** es: 280946 del cual soy director. El título de la tesis es: Estudio de la absorción de arsénico sobre el metabolismo del cultivo de fresa en sistema hidropónico.

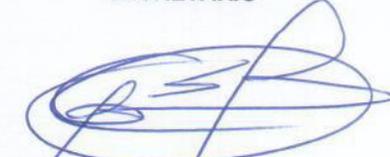
Hago constar que he revisado dicho trabajo y he tenido comunicación con los sinodales asignados para la revisión de la tesis, por lo que no hay impedimento alguno para fijar la fecha de examen de titulación.

**ATENTAMENTE**

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Jorge Eric Ruiz Nieto  
NOMBRE Y FIRMA  
**PRESIDENTE**

  
\_\_\_\_\_  
Dr. César Ozuna López  
NOMBRE Y FIRMA  
**VOCAL**

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Erick Díaz Cervantes  
NOMBRE Y FIRMA  
**SECRETARIO**

  
\_\_\_\_\_  
Dr. César Ozuna López  
NOMBRE Y FIRMA  
**DIRECTOR DE TESIS**

## **AGRADECIMIENTOS**

En primer lugar, quiero agradecer a la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI) por el apoyo económico que me brindó para realizar mis estudios de maestría.

Agradezco infinitamente a mis padres, Imelda Nava Barroso y Gregorio Trejo Rico, que han sido el motor que me impulsa día con día a cumplir mis sueños, por el apoyo incondicional en todo lo que me propongo y de siempre estar para mí cuando lo necesito. Ustedes siempre han sido y serán parte fundamental de todos mis logros.

A mi director de tesis, el Dr. César Ozuna, por darme la oportunidad hace 5 años de pertenecer a su laboratorio, por enseñarme que la vida es dura y así lo será siempre, por los conocimientos, regañones, consejos, desveladas, lágrimas, risas, por ser la persona con la que me pude abrir siempre sin el miedo a juzgarme y sobre todo por la paciencia.

A mi Co-Directora, la Dra. Adriana Saldaña Robles, por las enseñanzas, llamadas de atención, comentarios, revisiones, conocimiento de un área que yo desconocía totalmente y siempre estuvo ahí para mí. Gracias por preocuparse siempre de que todo me quedará claro.

A mi comité, el Dr. Jorge Eric Ruíz Nieto por enseñarme un área que jamás pensé que iba a desarrollar, la paciencia, el aprendizaje, gracias por siempre estar cuando tenía una duda y por adentrarme a su laboratorio. Al Dr. Erik Díaz Cervantes por atender las dudas y llamadas cuando tenía que resolver dudas, por siempre aportarme conocimiento de su área.

A mi trio dinamita (Rey y Román), mis mejores amigos gracias por hacerme confiar y conocer a la Paola que si puede, por hacerme la estancia en el laboratorio muy amena, por las risas, bromas, lágrimas, salidas y sobre todo gracias por la ayuda que siempre me brindaron. Ustedes siempre serán parte de mi vida y me los llevo en el corazón.

A todas las personas que conforman el Laboratorio de Tecnología e Innovación Alimentaria (Food Technology and Innovation Lab) del Departamento de Alimentos de la Universidad de Guanajuato.

A mi casa de estudios, la Universidad de Guanajuato por haberme permitido formarme como Maestra en Biociencias y a cada uno de los profesores que fueron participes de este proceso.

## RESUMEN

El arsénico (As) es un metaloide altamente tóxico que puede ser absorbido por las plantas, provocando un estrés que afecta sus procesos vitales. Además, las plantas activan mecanismos de defensa que les permiten adaptarse a condiciones adversas, entre ellos la modulación de rutas metabólicas secundarias y la acumulación de compuestos antioxidantes. Esta problemática adquiere especial relevancia en cultivos de alto valor comercial y nutricional, como la fresa, especie particularmente sensible a la presencia de As. Por lo tanto, el objetivo fue estudiar el efecto de la absorción de As sobre el metabolismo del cultivo de fresa en sistema hidropónico. Primeramente, se utilizó un sistema hidropónico donde se emplearon un control y diferentes concentraciones de As (0.01, 0.1 y 1 mg/L) utilizando As(V) a partir de la sal ( $\text{Na}_2\text{HAsO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ ). Tras 110 días de crecimiento y contaminación del cultivo se recolectaron las estructuras vegetales de cada tratamiento para luego secarlas y/o liofilizarlas, triturarlas y tamizarlas. Posteriormente, se evaluó la acumulación de As en la planta de fresa fue mayor en la raíz, con un aumento significativo ( $p < 0.05$ ) de hasta 223.1 % a 0.01 mg/L en comparación con el control. En el tallo, la acumulación disminuyó hasta un 4.82 % a 1 mg/L respecto a 0.01 mg/L. En hoja se observó una movilización parcial a concentraciones de 0.01 y 0.1 mg/L, pero a 1 mg/L disminuyó significativamente ( $p < 0.05$ ). Aun así, los factores de bioacumulación (FB) y translocación (FT) fueron  $> 1$ , lo que indica que la planta tiene capacidad de absorber y movilizar As, aunque más eficientemente a dosis bajas. Con respecto a las propiedades bioactivas y antioxidantes en raíz, los compuestos fenólicos totales (CFT) aumentaron ( $p < 0.05$ ) un 30.77 % y 6.09 % a concentraciones de 0.1 y 1 mg/L, respectivamente. Los flavonoides (FCT) aumentaron del 19.54 % a 0.01 mg/L, pero disminuyeron un 29.75 % y 6.91 % a 0.01 y 1 mg/L, respectivamente con respecto al control. En cuanto a la capacidad antioxidante, TEAC y FRAP aumentaron a 0.01 mg/L un 31.21 % y 8.94 %, respectivamente. En tallo, los pigmentos carotenoides (CAR) y clorofilas (CLO) disminuyeron un 26.82 % a 0.01 mg/L. Sin embargo, los CFT y FCT aumentaron a esa misma concentración un 10.72 % y 157.12 %, respectivamente. Por otro lado, TEAC y FRAP mostraron una disminución significativa ( $p < 0.05$ ). En hoja, las propiedades cromáticas se vieron afectadas la coordenada  $L^*$  disminuyó 11.19 % (0.01 mg/L) y 23.69 % (1 mg/L);  $a^*$  disminuyó 32.47 % (0.01 mg/L) y 29 % (1 mg/L); y  $b^*$  disminuyó 6.46 % a

1 mg/L. Mientras que Cromo ( $C^*_{ab}$ ) disminuyó en todas las concentraciones y el tono del ángulo ( $^{\circ}h^*_{ab}$ ) aumentó, excepto a 0.1 mg/L. Finalmente en fruto, los CFT aumentaron 5.64 % a 0.01 mg/L, mientras que a 0.1 mg/L aumentó el FCT y antocianinas monoméricas totales (AMT). El pH también aumentó 13.86 % a 0.1 mg/L, al igual que los sólidos solubles totales (SST) con un 4.64 %. No obstante, a 1 mg/L se observó una disminución general de las propiedades bioactivas y de la capacidad antioxidante. En conjunto, los resultados muestran que bajas concentraciones de As (0.01 y 0.1 mg/L) pueden inducir respuestas antioxidantes positivas en la planta, mientras que concentraciones altas (1 mg/L) generan efectos negativos en la calidad visual y funcional del cultivo de fresa. Además, se realizaron correlacionadas a través de un Análisis de Componentes Principales (ACP), entre el efecto de las concentraciones de As en las estructuras de la planta de fresa hidropónica. Los ACP identificaron los dos componentes principales los cuales representan el 79.3 % de la varianza total. En general, se encontró una fuerte relación con el contenido de As (raíz, tallo, hoja y fruto),  $L^*$ ,  $C^*_{ab}$ ,  $^{\circ}h^*_{ab}$ , CFT, FT, TEAC y FRAP. Finalmente, para el análisis *in silico* después de caracterizar los compuestos fenólicos individuales por HPLC (ácidos gálico, p-hidroxibenzoico, clorogénico, vanílico, ferúlico; rutina y quercentina) de las fresas fueron modelados por acomplamiento molecular. La NAC (1UT4) fue utilizada como diana y las interacciones (enlaces electrostáticos, enlaces de hidrógeno y fuerza de Van der Waals) y la eficiencia del ligando (EL) de cada compuesto fueron analizadas. Los ácidos p-hidroxibenzoico y ferúlico mostraron la EL más fuerte a la proteína analizada; sin embargo, todos los compuestos fenólicos evaluados demostraron valores favorables de EL (entre -3.37 y -7.87 kcal/mol) mientras que compuestos fenólicos-As y la proteína 1UTA fueron -3.37 y -7.40 kcal/mol. Los resultados sugieren que los compuestos fenólicos evaluados podrían interactuar directamente con el dominio de unión al ADN de los factores de transcripción NAC, como el representado por la proteína 1UT4. Por otro lado, los complejos fenólicos-As también interactuaron con residuos clave de la proteína 1UTA, sugiriendo una modulación estructural positiva. Estas interacciones podrían potenciar la expresión de enzimas como SOD y CAT. En conjunto, los compuestos fenólicos, en presencia de As, podrían no solo contribuir a su detoxificación, sino también estimular respuestas antioxidantes en plantas a nivel transcripcional.

## ÍNDICE

ÍNDICE DE TABLAS .....	14
ÍNDICE DE FIGURAS .....	16
I.    INTRODUCCIÓN .....	18
II.   MARCO TEÓRICO .....	20
2.1  Arsénico.....	20
2.1.1  Generalidades del arsénico .....	20
2.1.2  Arsénico en agua .....	21
2.1.3  Arsénico en la planta .....	21
2.1.4  Transporte de arsénico en la planta .....	22
2.2  Proceso del estrés por la presencia de Arsénico en la planta.....	23
2.2.1  Estrés por arsénico.....	23
2.2.2  Toxicidad en la planta.....	28
2.2.3  Mecanismo de defensa ante la presencia de arsénico en la planta .....	28
2.3  Fresa .....	30
2.3.1  Generalidades de la fresa.....	30
2.3.2  Metabolismo de la fresa.....	32
2.3.2.1  Metabolitos de la fresa.....	32
2.3.2.2  Composición de metabolitos de la fresa .....	34
2.3.2.3  Evolución de los metabolitos de la fresa durante el desarrollo .....	34
III.  JUSTIFICACIÓN.....	37
IV.   HIPÓTESIS .....	38
V.    OBJETIVO .....	39
1.  Objetivo general .....	39

2.	Objetivos particulares .....	39
VI.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	40
6.1	Área de estudio .....	40
6.2	Estrategia experimental .....	40
6.3	Obtención de la materia prima.....	41
6.3.1	Desinfección de raíz de planta de fresa .....	42
6.4	Cultivo hidropónico.....	42
6.4.1	Montaje del experimento.....	42
6.4.2	Riego.....	43
6.5	Efecto del As en las estructuras vegetales de la planta.....	43
6.5.1	Determinación de arsénico en las estructuras vegetales .....	43
6.5.2	Factores de bioacumulación y traslocación del As.....	44
6.5.3	Parámetros de crecimiento y desarrollo en las plantas de fresa .....	44
6.6	Evaluación de propiedades fisicoquímicas de las estructuras de la planta de fresa ante la presencia de As.....	45
6.6.1	Color .....	45
6.6.2	pH y Sólidos solubles totales (° Brix).....	45
6.7	Caracterización nutricional.....	45
6.7.1	Contenido de carbohidratos .....	45
6.8	Evaluación de propiedades bioactivas y capacidad antioxidante de las estructuras de la planta de fresa ante la presencia de As.....	46
6.8.1	Obtención del extracto.....	46
6.8.2	Clorofila.....	46
6.8.3	Compuestos fenólicos totales .....	47
6.8.4	Flavonoides totales .....	47

6.8.5	Antocianinas monoméricas totales .....	47
6.8.6	Caracterización y cuantificación del perfil polifenólico del fruto de fresa .....	48
6.8.7	Determinación de la capacidad antioxidante equivalente de Trolox .....	48
6.8.8	Determinación del poder antioxidante reductor férrico.....	48
6.9	Análisis <i>in silico</i> .....	49
6.10	Análisis estadístico .....	49
VII.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	51
7.1	Mantenimiento de invernadero .....	51
7.2	Efecto de la absorción de arsénico en las estructuras de cultivo de fresa hidropónica	52
7.2.1	Arsénico en plantas control .....	52
7.2.2	Factores de bioacumulación y traslocación en estructuras vegetales de cultivo de fresa hidropónica.....	52
7.2.3	Parámetros de crecimiento y desarrollo en las plantas de fresa .....	54
7.3	Efecto de la concentración de arsénico en las estructuras vegetales del cultivo de fresa hidropónica.....	57
7.3.1	Efecto de la concentración de arsénico en raíz de planta de fresa.....	57
7.4.1	Efecto de la concentración de Arsénico en tallo de planta de fresa .....	60
7.5.1	Efecto de la concentración de arsénico en hoja de planta de fresa.....	63
7.5.1.2	Propiedades bioactivas y capacidad antioxidante en hoja .....	65
7.6.1	Efecto de la concentración de arsénico en fruto .....	67
7.6.2	Carbohidratos en fresa .....	70
7.6.3	Propiedades bioactivas y capacidad antioxidante de la fresa .....	71
7.6.4	Caracterización de compuestos fenólicos individuales de las fresas.....	73

7.7	Correlación entre el efecto de las concentraciones de arsénico en las estructuras de la planta de fresa hidropónica .....	74
7.8	Ensayo <i>in silico</i> .....	81
7.8.1	Complejo entre compuestos fenólicos y NAC (1UT4) .....	81
8	CONCLUSIONES Y PERSPECTIVAS FUTURAS .....	92
9	REFERENCIAS.....	93

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Afectaciones provocadas por el estrés inducido por el As sobre los metabolitos primarios de las plantas. ....	25
<b>Tabla 2.</b> Afectaciones sobre el estrés inducido por el As sobre los metabolitos secundarios y enzimas antioxidantes de las plantas. ....	27
<b>Tabla 3.</b> Fases fenológicas de la fresa .....	31
<b>Tabla 4.</b> Efecto en los metabolitos en las diferentes variedades de fresa a través del estrés sometido .....	33
<b>Tabla 5.</b> Concentraciones de As en estructuras de la planta de fresa control.....	52
<b>Tabla 6.</b> Factor de bioacumulación de arsénico y translocación de estructuras de planta de fresa. ....	54
<b>Tabla 7.</b> Parámetros de crecimiento y desarrollo en plantas de fresa.....	56
<b>Tabla 8.</b> Parámetros del color a partir del sistema CIEL*a* b* en hojas deshidratadas de fresa hidropónica. ....	64
<b>Tabla 9.</b> Efecto de las concentraciones de As sobre la concentración de compuestos bioactivos totales y la capacidad antioxidante en hojas de fresa hidropónica.....	67
<b>Tabla 10.</b> Parámetros del color a partir del sistema CIEL*a* b* en fresa hidropónica. ....	68
<b>Tabla 11.</b> Efecto de las concentraciones de As sobre las propiedades fisicoquímicas (pH y SST) de fresa hidropónica. ....	70
<b>Tabla 12.</b> Efecto de las concentraciones de As sobre la concentración de compuestos bioactivos totales y la capacidad antioxidante en fresa hidropónica. ....	73
<b>Tabla 13.</b> Compuestos fenólicos detectados en fresas con concentraciones de As (0, 0.01, 0.1 y 1 mg/L). ND: no detectado. Se muestra el promedio ± desviación estándar. ....	74
<b>Tabla 14.</b> Resultados de acoplamiento molecular de compuestos fenólicos de fresa contra 1UT4.....	85

<b>Tabla 15.</b> Resultados de acoplamiento molecular de compuestos fenólicos de fresa con As y NAC (1UT4).....	89
---	----

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Formas del arsénico .....	20
<b>Figura 2.</b> Afectaciones ante la presencia de As en las plantas .....	22
<b>Figura 3.</b> Mecanismos de defensa de las plantas ante el estrés por As. ....	28
<b>Figura 4.</b> Estadios fenológicos de desarrollo de la fresa. ....	31
<b>Figura 5.</b> Ubicación del complejo 1 de Alimentos en el mapa del municipio de Irapuato. ....	40
<b>Figura 6.</b> Estrategia experimental.....	41
<b>Figura 7.</b> Lavado de plantas de fresa en agua purificada. ....	42
<b>Figura 8.</b> Sistema de cultivo hidropónico para el trasplante de planta de fresa (raíz desnuda). .....	43
<b>Figura 9.</b> Etapas fenológicas de la fresa .....	51
<b>Figura 10.</b> Efecto de las concentraciones de As en el crecimiento y desarrollo en las plantas de fresa hidropónica.....	55
<b>Figura 11.</b> Efecto de la concentración de As en raíz de fresa hidropónica. ....	59
<b>Figura 12.</b> Efecto de la concentración de As en tallo de fresa hidropónica. ....	61
<b>Figura 13.</b> Efecto de la concentración de As en tallo de fresa hidropónica. ....	63
<b>Figura 14.</b> Parámetros cromáticos en hoja deshidratada de fresa hidropónica. Cromo ( $C^*_{ab}$ ), Tono del ángulo ( $^{\circ}h^*_{ab}$ ), Diferencial de color ( $\Delta E$ ).....	65
<b>Figura 15.</b> Parámetros cromáticos en fresa hidropónica. Cromo ( $C^*_{ab}$ ), Tono del ángulo ( $^{\circ}h^*_{ab}$ ), Diferencial de color ( $\Delta E$ ). ....	69
<b>Figura 15.</b> Efecto de la concentración de As en el contenido de carbohidratos de fresa hidropónica. ....	71
<b>Figura 16.</b> Análisis de componentes principales para las concentraciones de As y las propiedades bioactivas (CFT y FT) y antioxidantes (TEAC y FRAP) de la raíz. ....	76

<b>Figura 17.</b> Análisis de componentes principales para las concentraciones de As y las propiedades bioactivas (CLO, CAR, CFT y FT) y antioxidantes (TEAC y FRAP) del tallo. ....	78
<b>Figura 18.</b> Análisis de componentes principales para las concentraciones de As y las propiedades cromáticas (L*, a*, b*, C* <sub>ab</sub> y °h* <sub>ab</sub> ), bioactivas (CLO, CAR, CFT y FT) y antioxidantes (TEAC y FRAP) de la hoja. ....	79
<b>Figura 19.</b> Análisis de componentes principales para las concentraciones de As y propiedades físicoquímicas (L*, a*, b*, *C* <sub>ab</sub> , °h* <sub>ab</sub> , pH y SST), bioactivas (CFT, FT y AMT) y antioxidantes (TEAC y FRAP) del fruto. ....	81
<b>Figura 20.</b> Interacciones moleculares entre el complejo proteico 1UT4-NAC y ácidos fenólicos individuales.....	87
<b>Figura 21.</b> Interacciones moleculares entre el complejo proteico 1UT4-NAC y ácidos fenólicos individuales con As.....	91

## I. INTRODUCCIÓN

La fresa (*Fragaria x ananassa* Duch.) es uno de los cultivos más apreciados y consumidos a nivel mundial (Newerli-Guz et al., 2023). Este hecho ha provocado su alta demanda en el mercado global (Hernandez-Martínez et al., 2023a; Kouloumprouka Zacharaki et al., 2024). Es una fruta apreciada por sus propiedades sensoriales y su alto valor nutritivo. Las antocianinas, compuestos fenólicos, flavonoides y taninos son los principales compuestos bioactivos encontrados en las fresas (Fernández-Cabanás et al., 2022). Estos compuestos han ganado importancia en la última década debido a su acción en contra del estrés oxidativo, perjudicial para la salud humana (Medrano Macías et al., 2021). Además, este cultivo depende la actividad agrícola como lo es riego, lo que las expone a posibles fuentes de contaminación por metales pesados (Yang et al., 2022). Este problema ha cobrado relevancia en cultivos sensibles y de alto valor comercial como la fresa, que, además de su importancia económica y nutricional, presenta una notable susceptibilidad al estrés inducido por metales pesados como el As (González de las Torres et al., 2020a).

El As es un metaloide tóxico que está distribuido en el medio ambiente ya que es un elemento natural de la corteza terrestre, su presencia está en el aire, el agua y el suelo (Al-Makishah et al., 2020; Solórzano et al., 2020). Este elemento se puede encontrar de forma inorgánica en el agua, lo que lo hace altamente tóxico (Gautam et al., 2020; Vezza et al., 2022). La contaminación por presencia de As en aguas subterráneas es un problema mundial, ya que es utilizada en diversas actividades y ésta presenta concentraciones mayores a 0.025 mg/L de As, lo cual es el límite establecido en la NOM-127-SSA1-2021 y en la guía de la Organización Mundial de la Salud (OMS) (OMS, 2022). Por otro lado, en la región central de México, en particular en el estado Guanajuato, se han encontrado concentraciones que varían de 25 a 120 µg/L (Juárez-Aparicio et al., 2024; Piña González et al., 2022).

La contaminación por As en las plantas se da por absorción la cual tiene lugar a través de las raíces mediante transportadores de fosfato y/o canales de acuaporinas (Deng et al., 2020; I. Sharma, 2020). Aunque la especie química de As disponible desempeña un papel crucial en el mecanismo de absorción, las formas más comúnmente disponibles son el As(III), As(V) y formas metiladas del As como el MMA (monometilarsenito) y el DMA (dimetilarsenito)

(Nahar et al., 2022). El As(V) puede ser confundido con el P(V) por la planta y esto interfiere con el metabolismo del cultivo mediante la fosforilación y la síntesis de ATP (Martínez-Castillo et al., 2022). Entonces la acumulación de As en las plantas se ocurre a través del sistema transportador de fosfato, donde se convierte en As(III) (Martínez-Castillo et al., 2023).

Los trastornos metabólicos en la planta son considerados los efectos más graves causados por la exposición al As, debido a que alteraciones en este proceso generan una cascada de efectos que repercuten en los cambios fisiológicos de la planta, como crecimiento, floración, cosecha, entre otros (Khan et al., 2021). Algunos estudios muestran que la actividad de enzimas importantes para la defensa antioxidante de la planta, como la superóxido dismutasa (SOD), catalasa (CAT) y glutatión peroxidasa (GPx), disminuye debido a la exposición al As. Estas enzimas son parte de un mecanismo que protege a las plantas contra el estrés oxidativo (Reis et al., 2020; Zemanová et al., 2021).

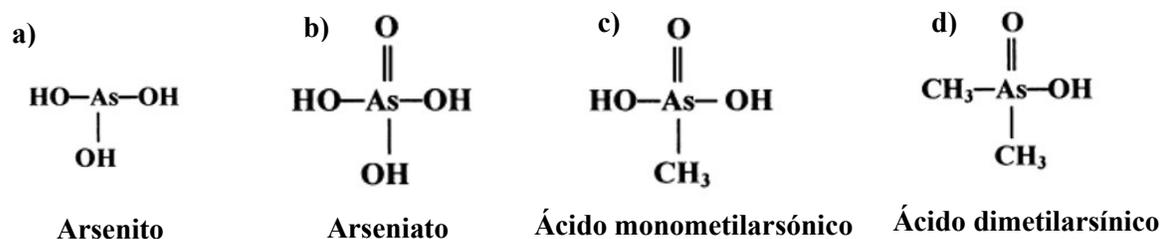
Por lo anterior, debido a la alta toxicidad y biodisponibilidad del As, es necesario realizar investigaciones en diversos temas que ayuden a abordar el problema de manera integral; por ejemplo, conocer los mecanismos por los cuales este elemento se desplaza a través del sistema agua-suelo-planta, concentraciones que afectan el rendimiento de cultivos y salud de los seres vivos, proponer soluciones económica y técnicamente viables (Du et al., 2020; González de las Torres et al., 2020b). De manera que, el objetivo general de esta investigación es estudiar el efecto del estrés producido por la concentración de As sobre el metabolismo del cultivo de fresa hidropónica.

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1 Arsénico

#### 2.1.1 Generalidades del arsénico

El As es un metaloide altamente tóxico, que se encuentra de manera natural en la corteza terrestre, ecosistemas naturales y artificiales, existe generalmente en formas inorgánicas como arsenito As(III) (Figura. 1a) y arseniato As(V) (Figura. 1b) y en formas orgánicas como ácido monometilarsónico (MMA) (Figura. 1c) y ácido dimetilarsínico (Figura. 1d) (Newerli-Guz et al., 2023). Las especies de As inorgánico presentan mayor toxicidad que las especies orgánicas, debido a sus altos efectos biodisponibles y toxicológicos. Por lo tanto, dado que la forma predominante de As en el agua subterránea es el As(V), ésta presenta un alto riesgo para la salud humana.



**Figura 1.** Formas del arsénico, a) Arsenito, b) Arseniato, c) Ácido monometilarsónico y d) Ácido dimetilarsínico.

*Fuente: Elaboración propia con información de (Zemanová et al., 2021)*

La presencia de As en las aguas subterráneas puede ser un contaminante natural y actualmente es un problema que impacta a muchos sitios alrededor del mundo. Por ejemplo, en India, España, Nicaragua, Perú, Argentina, México y Chile se han detectado concentraciones superiores a 10 µg/L de este contaminante (Juárez-Aparicio et al., 2024), la cual excede el límite permisible según la Organización Mundial de la Salud (OMS, 2022). En cuanto a la salud pública la mayor amenaza del As proviene de las aguas subterráneas contaminadas (Alidokht et al., 2021; Osuna-Martínez et al., 2021). Las principales fuentes de exposición son el agua de bebida, los cultivos agrícolas regados con agua contaminada y los alimentos preparados con agua contaminada (Saldaña-Robles et al., 2021).

### **2.1.2 Arsénico en agua**

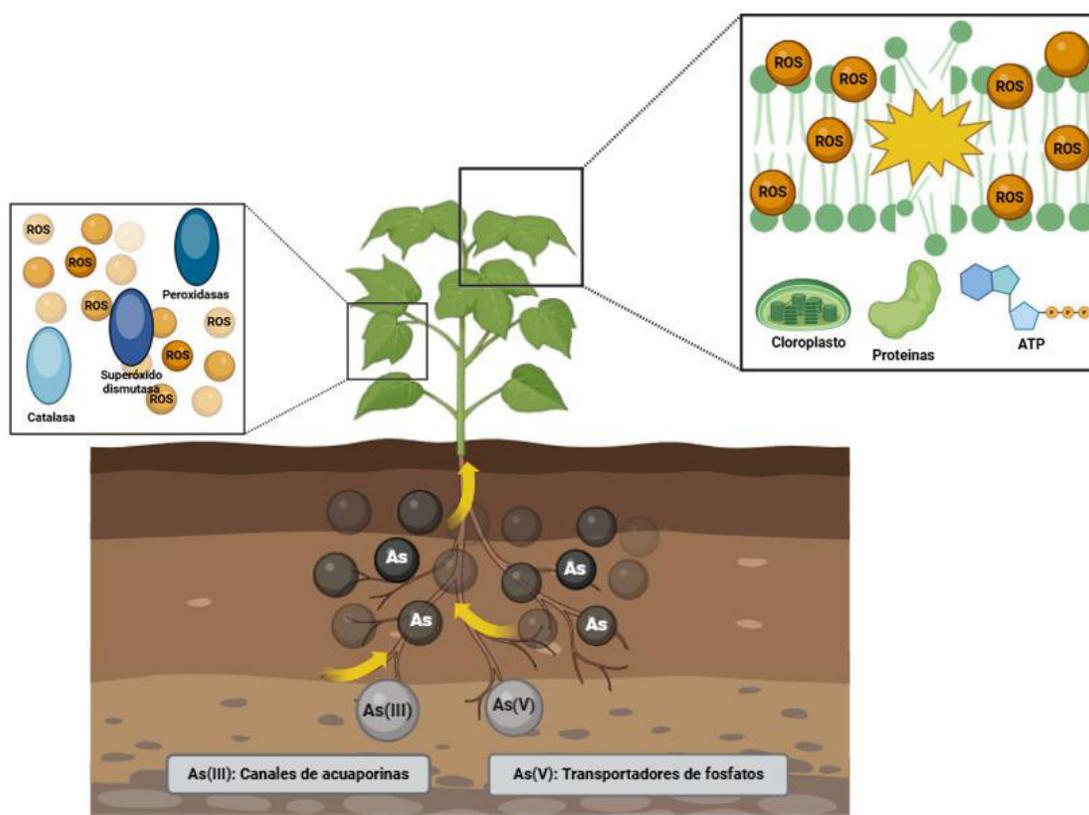
La contaminación por As del agua potable hoy en día genera una amenaza en la salud humana y el medio ambiente, es decir, es un problema grave (Nahar et al., 2022). En aguas con concentraciones de oxígeno disuelto inferiores a 0.8 mg/L es más común encontrar As(III) que As(V) (Lukacova et al., 2021a). Las especies  $\text{H}_2\text{AsO}_3^{-2}$  y  $\text{H}_2\text{AsO}_4^{-2}$  pueden dominar en condiciones oxidantes, sin embargo, la oxidación del As(III) suele ser lenta y persiste en condiciones de oxigenación (Alidokht et al., 2021; S. Singh et al., 2022)

### **2.1.3 Arsénico en la planta**

Las plantas absorben nutrientes como el As durante su crecimiento y desarrollo (Ngugi et al., 2022). El As acumulado en las plantas afecta los mecanismos de crecimiento y, por ende, el rendimiento de los cultivos. La acumulación de As en los cultivos puede impactar en la salud de los seres vivos por medio de la cadena alimenticia (Parker et al., 2022; Rehman et al., 2021).

Se ha reportado la traslocación del As hacia estructuras vegetales diversas, como los granos de arroz (Kalita et al., 2018), la cebada (Saldaña-Robles et al., 2018.), tallo y granos de maíz y trigo (Nunes et al., 2021). Estos estudios concluyen que el As se acumula en las distintas estructuras de la planta, incluyendo las comestibles, dependiendo el tipo de especie vegetal. Además, el As inhibe el crecimiento y desarrollo de las plantas e incluso provoca la muerte de las plantas (L. Hu et al., 2021; Sadee et al., 2023)

Una de las razones por las que el As provoca la muerte a las plantas es la alteración sobre la absorción y el equilibrio de nutrientes (Biswas et al., 2024). En la Figura 2, se muestra el efecto de la presencia de As en las plantas. Este elemento puede provocar la producción y acumulación de especies reactivas de oxígeno (ROS), lo que resulta en daño a la estructura de la membrana celular, al ácido nucleico, a la clorofila, entre otros componentes esenciales. Todo esto impacta negativamente el crecimiento normal y el desarrollo saludable de las plantas (Banerjee et al., 2020).



**Figura 2.** Afectaciones ante la presencia de As en las plantas.

*Fuente: Elaboración propia con información de (Banerjee et al., 2020)*

#### 2.1.4 Transporte de arsénico en la planta

Aunque el As no es considerado uno de los elementos más esenciales para las plantas, en concentraciones bajas puede tener beneficios (altos rendimientos, estimulación de metabolitos secundarios) (Solórzano et al., 2020). Sin embargo, las formas inorgánicas de este elemento suelen ser altamente tóxicas para las plantas (González de las Torres et al., 2020; Suriyagoda et al., 2018).

El arsenato ( $\text{AsO}_4^{3-}$ ) es la forma predominante de As(V) en suelos con presencia de oxígeno, mientras que el arsenito ( $\text{AsO}_3^{3-}$ ) es más común en condiciones anaerobias (L. Hu et al., 2021). El  $\text{AsO}_4^{3-}$  interfiere con el metabolismo del fosfato al actuar de manera similar a este elemento, y el arsenito reacciona con grupos sulfhídricos enzimáticos, lo que conduce a la inhibición de la función celular y, finalmente, a la muerte (Banerjee et al., 2020b).

El movimiento del As que se encuentra en el suelo hacia la planta se expresan mediante el coeficiente de transferencia (TC), que se define como el contenido de As total en las partes comestibles de la planta dividido entre el As total presente en el suelo (Ecuación 1).

$$TC = \frac{[As_{total}]_{en\ planta}}{[As_{total}]_{en\ suelo}} \quad (\text{Ecuación 1})$$

## **2.2 Proceso del estrés por la presencia de Arsénico en la planta**

### **2.2.1 Estrés por arsénico**

Actualmente, la contaminación por As ha generado una creciente preocupación ambiental, ya que es un metaloide tóxico que trae consigo un ambiente de estrés oxidativo en las plantas (Samanta et al., 2022). Cuando el As es absorbido por las plantas a nivel celular ocurre la conversión de As(V) a As(III) esto por la acción de la enzima arseniato reductasa, esta reacción ocasiona que una gran cantidad de As (III) se encuentre libre para afectar la estructura de las proteínas, y, además se generan ROS (Nahar et al., 2022; I. Sharma, 2020).

La generación de ROS ocasiona que se origine el estrés oxidativo; sin embargo, las especies químicas de As en la planta pueden tener un efecto diferente, por ejemplo, el As(V), al tener una similitud química al fosfato, éste puede interferir en la célula reemplazando las funciones del fosfato en la fosforilación oxidativa y la síntesis de ATP en las mitocondrias; por otro lado, la especie de As(III), cambia la configuración y/o funcionamiento catalítico de las proteínas al unirse a los grupos sulfhidrilo (Praveen et al., 2019; Solórzano et al., 2020).

La acumulación de ROS en las plantas puede causar daños a nivel celular y ocasionar la peroxidación lipídica, lo que conduce a la ruptura de membrana (Kofronova et al., 2019). Estos daños afectan el crecimiento y la producción de biomasa que ocasiona la disminución del rendimiento (Samanta et al., 2022). Al mismo tiempo, la ruptura de membrana provocada por las ROS puede conllevar a una muerte celular, por lo que la existe una muerte vegetal.

Además, durante la movilización del As en la planta existen afectaciones tanto en el metabolismo primario y secundario (Finnegan & Chen, 2012; Srivastava et al., 2016). El metabolismo primario de las plantas incluye procesos químicos que están directamente involucrados en la supervivencia, el crecimiento y la reproducción de las plantas. De acuerdo con la Tabla 1, algunos de los compuestos químicos implicados en los procesos mencionados

incluyen aminoácidos destinados a la formación de proteínas, nucleótidos, azúcares y acilglicéridos (Kalita et al., 2018; Kanwar et al., 2015; Kofroňová et al., 2019a). Algunos de estos tienden a aumentar su concentración cuando la planta está sometida a estrés por As. Por el ejemplo, la prolina y otros aminoácidos esenciales son necesarios para la síntesis de glutatión (GSH) y otras enzimas antioxidantes que contribuyen al mecanismo de defensa de las plantas ante la presencia del As. Sin embargo, cuando las concentraciones de As son altas (200  $\mu\text{M}$  de As), se pueden observar cambios en el contenido de aquellas proteínas; por lo tanto, se produce una disminución en la concentración total de proteínas cuando incrementa la concentración de As (Armendariz et al., 2016).

**Tabla 1.** Afectaciones provocadas por el estrés inducido por el As sobre los metabolitos primarios de las plantas.

Especie vegetal	Parte de la planta y etapa de crecimiento	Condiciones de estrés por As	Metabolito	Respuesta al estrés por As	Referencia
Arroz ( <i>Oryza sativa</i> L.)	Hojas y raíces (plántulas)	Cultivo <i>in vitro</i> durante 4 días (50, 150 y 300 $\mu$ M de As(V) ( $\text{Na}_2\text{HAsO}_4$ ))	Proteínas (Total de proteínas)	A 300 $\mu$ M de As(V), proteína $\downarrow$ 59%.	Gupta y Ahmad (2014)
Cebada ( <i>Hordeum sativum</i> )	Planta adulta y brotes	Riego en suelo por 2 meses (0, 150, 300 mg/L As $\text{Na}_2\text{HAsO}_4$ )	Pro	A 300 mg/L, Pro $\downarrow$ 2.68 %	(Alhaithlou et al., 2024)
Espinaca ( <i>Spinacia oleracea</i> )	Planta adulta entera	Riego en suelo (25, 50 y 75 mg As/kg por suelo contaminado)	Pro, Glut, Aspt, Ala	A 75 mg As/kg, Pro $\uparrow$ 4.5 %, Glut $\uparrow$ 2.6 %, Aspt $\uparrow$ 1.3 % y Ala $\uparrow$ 3.7 %.	(Pavlík et al. 2010)
Rábano rusticano ( <i>Armoracia rusticana</i> )	Raíces adultas	Cultivo <i>in vitro</i> con micropropagación durante 7 días (5, 10, 30, 45, and 60 $\mu$ g As/L)	Pro	A 5 $\mu$ g/L, Pro $\uparrow$ 6.66 %.	(Kofroňová et al., 2019a)
Soya ( <i>Glycine max</i> )	Raíces	Riego en suelo durante 8 días (25, 50, 100 y 200 $\mu$ M $\text{Na}_2\text{HAsO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ )	Proteína soluble	A 25 $\mu$ M, proteína $\uparrow$ 43 %.	(Armendariz et al., 2016)

Abreviaciones: aumento  $\uparrow$ , disminución  $\downarrow$ , Prolina (Pro), aspartato (Aspt), alanina (Ala), ácido glutámico (Glu)

Por otro lado, los metabolitos secundarios son compuestos químicos sintetizados por las plantas, cuyas funciones no son esenciales; por lo tanto, su ausencia no es letal para el organismo (Al-Makishah et al., 2020). Sin embargo, al ser productos de metabolitos primarios o productos de desecho de la planta, los metabolitos secundarios pueden ser útiles como indicadores de las interacciones entre la planta y su entorno (Armendariz et al., 2016; Beniwal et al., 2023; Finnegan & Chen, 2012).

En la Tabla 2 se muestra los efectos reportados del As sobre los metabolitos secundarios ocurren principalmente en algunos antioxidantes no enzimáticos y algunas enzimas (Banerjee et al., 2020b; González de las Torres et al., 2020c; Solórzano et al., 2020). Los pigmentos fotosintéticos, como la clorofila se ven afectados debido a la fitotoxicidad que el As provoca en algunas plantas. Así, la concentración de antioxidantes no enzimáticos puede variar (Gusman et al., 2013; Wang et al., 2012). Sin embargo, se ha reportado que las concentraciones de clorofilas en las plantas aumentan bajo concentraciones bajas de As ( $<8 \mu\text{M}$ ) y existe una disminución cuando aumenta la concentración de As ( $>8 \mu\text{M}$ ). Esta tendencia podría atribuirse a las respuestas reportadas en las plantas a una situación de estrés. Maglovski et al. (2019) reportaron que las especies de As en dosis bajas ( $5 \mu\text{M}$ ) tienen un efecto estimulante sobre los niveles de pigmento fotosintético, principalmente clorofilas. Se cree que las clorofilas están involucradas en uno de los primeros mecanismos que las plantas activan cuando se encuentran en una situación de exceso de radicales libres causados por el estrés de As, particularmente mediante la eliminación del oxígeno y los radicales libres (Saqib et al., 2023; Wang et al., 2012).

Además, también se producen antioxidantes en las plantas para regular la concentración de ROS, ya que una acumulación de ROS puede causar daños alarmantes a los procesos celulares y conducir al daño o muerte celular (Solórzano et al., 2020). El sistema de defensa antioxidante que controla la producción de ROS ante el estrés por As involucra compuestos enzimáticos y no enzimáticos (Martínez-Castillo et al., 2022). Entre los antioxidantes no enzimáticos se encuentra: el glutatión reducido (GSH), ascorbato, fenoles y flavonoides; mientras que los antioxidantes enzimáticos incluyen: CAT, POx y SOD (Mascher et al., 2002).

**Tabla 2.** Afectaciones sobre el estrés inducido por el As sobre los metabolitos secundarios y enzimas antioxidantes de las plantas.

Especie vegetal	Parte de la planta y etapa de crecimiento	Condiciones de estrés por As	Compuesto/ Metabolito	Respuesta al estrés por As	Referencia
Arroz ( <i>Oryza sativa</i> L.)	Plántulas (hojas y brotes)	Riego en suelo durante 30 días (0 y 2 mg/L NaAsO <sub>2</sub> )	SOD, CAT, Clorofila a y b	A 2 mg/L NaAsO <sub>2</sub> , SOD ↓ 34.46 %, CAT = y clorofila a y b en las hojas ↓ 27.3 % .	(Yan et al., 2021)
Cebada ( <i>Hordeum sativum</i> )	Planta adulta	Riego en suelo por 2 meses (0, 150, 300 mg de As/L Na <sub>2</sub> HAsO <sub>4</sub> )	Clorofila a y b, MDA, SOD, POD	A 150 mg As/L, la clorofila a y b ↑ 5.4 %, MDA ↓ 0.6 %, SOD y POD ↑ 2.8 %.	(Alhathlou et al., 2024)
Cebada ( <i>Hordeum sativum</i> )	Plántulas	Riego en suelo (100, 200, 500 y 700 mg/L)	Clorofila a y b	A 100 mg/L, en clorofilas a y b ↓ 60.3 % y 39.7 %, respectivamente.	(Mireles-Arriaga et al., 2021)
Lechuga ( <i>Lactuca sativa</i> L.)	Planta adulta (hojas)	Cultivo hidropónico durante 30 días (0, 1, 2, 8, 12, 16 μM Na <sub>2</sub> HAsO <sub>4</sub> *7H <sub>2</sub> O)	Clorofila a y b	A 8 μM, la clorofila a ↑ 54.2%, la clorofila b ↑ 48.2%.	(Martínez-Castillo, Ozuna, et al., 2023)

Abreviaciones: aumento ↑, disminución ↓, Peroxidasa (POX), catalasa (CAT), ascorbato peroxidasa (APX), glutatión reductasa (GR), guaiacol peroxidasa (GPX), malondialdehído (MD)



Dentro de los mecanismos mencionados, se encuentra la fitoquelación la cual es básicamente el atrapamiento y solubilización del As. Una vez que se activa en la planta la señal fisiológica ante estrés por As, el As se reduce de As(V) hasta As(III) (Haida et al., 2022). El As(III) formado es utilizado para formar un complejo con péptidos ricos en grupos tiol, como el glutatión y las fitoquelatinas (FiQ) (Kofronova et al., 2019). Una vez que ocurre esta detoxificación, los complejos formados (As III-FiQ) pueden ser movilizados en la planta con el uso de un transportador adecuado. Debido a esto la complejación de As con las FiQ determina su movilidad, y estas a su vez aumentan su tolerancia, pero no su acumulación en la planta (Sharma, 2020).

Por otro lado, la hiperacumulación se lleva a cabo a partir de los complejos As III-FiQ formados, los cuales se transportan a las vacuolas con ayuda de transportadores ABC (Du et al., 2020). Estos complejos de As permanecen secuestrados en las vacuolas, aunque una gran parte de ellos pueden ser traslocados a los brotes y algunos órganos de la planta a través del floema (Vezza et al., 2018). Para que este mecanismo se lleve a cabo eficientemente es de vital importancia la utilización de transportadores vacuolares, que son los responsables del transporte del As(III) a través del tonoplasto (Solórzano et al., 2020). Además, durante la hiperacumulación, el flujo de As (III) desde las raíces hacia el medio externo es mínimo, siendo más eficiente la translocación de As de brote a raíz (Anawar et al., 2018) .

Posteriormente, la defensa antioxidante ocurre cuando el As se absorbe y acumula en las plantas por lo tanto se produce un daño oxidativo por lo que ocurre una generación descontrolada de ROS (Solórzano et al., 2020). En este sentido, las plantas han desarrollado un mecanismo de defensa complejo, pero bien coordinado para actuar ante los efectos de dicho estrés; se trata de un sistema a base de antioxidantes (González de las Torres et al., 2020b).

Los antioxidantes se producen en las plantas para regular la concentración de ROS, ya que una acumulación de ROS puede causar daños alarmantes a los procesos celulares y conducir al daño o muerte celular (Solórzano et al., 2020). El sistema de defensa antioxidante que controla la producción de ROS ante el estrés por As involucra compuestos enzimáticos y no enzimáticos (Martínez-Castillo et al., 2022). Entre los antioxidantes no enzimáticos se

encuentra: el glutatión reducido (GSH), ascorbato, carotenoides, fenoles y flavonoides; mientras que los antioxidantes enzimáticos incluyen: catalasa (CAT), peroxidasa (POx) y superóxido dismutasa (SOD) (Mascher et al., 2002). Esta producción de ROS desarrolla una tolerancia al As como resultado de una mayor producción de antioxidantes (Ngugi et al., 2022b), permitiendo que la planta sobreviva debido a cierto grado de resistencia.

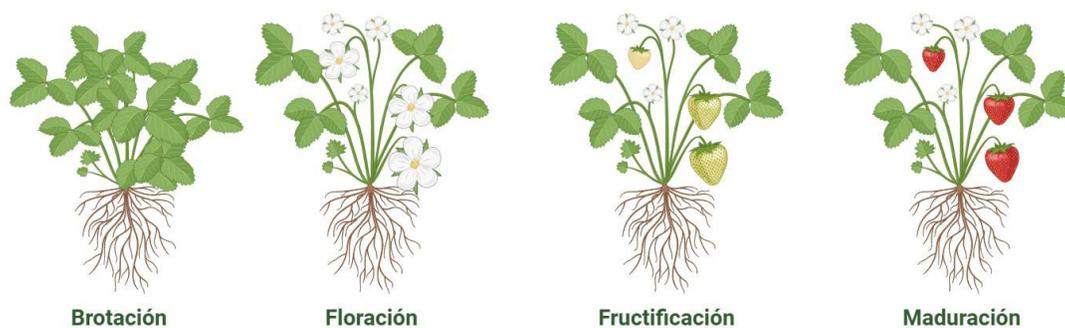
## **2.3 Fresa**

### **2.3.1 Generalidades de la fresa**

La fresa (*Fragaria x ananassa*) es una fruta de gran importancia a nivel global gracias a sus propiedades organolépticas y nutricionales (Nayak et al., 2020). La planta de fresa es una herbácea que no supera los 50 cm de altura, la cual, es pequeña y con numerosas hojas originadas en una corona muy corta que se encuentra a nivel del suelo y constituye la base de crecimiento de la planta (SADER, 2023). La fresa es una fruta no climatérica, apreciada por sus propiedades sensoriales y su alto valor nutritivo. Esta fruta posee grandes beneficios para la salud humana debido a su alto contenido de antocianinas, compuestos fenólicos y vitamina C, los cuales están relacionados con su alta capacidad antioxidante (Biswas et al., 2024; González de las Torres et al., 2020b).

El crecimiento y desarrollo de las fresas están influenciados por condiciones complicadas del entorno y procesos internos del organismo (Biswas et al., 2024). Las partes como las hojas, coronas, raíces, estolones e inflorescencias de las plantas son afectadas por la genética y diversos factores ambientales como la luz, el periodo de luz, la temperatura, el dióxido de carbono y la disponibilidad de agua (Warner et al., 2022). Estos factores son esenciales para regular cosas como la producción de energía mediante la fotosíntesis, la respiración de la planta, la gestión del agua y la producción de sustancias químicas adicionales (Kirschbaum, 2021).

La transición desde crecimiento vegetativo a reproductivo en fresa involucra una serie de 4 etapas principales en el desarrollo fenológico: brotación, floración, fructificación y maduración (Figura 4).



**Figura 4.** Estadios fenológicos de desarrollo de la fresa.

*Fuente: Elaboración propia con información de (Hernandez-Martínez et al., 2023b)*

Las fases fenológicas se dan en una serie de etapas después del día de trasplante (Tabla 3), en general, el crecimiento de las fresas depende principalmente del tipo de fresa que estemos cultivando, del tiempo de luz que recibe la planta durante el día y de la temperatura del entorno (InfoAgrónomo, 2023).

**Tabla 3.** Fases fenológicas de la fresa

<b>Días después de trasplante</b>	<b>Fases fenológicas</b>
<b>0-70</b>	<i>Establecimiento y crecimiento vegetativo</i>
<b>71-75</b>	<i>Floración</i>
<b>76-119</b>	<i>Crecimiento del fruto</i>
<b>120-165</b>	<i>Maduración del fruto</i>
<b>166-210</b>	<i>Cosecha del fruto</i>

Fuente: Kirschbaum, 2021

Al igual que otros frutos, la fresa necesita una cantidad constante de energía para llevar a cabo sus procesos metabólicos, y obtiene esta energía a través del proceso de respiración. La diferencia entre las fresas recolectadas y aquellas que aún están unidas a la planta radica en que, al momento de la cosecha, las fresas dejan de recibir agua y compuestos orgánicos (InfoAgrónomo, 2023). Es crucial considerar que las altas temperaturas y los días largos, con más de 12 horas de luz, promueven un crecimiento vegetativo excesivo, mientras que las bajas temperaturas y los días cortos inducen la floración. Por lo tanto, la zona ideal para la

producción de esta fruta se encuentra entre los 1300 y 2000 metros sobre el nivel del mar (SADER, 2023).

## **2.3.2 Metabolismo de la fresa**

### **2.3.2.1 Metabolitos de la fresa**

La fresa contiene azúcares y ácidos, además posee un color rojo intenso dado por su alto contenido en antocianinas (Nemzer et al., 2018). En este sentido, las antocianinas, compuestos fenólicos, flavonoides, taninos y estilvenos son los principales compuestos bioactivos encontrados en la fresa (Wang et al., 2019).

La calidad nutricional de las frutas de fresa está estrechamente relacionada con la presencia de metabolitos primarios como azúcares solubles, ácidos orgánicos, aminoácidos y algunos metabolitos secundarios importantes (Zhang et al., 2011). Estos compuestos juegan un papel importante en el mantenimiento de la calidad y el valor nutritivo de la fruta. Por esta razón, el análisis de la composición de la fruta es de interés para los químicos y procesadores de alimentos (Pott et al., 2020). Los ácidos fenólicos y sus derivados a menudo se conjugan con azúcares y se han encontrado con frecuencia en frutos y hojas de fresa (Kim et al., 2023). Las antocianinas son una clase importante de polifenoles que producen la pigmentación de la fruta y son fuertes antioxidantes que contribuyen al efecto beneficioso para la salud de la fresa (De Souza et al., 2014a).

En la Tabla 4 se muestra el efecto de los metabolitos en la fresa a consecuencia del estrés sometido. En donde a través de una infección, contaminación y bajas temperaturas podemos someter a estrés a la planta de manera que la producción de metabolitos puede tanto aumentar como a disminuir.

**Tabla 4.** Efecto en los metabolitos en las diferentes variedades de fresa a través del estrés sometido

Fresa	Estrés sometido	Técnica de estudio	Metabolitos	Respuesta al estrés	Referencia
<i>Fragaria x ananassa Duch</i>	Contaminación por As	HPLC-LC	Ácidos fenólicos, ácido elágico y derivados, flavonoles, flavonas, antocianinas.	Incremento el perfil polifenólico	(Biswas et al., 2021)
<i>Fragaria x ananassa</i>	Contaminación por Si	HPLC-LC	CFT	Aumentaron los compuestos fenólicos disminuyó en las hojas, pero aumentó en las raíces con el tratamiento con Si.	(Hajiboland et al., 2018)
<i>Fragaria x ananassa Duch</i>	Bajas temperaturas	HPLC-LC	CAT, SOD y GPx	La actividad de enzimas antioxidantes aumentó gradualmente y luego disminuyeron lentamente.	(Luo et al., 2011)
Cultivares de fresa: “Elsanta” y “Honeoye”	Infección con <i>Colletotrichum nymphaeae</i>	HPLC-MS	Ácido elágico, flavonoles, procianidinas oligoméricas, y fenólicos totales	Incrementaron en las fresas inoculadas. Las fumigaciones de fungicidas y calcio no alteraron los niveles de polifenólicos en el tejido vegetal.	(Mikulic-Petkovsek et al., 2013)

Abreviaciones: CAT: catalasa; SOD: superóxido dismutasa; GPx: glutatión peroxidasa; Si: silicio; CFT: compuestos fenólicos totales

### **2.3.2.2 Composición de metabolitos de la fresa**

La fresa es una fruta de alto interés tanto nutricional como funcional, debido a su notable contenido de compuestos bioactivos, particularmente metabolitos secundarios como los polifenoles (Cervantes et al., 2020; Nemzer et al., 2018). Estos compuestos cumplen funciones esenciales como la defensa al estrés oxidativo, además de estar ampliamente relacionados con efectos benéficos en la salud humana, como la reducción del riesgo de enfermedades cardiovasculares, neurodegenerativas (Afrin et al., 2016; Newerli-Guz et al., 2023)

Entre los metabolitos más estudiados en la fresa se encuentran los ácidos fenólicos y los flavonoides. Dentro de los primeros, destacan compuestos como el ácido gálico, ácido p-hidroxibenzoico, ácido vanílico, ácido ferúlico y ácido clorogénico (Parra-Palma et al., 2020; Y. Zhang et al., 2022). Estos son derivados de la ruta del ácido shikímico, y participan en la lignificación, la señalización del estrés y la modulación del crecimiento vegetal (Urün et al., 2021). El ácido gálico, en particular, ha mostrado una potente actividad antioxidante y capacidad para modular enzimas relacionadas con procesos inflamatorios, mientras que el ácido clorogénico ha sido vinculado con la regulación de la glucosa (Newerli-Guz et al., 2023).

En cuanto a los flavonoides, la fresa contiene una diversidad de estos compuestos, entre los cuales destacan la rutina y la quercetina. Estos pertenecen al grupo de los flavonoles, ampliamente reconocidos por su actividad antioxidante, su capacidad para quelar metales pesados y modular rutas enzimáticas como la ciclooxigenasa y la lipoxigenasa (Warner et al., 2021). La rutina, también conocida como quercetina-3-O-rutinósido, ha demostrado efectos protectores sobre el sistema vascular, mientras que la quercetina posee propiedades antimutagénicas y neuroprotectoras (Cozzolino et al., 2021; Pott, Vallarino, et al., 2020). Estos compuestos no solo cumplen funciones defensivas en la planta, sino que también representan un valor agregado desde el punto de vista nutracéutico y farmacológico.

### **2.3.2.3 Evolución de los metabolitos de la fresa durante el desarrollo**

El contenido de metabolitos primarios y secundarios en la fresa evoluciona a lo largo de las distintas etapas de desarrollo del fruto. Estas evoluciones están estrechamente relacionadas

con procesos como la maduración, la acumulación de pigmentos y la activación de mecanismos de defensa a estrés (González de las Torres et al., 2020a; Milosavljević et al., 2020).

Durante las etapas tempranas del desarrollo (fruto verde), predominan los procesos de síntesis de ácidos orgánicos y compuestos relacionados con el metabolismo primario. En esta etapa, los niveles de algunos ácidos fenólicos como el ácido gálico y el ácido p-hidroxibenzoico tienden a ser elevados, ya que estos compuestos actúan como precursores en rutas metabólicas más complejas y cumplen funciones protectoras frente a la oxidación y el ataque microbiano (Biswas et al., 2021)

A medida que el fruto avanza hacia la etapa de madurez intermedia (estado rosado), se activa la ruta del fenilpropanoide, lo que promueve una mayor acumulación de ácidos hidroxicinámicos, como el ácido ferúlico y el ácido clorogénico (Sharma et al., 2019; Zagorskina et al., 2023). Esta etapa se caracteriza también por un aumento progresivo en los niveles de flavonoides, particularmente antocianinas, aunque compuestos como la rutina y la quercetina aún se encuentran en concentraciones moderadas (Crespo et al., 2021).

En la etapa de madurez completa (fruto rojo), se observa una acumulación significativa de metabolitos secundarios, destacando las antocianinas las cuales son responsables del color rojo característico del fruto, así como un incremento notable de flavonoles como quercetina y rutina. Estos compuestos no solo contribuyen al color y la calidad sensorial, sino también al valor funcional del fruto (Sirijan et al., 2020). Además, durante esta etapa, se ha documentado una disminución progresiva de algunos ácidos fenólicos, lo que sugiere que estos pueden ser utilizados como sustratos en otras rutas metabólicas o transformados en compuestos derivados más complejos (Urün et al., 2021).

Cabe señalar que la evolución de estos metabolitos no depende solo del estado de madurez, sino también de factores genéticos (variedad), ambientales (luz, temperatura, agua), y agronómicos (sistema de cultivo, fertilización, estrés). Por ejemplo, se ha reportado cultivo de fresa con alto perfil polifenólico y una mayor actividad antioxidante, lo cual puede ser modulado por condiciones como el estrés (Zhang et al., 2023; Koyama et al., 2020).

De esta manera, la evolución de los metabolitos durante el desarrollo de la fresa refleja una sensibilidad a múltiples factores internos y externos. Entre estos, el estrés abiótico por metales pesados como el As ha cobrado un creciente interés debido a su capacidad para alterar la síntesis de compuestos fenólicos y flavonoides (Saldaña-Robles et al., 2024). Diversos estudios han reportado que la exposición al As puede inducir la acumulación de metabolitos antioxidantes en diversas especies vegetales como mecanismo adaptativo para mitigar el daño oxidativo causado por especies reactivas de oxígeno (ROS) generadas bajo condiciones tóxicas (Cozzolino et al., 2021; Maya-Cano et al., 2021). En el caso de la fresa, esta respuesta metabólica aún no ha sido completamente investigada, lo que nos lleva a estudiar y comprender cómo la exposición al As influye en el metabolismo de la fresa durante su desarrollo, lo cual da origen a la presente investigación.

### III. JUSTIFICACIÓN

México se ubica entre los tres países con mayor producción y exportación de fresa, los estados con mayor producción de fresa son Michoacán, Baja California, Guanajuato y Estado de México (SADER, 2023). En los últimos años, el cultivo de fresa dentro del estado de Guanajuato ha cobrado realce debido a la calidad del fruto con respecto al de otras regiones (González de las Torres et al., 2020b).

Por otro lado, el problema creciente de la presencia de altas concentraciones de As, en particular en Guanajuato existen mantos acuíferos altamente contaminados, los cuales superan la concentración límite (0.025 mg de As/L de agua) establecida por la NOM-127-SSA1-2021. Por lo cual, existe una creciente preocupación sobre las afectaciones que provoca la contaminación por As en el sistema suelo-agua-planta. Lo anterior es debido a que el As absorbido por la planta puede translocarse a tallos, hojas, raíces y frutos (Ngugi et al., 2022; Suriyagoda et al., 2018). Debido a esto, la acumulación de As en las plantas causa toxicidad la cual puede provocar un rendimiento bajo de producción, afectaciones en su crecimiento hasta incluso llegar a una muerte vegetal debido a la situación de estrés que se le induce a la planta (Samanta et al., 2022).

Por todo lo anterior, la importancia de llevar a cabo los estudios del metabolismo en plantas se debe a la generación de metabolitos bajo una condición de estrés o alteración que pueden tener un principio bioactivo de interés (Raza, 2022). Además, el metabolismo puede reflejar cambios e interferencias en todas las vías metabólicas del organismo (Kim et al., 2023). Por lo que, se pretende estudiar el impacto de la absorción de As en el metabolismo del cultivo de fresa hidropónica, para conocer el efecto que tiene este metaloide sobre los metabolitos de la fresa.

#### **IV. HIPÓTESIS**

La concentración de As absorbido en el cultivo de fresas hidropónicas tendrá una relación directa con los cambios en el metabolismo del fruto. Por lo que, al aumentar la concentración de As absorbido, mayores cambios se generarán en el los metabolitos secundarios de la fresa.

## V. OBJETIVO

### 1. Objetivo general

Estudiar el efecto de la absorción de As sobre el metabolismo del cultivo de fresa en sistema hidropónico.

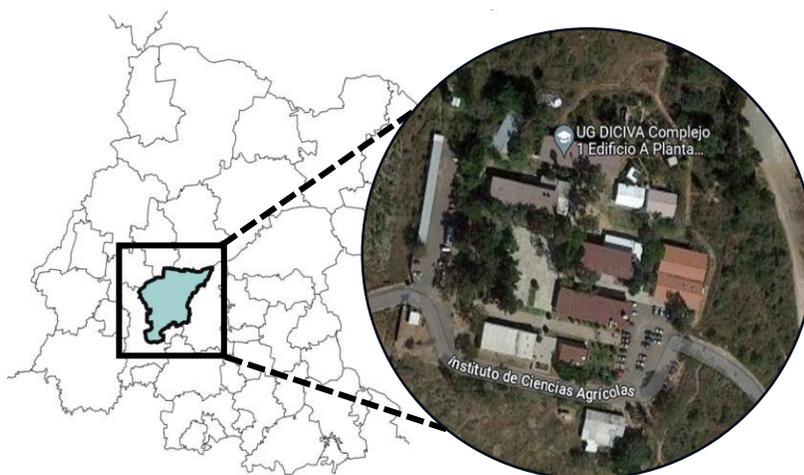
### 2. Objetivos particulares

1. Determinar la concentración de As absorbido en las estructuras vegetales del cultivo de fresa hidropónica.
2. Evaluar el efecto de la absorción de As sobre las propiedades fisicoquímicas, nutricionales, bioactivas y capacidad antioxidante de las estructuras de cultivo de fresa hidropónica.
3. Correlacionar el efecto de las concentraciones de As sobre las estructuras de cultivo de fresa hidropónica.
4. Evaluar, mediante análisis *in silico*, la interacción del As con los compuestos procedentes del metabolismo secundario en el cultivo de fresa hidropónica.

## VI. MATERIALES Y MÉTODOS

### 6.1 Área de estudio

Este estudio se realizó en la localidad El Copal, ubicada a 10 km de Irapuato, en el centro-sur del estado de Guanajuato ( $20^{\circ}74'43.2''$  N- $101^{\circ}33'65.2''$  W y altitud media de 1800 m. Se ubica en las instalaciones del Complejo 1 de la DICIVA (ver Figura. 5), Campus Irapuato-Salamanca de la Universidad de Guanajuato en la parte trasera del edificio J en el complejo 1 de Alimentos, en donde se reguló el control contra plagas rastreadas, control de precipitaciones y control de horas luz. Además, los ensayos experimentales se realizaron en el laboratorio de Tecnología del Agua para la Agricultura y Laboratorio de Tecnología e Innovación Alimentaria, ambos en dicho complejo.



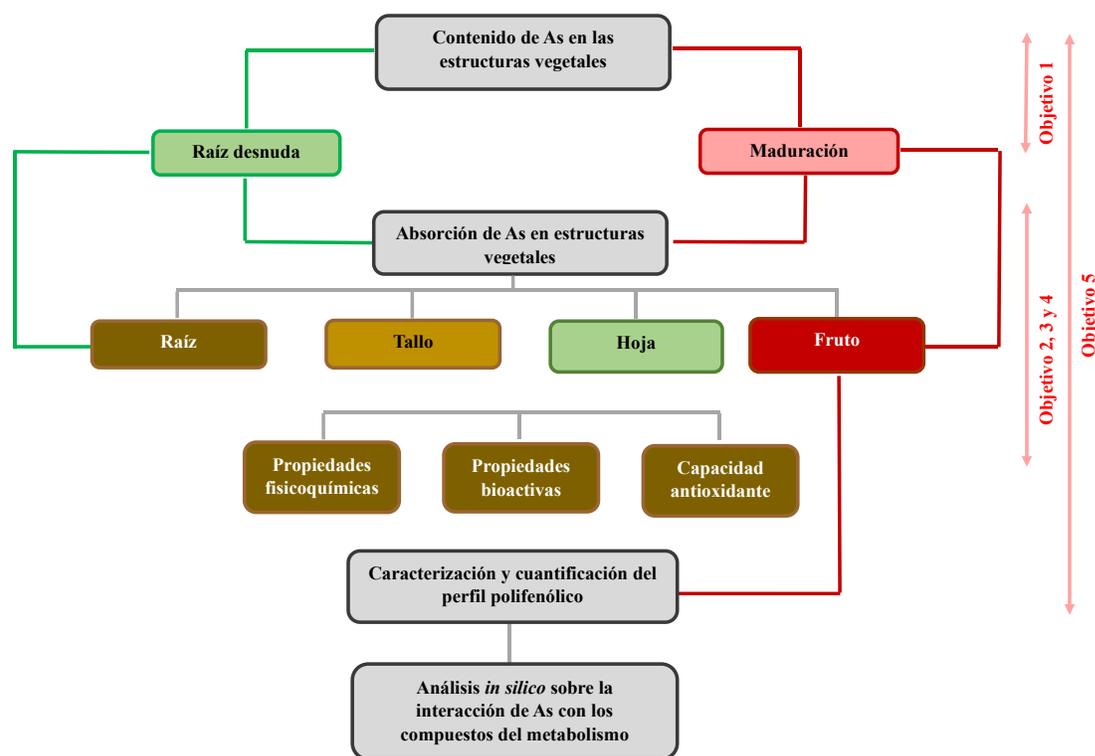
**Figura 5.** Ubicación del complejo 1 de Alimentos en el mapa del municipio de Irapuato.

*Fuente: Elaboración propia con Inkscape.*

### 6.2 Estrategia experimental

En la Figura 6 se muestra la estrategia experimental del proyecto. Para el objetivo 1 se determinó la absorción de As en las estructuras vegetales de la planta de fresa hidropónica. Posteriormente, para el objetivo 2 se analizó el efecto de la absorción de As sobre las propiedades fisicoquímicas, nutricionales, bioactivas y capacidad antioxidante de las estructuras de cultivo de fresa hidropónica. Después, para el cumplimiento del objetivo 3 se correlacionó el efecto de las concentraciones de As sobre las estructuras de cultivo de fresa

hidropónica. Finalmente, para el objetivo 4 se evaluó mediante análisis *in silico*, la interacción del As con los compuestos procedentes del metabolismo secundario en el cultivo de fresa hidropónica.



**Figura 6.** Estrategia experimental

*Fuente: Elaboración propia*

### 6.3 Obtención de la materia prima

Las plantas de raíz desnuda de fresa de la variedad Cabrillo la cual es cultivada en la región fueron obtenidas de un productor local en el municipio de Irapuato del estado de Guanajuato. Las plantas fueron sembradas durante el tercer trimestre del año (diciembre) y se cosecharon durante abril de 2023. Posteriormente, las estructuras vegetales (raíz, tallo, hoja y fruto) se trasladaron inmediatamente al Laboratorio de Tecnología del Agua para la Agricultura y al Laboratorio de Tecnología e Innovación Alimentaria en la División de Ciencias de la Vida en la Universidad de Guanajuato para su procesamiento.

### 6.3.1 Desinfección de raíz de planta de fresa

Para eliminar la parte macroscópica del sustrato/sistema hidropónico adherido a esta misma, se realizaron tres enjuagues a la raíz durante 2 min sumergiéndola con agua potable con el fin de eliminar los residuos que pudiera haber permanecido en esta estructura vegetal (Figura. 7).



**Figura 7.** Lavado de plantas de fresa en agua purificada.

*Fuente: Elaboración propia*

## 6.4 Cultivo hidropónico

### 6.4.1 Montaje del experimento

Se colocaron 4 plantas (raíz desnuda) en bolis de fibra de coco por cada uno de los tratamientos con As (control y 3 tratamientos) (Figura. 8). Las plantas se colocaron a una separación de 15 cm, se adicionó a cada tratamiento una solución nutritiva la cual se desarrolló como parte de la vinculación con la empresa BGI, con el fin de suministrar los micro y macronutrientes al cultivo de fresa durante su crecimiento. En la solución se añadió la cantidad de la sal de arseniato de sodio ( $\text{Na}_2\text{HAsO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ ) con el fin de lograr la concentración de As del tratamiento.



**Figura 8.** Sistema de cultivo hidropónico para el trasplante de planta de fresa (raíz desnuda).

*Fuente: Elaboración propia*

Se realizaron con 3 tratamientos de distintas concentraciones de As (0.01, 0.1 y 1 mg/L utilizando As(V) a partir de la sal ( $\text{Na}_2\text{HAsO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ ), más un control (0 mg/L As-V) dentro del experimento.

#### **6.4.2 Riego**

La solución nutritiva y las concentraciones de As para riego en cada tratamiento se realizó dos veces por cada 3 días de la semana con 10 L por fila de cada tratamiento con un riego manual. Se utilizó la metodología implementada por Song et al. (2020) con algunas modificaciones. Se realizaron cada 5 días mediciones a la solución del sistema hidropónico, donde se midió el pH (5.5) de la solución utilizando un potenciómetro.

### **6.5 Efecto del As en las estructuras vegetales de la planta**

#### **6.5.1 Determinación de arsénico en las estructuras vegetales**

Para la determinación del As se realizó un lavado como antes mencionado de las estructuras vegetales (raíz, hoja, tallo y fruto). Posteriormente, se realizó una disección de las estructuras para ser secadas. Enseguida, para la digestión de las muestras de la planta se usó el método EPA3051A/2007 (EPA, 2007). El As total se cuantificó con el método EPA 6010C 2007/ICP (EPA, 2006): se pesaron 0.5 g de muestra homogenizada, se agregaron 10 mL de HCl y

HNO<sub>3</sub> concentrado (grado traza metal, 69 %; Fisher Scientific) y se colocaron en vasos de precipitado con un vidrio de reloj por la parte de arriba a 90 °C para iniciar la digestión. La digestión se desarrolló a 90°C durante 1 h 30 min. Las muestras digeridas se enfriarán a temperatura ambiente, se filtraron (papel Watman 42) y se aforaron a 50 mL con agua destilada. Finalmente, la cuantificación total de As en partes de la planta (raíz, tallo, hojas y fruto) se realizó una espectroscopia de emisión atómica (AES) acoplada a un horno de grafito (Thermo, iCE 3500). Las mediciones se llevaron a cabo con una longitud de onda de emisión de 235 nm y un caudal de combustible de 4.1 a 4.6 L/min. La curva de calibración se construyó en el rango de 1-100 µg/mL.

### 6.5.2 Parámetros de crecimiento y desarrollo en las plantas de fresa

Estas determinaciones permitieron evaluar los cambios en la morfología externa de las plantas, y se relacionan con el rendimiento y producción que tiene un cultivo (Martínez-Castillo et al., 2023).

- Altura de raíz, tallo, hoja y fruto. La medición se realizó utilizando un vernier, y el resultado se expresó en cm.
- Peso de planta entera. Esta medida se obtuvo pesando cada planta de fresa con todas sus estructuras (raíces, tallo, hojas, fruto) utilizando una balanza analítica.

### 6.5.3 Factores de bioacumulación y traslocación del As

Tanto el factor de bioacumulación como el factor de translocación se utilizan para estudiar la movilización de As en las partes de la planta (Rosas-Castor et al. 2014). El factor de bioacumulación se define como la relación entre la concentración total de As en la raíz sobre la concentración total de As en el suelo (BAF<sub>T</sub>). Esto es con la Ecuación 2:

$$BAF_T = \frac{[As_{TRaíz}]}{[As_{TSuelo}]} \quad (\text{Ecuación 2})$$

El factor de translocación se define como el porcentaje de la concentración de As en el vapor y excede la concentración de As en las raíces es el factor de translocación (TF). Esto es determinado con la Ecuación 4:

$$TF = \frac{[As_{TParte\ aérea}]}{[As_{TRaíz}]} \quad (\text{Ecuación 3})$$

## 6.6 Evaluación de propiedades fisicoquímicas de las estructuras de la planta de fresa ante la presencia de As

### 6.6.1 Color

Para la medición del color se hizo uso de la metodología propuesta por Ayala-Zavala *et al.*, (2004), donde se medirá el color del producto por tratamiento, empleando un colorímetro HunterLab (Reston, ColorFlexEZ, EUA). La expresión de los resultados fue de acuerdo con el sistema CIEL\*a\*b\*, a partir de los parámetros de L\* (luminosidad, L\*= 0 [negro] y L\*= 100 [blanco]), a\* y b\* (dimensiones del color oponente, [a\* valores negativos= verde y a\* valores positivos= rojo], [b\* valores negativos= azul y b\* valores positivos= amarillo]). Para el cálculo de diferencial de color ( $\Delta E$ ) se usaron las siguientes ecuaciones:

$$\Delta E = [(L - L_0)^2 + (a - a_0)^2 + (b - b_0)^2]^{0.5} \quad (\text{Ecuación 4})$$

$$C = \sqrt{a^2 + b^2} \quad (\text{Ecuación 5})$$

$$\text{°Hue} = \text{arcTan}\left(\frac{b}{a}\right) \quad (\text{Ecuación 6})$$

Donde  $L_0$ ,  $a_0$ ,  $b_0$  representan los valores de las coordenadas a\* y b\* de la fresa.

### 6.6.2 pH y sólidos solubles totales (° Brix)

Para la determinación del pH, se midió utilizando una dilución de fresa y agua destilada (1:10 p/v) utilizando un potenciómetro (Thermo Fisher Scientific, Orion Star A214, EUA) (Ferreira *et al.*, 2017). Por otro lado, la medida de los sólidos solubles totales (SST) se realizó a través de un refractómetro (Hi 96801, HANNA Instruments, EUA) a una temperatura de  $20 \pm 1$  °C y los resultados se expresaron en °Brix (Rios de Souza *et al.*, 2014).

## 6.7 Caracterización nutricional

### 6.7.1 Contenido de carbohidratos

El contenido de carbohidratos (CC) derivados de la glucosa se estimó siguiendo el método de la antrona (Munthali *et al.*, 2022). En el paso inicial, se pesaron 100 mg de muestra seca hirviéndola en 5 mL de HCl 2.5 N durante 3 h. Posteriormente se introdujo carbonato de sodio sólido a la mezcla para neutralizarla hasta que remitiera la efervescencia. El volumen se ajustó a 100 mL con agua destilada y el homogeneizado se centrifugaron a 3800 rpm durante 10 min. La mezcla de reacción se realizó con 250  $\mu$ L de extracto y 2 mL de solución

de antrona (200 mg en 100 mL de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 95 % (v/v) a 100 °C durante 8 min, y se tomó la lectura de la absorbancia a 630 nm utilizando un Espectrofotómetro UV VIS (Genesys 10s, Thermo Scientific, Waltham, EUA). El análisis de CC se realizó por triplicado y el contenido se expresó como miligramos de equivalentes de glucosa por g de peso seco (mg GE/g PS).

## **6.8 Evaluación de propiedades bioactivas y capacidad antioxidante de las estructuras de la planta de fresa ante la presencia de As**

### **6.8.1 Obtención del extracto**

Se siguió el protocolo usado por Pires et al. (2018), con algunas modificaciones. Primeramente, se trituraron las muestras en una licuadora (BLST4127013, Oster, México) y se tamizaron hasta alcanzar un tamaño uniforme de partícula de 40 µm de diámetro. Enseguida, se tomó 1 g de la muestra y se le adicionaron 30 mL de acetona y/o metanol al 80% (v/v). La mezcla se sometió a agitación durante 150 rpm durante 1 h a 25°C oscuridad y se filtraron. Finalmente, el extracto se centrifugo a 14,000 rpm durante 5 min. Finalmente, el sobrenadante se filtró obteniéndose un extracto acetónico (CLO y CAR) e hidrometanólico para realizar las determinaciones de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante.

### **6.8.2 Clorofila**

Se empleó la metodología implementada por Ivanov et al. (2016) con algunas modificaciones. La absorbancia de los extractos de carotenoides (CAR) se midió a 480 nm usando un espectrofotómetro UV-Vis (Genesys 10S, Thermo Scientific, USA). El contenido total de clorofila (CLO) con respecto a la absorbancia de los extractos hidroacetónicos se medirá a 646 y 663 nm para CLO usando un espectrofotómetro UV-Vis (Genesys 10S, Thermo Scientific, EUA). Las concentraciones se determinaron con las ecuaciones (7) y (8). Los resultados se expresaron como microgramos por gramo de muestra seca (µg/g PS).

$$CAR = (4)(A_{480nm})(v_{mL}) \quad \text{(Ecuación 7)}$$

$$CHLO = (6.43)(A_{663nm}) + (18.43)(A_{646nm}) \quad \text{(Ecuación 8)}$$

### 6.8.3 Compuestos fenólicos totales

Se usó la metodología implementada por Singleton et al. (1999) con algunas modificaciones. Se tomaron 250  $\mu\text{L}$  del extracto obtenido previamente y se mezclaron con 250  $\mu\text{L}$  del reactivo Folin-Ciocalteu al 1 N. Enseguida, se agregaron 2500  $\mu\text{L}$  de carbonato de sodio (2%). Posteriormente, la reacción se dejó reposar durante 60 min en oscuridad. Finalmente, se tomará la lectura a una longitud de onda de 765 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (GENESYS 10S, Thermo Scientific, EUA). Los resultados se reportaron en miligramos de equivalente de ácido gálico por gramo de muestra seca (mg EAG/g PS).

### 6.8.4 Flavonoides totales

La determinación de compuestos flavonoides totales (CFT) se realizó según el método descrito por Hussain et al. (2021). La mezcla de reacción se preparó añadiendo 250  $\mu\text{L}$  del extracto, 50  $\mu\text{L}$  de cloruro de aluminio al 10 % (p/v), 50  $\mu\text{L}$  de acetato de potasio al 10 % (p/v), 1000  $\mu\text{L}$  de metanol (v/v) al 80 % y 1000  $\mu\text{L}$  de agua destilada. La absorbancia de las muestras se leyó a 415 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (GENESYS 10S, Thermo Scientific, EUA). La TFC se determinó mediante la curva de rutina estándar y se informó como miligramos de equivalentes de quercetina por gramo de muestra seca (mg EQ/g PS).

### 6.8.5 Antocianinas monoméricas totales

Para la determinación de antocianinas totales se siguió el método de pH diferencial usado por Lee et al. (2005). Se tomaron alícuotas de 500  $\mu\text{L}$  del extracto a las cuales se le adicionaron 1750  $\mu\text{L}$  del buffer pH 1. Por otro parte, se mezclaron 500  $\mu\text{L}$  del extracto junto con 1750  $\mu\text{L}$  de buffer pH 4.5. Ambas mezclas se dejaron incubar durante 15 min en oscuridad. Pasado el tiempo se realizó la lectura de ambas muestras a 510 nm y 700 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (GENESYS 10S, Thermo Scientific, EUA). El contenido total de antocianinas monoméricas (TMAC) fue calculado y expresado en términos de miligramo de cianidin-3-glucósido por gramo de muestra seca (mg C3G/g PS) con las ecuaciones 10 y 11:

$$A = (A_{510} - A_{700})_{pH1} - (A_{510} - A_{700})_{pH4.5} \quad (\text{Ecuación 10})$$

$$TMAC = \frac{(A)(MW)(DF)(VE)(1000)}{(\epsilon)(1)(M)} \quad (\text{Ecuación 11})$$

Donde  $MW$  es el peso molecular de cianidin-3-glucósido (449 g/mol),  $DF$  es el factor de dilución,  $VE$  es el volumen del extracto,  $\mathcal{E}$  el coeficiente de extinción molar de cianidin-3-glucósido y  $M$  es la masa de los arándanos extraídos.

#### **6.8.6 Caracterización y cuantificación del perfil polifenólico del fruto de fresa**

Los compuestos fenólicos fueron identificados utilizando un sistema de Cromatografía Líquida de Alta Rendimiento (Agilent 1260 Infinity LC, Santa Clara, EUA) acoplado a un detector de diodo (modelo G1315D). La separación cromatográfica se realizó con una columna YMC ODS-AM (250 × 4.6 mm, 5  $\mu$ m) (YMC, Kioto, Japón). El volumen de inyección y la temperatura de la columna se ajustaron a 25 °C. La fase móvil contenía un 1 % de ácido acético y acetonitrilo a un caudal de 1 mL/min. La detección de compuestos se realizó a 235, 280 y 360 nm y la identificación se llevó a cabo comparando el tiempo de retención con sus estándares (Sigma Aldrich, St. Louis, USA.): rutina (CAS N°. 207671-50-9), ácido gálico (CAS N°. 5995-86-8), quercetina (CAS N°. 117-39-5), ácido p-hidroxibenzoico (CAS N°. 99-96-7), kaempferol (CAS N°. 520-18-3), ácido clorogénico (CAS N°. 637-09-6), ácido ferúlico (CAS N°. 537-98-4), y ácido vanílico (CAS N°. 121-34-6). La concentración de compuestos fenólicos individuales se calculó utilizando curvas de calibración de cinco puntos (5, 25, 50, 100 y 200 mg/L) de los respectivos estándares. Los resultados se reportaron como microgramos por gramo de muestra seca ( $\mu$ g/g PS).

#### **6.8.7 Determinación de la capacidad antioxidante equivalente de Trolox**

La capacidad antioxidante equivalente de Trolox (TEAC) se realizó con el método descrito por Brand-Williams et al. (1995) empleando el radical 2,2 difenil-1-picrilhidracilo (DPPH) a una concentración de 60  $\mu$ mol (en metanol). La reacción se realizó con 75  $\mu$ L de extracto y 2500  $\mu$ L de solución de DPPH. Se dejó incubar en oscuridad por 30 min y se midió el cambio en la absorbancia a una longitud de onda de 517 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (Genesys 10S, Thermo Scientific EUA). La capacidad antioxidante se expresó a partir de micromolar de equivalente de trolox por gramo de muestra seca ( $\mu$ mol TE/g PS).

#### **6.8.8 Determinación del poder antioxidante reductor férrico**

El ensayo de poder antioxidante reductor férrico (FRAP) se determinó siguiendo el método descrito por Benzie y Strain (1999). En general, se mezclaron 65  $\mu$ L del extracto de flor con

1950  $\mu\text{L}$  del reactivo FRAP y 195  $\mu\text{L}$  de agua destilada. La mezcla de reacción se incubó durante 30 min. La absorbancia se midió a 593 nm en un espectrofotómetro UV-Vis (Genesys 10S, Thermo Scientific EUA). El FRAP se expresó como micromoles de Trolox equivalente por cien gramos de peso fresco ( $\mu\text{mol TE}/100 \text{ g DW}$ ).

### **6.9 Análisis *in silico***

Para el análisis *in silico*, después de realizar la cuantificación y caracterización del perfil polifenólico de la fresa a partir de estos resultados, se construyeron digitalmente los ligandos utilizando el software Avogadro, donde las estructuras moleculares fueron optimizadas mediante minimización energética y guardadas en formatos compatibles para el acoplamiento molecular. Posteriormente, se seleccionó la proteína blanco desde el RCSB Protein Data Bank y esta macromolécula fue preparada eliminando moléculas de agua. La elección de una proteína como blanco en estudios *in silico* se debe porque estas biomoléculas son los principales sitios de acción de numerosos compuestos bioactivos o contaminantes, como el As. En particular, las proteínas blanco permiten evaluar las posibles interacciones moleculares, como la formación de enlaces de hidrógeno, interacciones electrostáticas o de Van der Waals, que pueden alterar su estructura o función. Esta aproximación es fundamental para predecir el mecanismo de acción, afinidad y posible efecto biológico de los ligandos evaluados (Ashok Kumar et al., 2024). El acoplamiento molecular se llevó a cabo en Molegro Molecular Viewer (Molexus ApS, Denmark) definiendo una caja de búsqueda adecuada para cada ligando, y registrando los valores de afinidad de unión para seleccionar los complejos con mayor estabilidad. Finalmente, los complejos proteína-ligando fueron analizados estructuralmente mediante el programa BIOVIA Discovery Studio (Dassault Systèmes, EUA) donde se generaron en 2D y 3D para identificar los aminoácidos involucrados en la interacción, así como los tipos de enlaces formados.

### **6.10 Análisis estadístico**

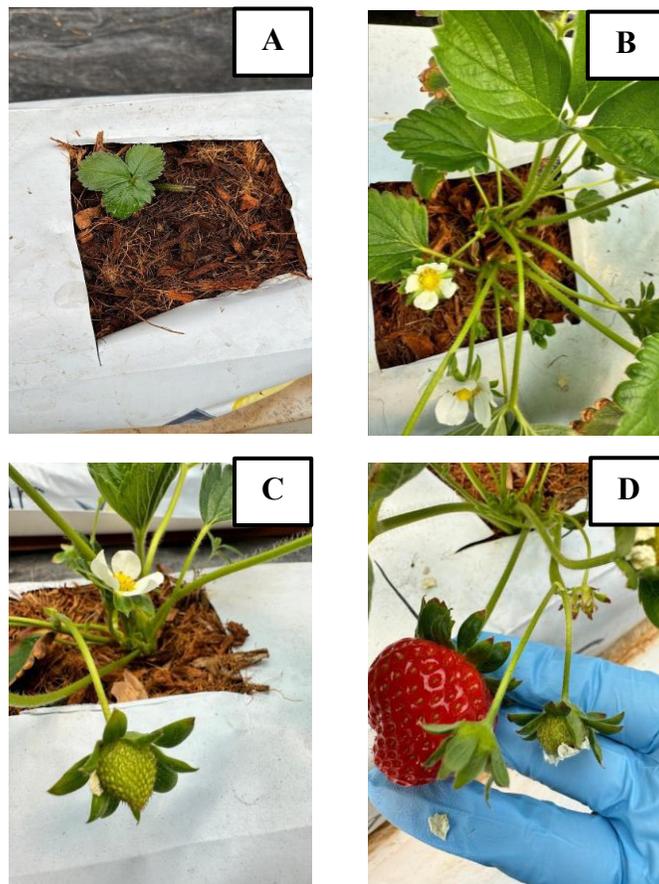
El análisis estadístico fue realizado mediante el análisis de varianza (ANOVA) de una vía con un análisis *post-hoc* de Tukey. Para determinar diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre el factor y variables de respuesta, los datos experimentales se analizaron mediante el programa estadístico Statgraphics versión 18<sup>®</sup> (Statgraphics Technologies, Inc., Virginia,

EUA). Para el análisis de componentes principales (ACP) se determinaron las correlaciones entre las concentraciones de As y las variables asociadas a las estructuras vegetales (raíz, tallo y hoja) de la planta de fresa cultivada en sistema hidropónico. Se realizó este análisis para transformar las variables originales en componentes principales, facilitando así la visualización de agrupamientos, tendencias y relaciones entre las variables y la acumulación de As en las estructuras y se hizo uso del software JAMOVI 2.4.11 (JAMOVI, EUA).

## VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 7.1 Mantenimiento de invernadero

Durante los 10 meses en que se llevó a cabo el experimento, se realizaron diversas labores de mantenimiento en el invernadero, entre las cuales se incluyeron: mediciones de parámetros de crecimiento y desarrollo de las plantas (peso de la planta (g), longitud de la parte aérea (cm), longitud de la raíz o parte radicular (cm), altura total de la planta (cm), y el número de hojas por planta), aplicación de medidas para el control de plagas y enfermedades (insecticida, fungicida y acaricida), riego con solución nutritiva y concentraciones de As. En la Figura 9 se puede observar la evolución de las etapas de la planta de fresa: adaptación y crecimiento (Figura. 9A), floración (Figura. 9B), fructificación (Figura. 9C) y maduración del fruto (Figura. 9D).



**Figura 9.** Etapas fenológicas de la fresa

*Fuente: Elaboración propia*

## 7.2 Efecto de la absorción de arsénico en las estructuras de cultivo de fresa hidropónica

### 7.2.1 Arsénico en plantas control

En la Tabla 5 se muestra la concentración de As en las estructuras (hoja, tallo y raíz) de las plantas control de fresa. Los valores iniciales al inicio del estudio fueron de  $0 \pm 0$  mg/L a los 30 días que entraron en tiempo de adaptación y crecimiento. Estos resultados nos indican que, la zona que nos brindó las plantas para nuestra investigación no son una fuente de As en la actividad de riego agrícola que tuvieron estas; además, el fertilizante utilizado no aportó As. Solgi et al. (2018) quienes reportaron que algunos fertilizantes comerciales pueden contener trazas mínimas de metales pesados y otros no.

**Tabla 5.** Concentraciones de As en estructuras de la planta de fresa control

	Concentración de As en planta (mg/L)		
	Promedio		
<b>Hoja</b>	-0.36	±	0.78
<b>Tallo</b>	0.23	±	0.79
<b>Raíz</b>	0.74	±	0.10

### 7.2.2 Factores de bioacumulación y traslocación en estructuras vegetales de cultivo de fresa hidropónica

Se realizó la cuantificación del efecto de la concentración de As que se absorbió en cada una de las estructuras vegetales de la planta de fresa. En la Tabla 6 se muestra la concentración de As que se absorbió en la parte aérea (hoja y fruto) y la parte radicular al final del experimento. Durante la acumulación de As esta fue en incremento proporcionalmente a las concentraciones usadas para el experimento, en la raíz de la planta de fresa, el aumento de As absorbido mostró un resultado estadísticamente significativo ( $p < 0.05$ ) en el tratamiento 0.01 y 0.1 mg/L con respecto al control, e incremento  $223.1 \pm 16.68$  y  $30.43 \pm 2.07$  mg de As/kg de raíz PS, respectivamente. Teniendo una mayor acumulación en la concentración de 0.01 mg de As/kg, la cual es estadísticamente significativa ( $p < 0.05$ ) en comparación al control. Los resultados reportados por Vezza et al., 2018 donde se demostró que la concentración de As aumenta en las estructuras de la planta a medida que incrementa el contenido de concentración de As en el agua de riego.

Se destaca que la mayor concentración de As fue absorbida por la raíz de la planta de fresa, donde la concentración promedio de As en las raíces fue mayor que en las hojas, lo que indica una tasa de translocación limitada del nivel sistémico tóxico (González de las Torres et al., 2020a; N. Li et al., 2016). La acumulación de la concentración de As aumenta en las hojas y raíces de las plantas de fresa debido al incremento de la concentración de As en el sistema hidropónico. Se observa que el tratamiento control mostro un resultado estadísticamente significativo ( $p < 0.05$ ) en TF, ya que los tratamientos que fueron expuestos a mayor exposición a As (0.01 y 0.1 mg/L) implementan un mecanismo que permite la movilización de As hacia las hojas mientras que a una concentración mayor (1 mg/L) impide la movilización del As hacia estas. Tang & Zhao (2020) mencionaron que, a una mayor concentración de As, las plantas evitan la intoxicación por As mediante mecanismos de detoxificación. Sin embargo, en el presente trabajo se observó, que, a mayores concentraciones de As, las plantas tienden a tener una mayor acumulación de esta en la raíz, y por lo tanto no movilizan en grandes cantidades al As a otras estructuras vegetales. Este es un comportamiento característico de una planta hiperacumuladora, como se ha reportado en cebolla, cebada y lechuga (Martínez-Castillo, Ozuna, et al., 2023; Saldaña-Robles et al., 2021).

En el tallo, a una concentración de 1 mg/L disminuyó un 4.82% con respecto a 0.01 mg/L (concentración más baja de As), esto indica que mientras la concentración de As existe una tasa de translocación limitada del nivel sistémico tóxico (González de las Torres et al., 2020a; N. Li et al., 2016). Es por ello por lo que la mayor concentración de As fue absorbida por la raíz de la planta de fresa, donde la concentración promedio de As en las raíces fue mayor que en las hojas, tallo y fruto (ver Tabla 6).

**Tabla 6.** Factor de bioacumulación de arsénico y translocación de estructuras de planta de fresa.

Factor traslocación	Tratamientos			
	0 mg/L	0.01 mg/L	0.1 mg/L	1 mg/L
Tallo	ND	2.25 ± 0.13 <sup>b</sup>	1.89 ± 0.67 <sup>b</sup>	0.82 ± 0.15 <sup>a</sup>
Hoja	ND	2.32 ± 0.64 <sup>b</sup>	2.37 ± 0.11 <sup>b</sup>	0.19 ± 0.06 <sup>a</sup>
Fruto	ND	ND	0.74 ± 0.13 <sup>b</sup>	ND
Factor de bioacumulación	ND	223.1 ± 16.68 <sup>b</sup>	30.43 ± 2.07 <sup>a</sup>	1.97 ± 0.54 <sup>a</sup>

Los resultados se expresan en mg de As/kg. Literales diferentes (a, b, c, d) muestran diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ). ND, no determinado. Concentraciones As: T1= 0 mg de As/kg (control), T2= 0.01 mg de As/kg, T3= 0.1 mg de As/kg y T4= 1 mg de As/kg.

El factor de traslocación (FT) indica la capacidad que tienen las plantas para movilizar un agente tóxico desde la parte radicular hasta la parte aérea (Yañez et al., 2019). El factor de bioacumulación (FB) es un indicador cuantificable de la contaminación de las plantas que se ha utilizado comúnmente para estimar la transferencia de contaminantes del suelo a la planta (Chang et al., 2014).

Cuando  $FB \leq 1$ , la planta solo puede absorber, pero no acumular metales pesados y cuando  $FB \geq 1$ , la planta puede acumular metales;  $FT \leq 1$  sugirió una baja capacidad de translocación de metales pesados de la raíz a los órganos aéreos, por otro lado,  $TF \geq 1$  sugirió que la planta tiene capacidad de translocación de metales pesados de la raíz a los órganos aéreos (Anawar et al., 2018; Kostecka-Gugała & Latowski, 2018; I. Sharma, 2020). En este estudio, tanto FB como FT fueron mayores que uno, lo que sugiere que la planta puede acumular arsénico, y que tiene la capacidad de translocación del arsénico de la raíz al órgano aéreo.

### 7.2.3 Parámetros de crecimiento y desarrollo en las plantas de fresa

Las plantas de fresa (*Fragaria x ananassa*) variedad Cabrillo se acondicionaron en el sistema hidropónico con sustrato usando una solución nutritiva y las concentraciones de As (0.01, 0.1 y 1 mg/L) mediante el agua de riego. Previo a la contaminación con As en el sistema hidropónico las plántulas de fresa se dejaron 30 días para que pasaran por un periodo de

adaptación al cambio de sistema (suelo a sustrato). En la Figura 10 se muestran las plantas después de 110 días de experimentación las fresas fueron cosechadas tomando como base el periodo promedio que éstas permanecen en un sistema hidropónico.



**Figura 10.** Efecto de las concentraciones de As en el crecimiento y desarrollo en las plantas de fresa hidropónica.

En la Tabla 7 se muestran los parámetros de crecimiento y desarrollo en plantas de fresa contaminadas por As. Los valores iniciales para la etapa de crecimiento en las plantas fueron de  $9.96 \pm 3.97$ ,  $4.55 \pm 2.05$ ,  $4.60 \pm 0.57$ ,  $9.15 \pm 1.48$  y  $3.00 \pm 0.00$  para peso de la planta (g), longitud de la parte aérea (cm), longitud de la raíz o parte radicular (cm), altura total de la planta (cm), y el número de hojas por planta, respectivamente.

Con respecto a los parámetros de crecimiento y desarrollo, en la etapa de crecimiento no se presentaron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) en el peso de la planta, parte aérea, parte radicular y la planta completa en los cuatro tratamientos con concentraciones de As. Sin embargo, en el número de hojas en la concentración de 0.1 mg/L disminuyó ( $p < 0.05$ ) hasta un 33.33 % con respecto al control. En la etapa de fructificación en el parámetro de planta completa a una concentración de 0.01 mg/L disminuyó ( $p < 0.05$ ) hasta un 18.72 % con

respecto al control. Mientras que a una concentración 0.1 y 1 mg/L disminuyó hasta un 30.82 % y 28.98 %, respectivamente con respecto al control. En el parámetro número de hojas en la concentración de As de 0.01, 0.1 y 1 mg/L se presentó una disminución ( $p < 0.05$ ) del 25 %, 45 % y 70 %, respectivamente. Estudios han reportado que se puede retrasar el metabolismo en los tejidos de las plantas si están presentes en la concentración inhibitoria causando clorosis y una fuerte reducción en el número de hojas (Praveen et al., 2019). Además, el As induce estrés oxidativo al generar especies reactivas de oxígeno (ROS), lo que puede tener efectos y estos se traducen en una disminución significativa del crecimiento radicular y de la parte aérea, reduciendo la altura total de la planta. Asimismo, el As altera la actividad de enzimas antioxidantes y afecta la síntesis de clorofila, lo que compromete la fotosíntesis y, por ende, el desarrollo general de la planta (Várallyay et al., 2015).

**Tabla 7.** Parámetros de crecimiento y desarrollo en plantas de fresa.

<b>Etapa fenológica</b>	<b>Concentración de As</b>			
<i><b>Crecimiento</b></i>	0 mg/L	0.01 mg/L	0.1 mg/L	1 mg/L
Peso de la planta (g)	9.96 ± 3.97 <sup>a</sup>	9.81 ± 1.72 <sup>a</sup>	6.77 ± 0.89 <sup>a</sup>	4.59 ± 2.22 <sup>a</sup>
Parte aérea (cm)	4.55 ± 2.05 <sup>a</sup>	4.30 ± 1.8 <sup>a</sup>	3.40 ± 2.26 <sup>a</sup>	4.60 ± 1.70 <sup>a</sup>
Parte radicular (cm)	4.60 ± 0.57 <sup>a</sup>	5.35 ± 1.63 <sup>a</sup>	4.50 ± 3.25 <sup>a</sup>	4.55 ± 1.34 <sup>a</sup>
Planta completa (cm)	9.15 ± 1.48 <sup>a</sup>	9.65 ± 0.21 <sup>a</sup>	7.90 ± 0.99 <sup>a</sup>	9.15 ± 0.35 <sup>a</sup>
Número de hojas	3.00 ± 0.00 <sup>b</sup>	1.50 ± 0.71 <sup>a</sup>	2.00 ± 0.00 <sup>ab</sup>	1.00 ± 0.00 <sup>a</sup>
<i><b>Fructificación</b></i>	0 mg/L	0.01 mg/L	0.1 mg/L	1 mg/L
Peso de la planta (g)	20.83 ± 0.55 <sup>a</sup>	16.94 ± 8.97 <sup>a</sup>	15.22 ± 9.28 <sup>a</sup>	10.55 ± 4.45 <sup>a</sup>
Parte aérea (cm)	13.35 ± 2.33 <sup>a</sup>	11.05 ± 1.63 <sup>a</sup>	9.34 ± 6.58 <sup>a</sup>	10.35 ± 6.58 <sup>a</sup>
Parte radicular (cm)	8.55 ± 2.19 <sup>a</sup>	5.80 ± 2.33 <sup>a</sup>	5.85 ± 2.83 <sup>a</sup>	5.20 ± 2.83 <sup>a</sup>
Planta completa (cm)	21.90 ± 0.14 <sup>b</sup>	17.80 ± 0.71 <sup>ab</sup>	15.15 ± 0.49 <sup>a</sup>	15.55 ± 3.75 <sup>a</sup>
Número de hojas	10.00 ± 1.41 <sup>c</sup>	7.50 ± 0.71 <sup>bc</sup>	5.50 ± 0.71 <sup>ab</sup>	3.00 ± 0.00 <sup>a</sup>

Literales diferentes (a, b, c, d) presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey.

### **7.3 Efecto de la concentración de arsénico en las estructuras vegetales del cultivo de fresa hidropónica**

Se evaluó el efecto de las concentraciones de As sobre la acumulación de compuestos bioactivos y la capacidad antioxidante en diferentes órganos de la planta de fresa, específicamente en raíz, tallo, hoja y fruto. Esto permite identificar posibles diferencias en la respuesta fisiológica y metabólica entre tejidos, considerando que cada órgano cumple funciones específicas en la absorción, translocación y defensa frente al estrés por As. Además, dado que el As puede inducir la generación de ROS, se planteó que su presencia podría modular la síntesis de metabolitos antioxidantes como mecanismo de adaptación. Por ello, el análisis diferenciado por órgano vegetal resulta fundamental para comprender la distribución del daño oxidativo y la capacidad de respuesta en cada parte de la planta (Solórzano et al., 2020).

Por otro lado las propiedades cromáticas también fueron evaluadas únicamente en hoja y fruto debido a que son los órganos visiblemente pigmentados, en los cuales los cambios de color pueden asociarse directamente con procesos fisiológicos como la maduración, la acumulación de metabolitos secundarios (especialmente antocianinas y flavonoides) y el estrés oxidativo inducido por el As. A diferencia de la raíz y el tallo, que presentan una coloración más uniforme y baja en pigmentos fenólicos visibles, la hoja y el fruto reflejan visualmente los efectos del estrés abiótico (Maglovski et al., 2019; Saqib et al., 2023; Yang et al., 2022). Por tanto, la medición cromática en estos órganos no solo facilita el monitoreo de la calidad visual y fisiológica, sino que también puede actuar como un indicador indirecto de la acumulación de compuestos bioactivos relacionados con la defensa vegetal.

#### **7.3.1 Efecto de la concentración de arsénico en raíz de planta de fresa**

##### **7.3.1.1 Propiedades bioactivas y capacidad antioxidante en raíz**

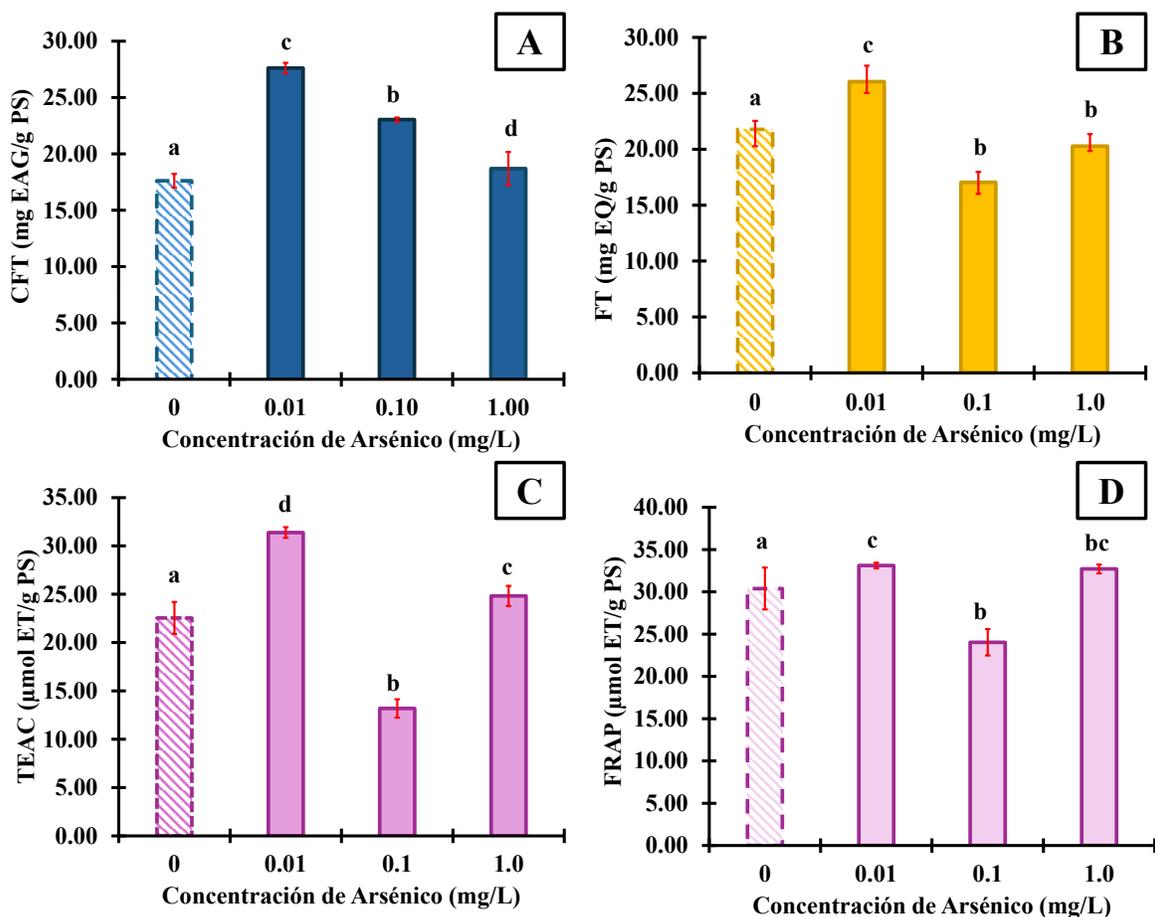
Las plantas fueron contaminadas con As durante 110 días para posteriormente diseccionar las estructuras vegetales de la planta de fresa. En la Figura 11 se observa el efecto de la concentración de As en los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante de la raíz.

El contenido inicial de CFT fue de  $17.62 \pm 0.61$  mg GAE/g PS (Figura 11A). A una concentración baja de As (0.01 mg/L) aumentó significativamente ( $p < 0.05$ ) hasta un 56.75 % con respecto al control. Mientras que a una concentración de 0.1 y 1 mg/L aumentó ( $p <$

0.05) hasta un 30.77 % y 6.09 %, respectivamente. Se ha reportado que, a concentraciones bajas de As, las plantas activan rutas antioxidantes como la fenilpropanoide, lo que incrementa la síntesis de CFT, especialmente en la raíz. Este efecto se debe a la generación controlada de ROS, que estimulan la actividad de enzimas como la fenilalanina amonio liasa (PAL), clave en la producción de CFT con función antioxidante y quelante de metales (Rivero et al., 2018; Vezza et al., 2018c). En la raíz donde el As impacta primero, esta respuesta química permite limitar el daño celular y mantener la homeostasis sin comprometer el crecimiento.

En cuanto a FCT, el valor encontrado en raíz fue  $21.78 \pm 1.5$  mg EQ/g PS (Figura 11B). Se encontró un efecto significativo a una concentración de 0.01 mg/L se presentó un aumento ( $p < 0.05$ ) de 19.54 %. Sin embargo, a una concentración de 0.01 y 1 mg/L disminuyó hasta un 29.75 % y 6.91 %, respectivamente con respecto al control. En estudios ya reportados mencionan que a bajas concentraciones de As (0.01 mg/L), la planta activa mecanismos de defensa antioxidante, lo que induce la síntesis de flavonoides como respuesta protectora. Sin embargo, a concentraciones más altas (0.1 y 1 mg/L), el estrés tóxico es excesivo, dañando las rutas metabólicas y reduciendo la producción de flavonoides (Ghorbani et al., 2021; H. P. Singh et al., 2007)

Por último, en cuanto a las determinaciones de capacidad antioxidante (ensayo DPPH y FRAP), en la Figura 11C y 11D se encontró un efecto de las concentraciones de As sobre la raíz en ambas determinaciones. En los tratamientos, los valores iniciales de ambas determinaciones ( $22.55 \pm 1.66$   $\mu\text{mol TE/g PS}$  y  $30.39 \pm 2.48$   $\mu\text{mol TE/g PS}$  para DPPH y FRAP, respectivamente). Estos aumentaron a una concentración de 0.01 mg/L para DPPH y FRAP hasta un 31.21 % y 8.94 %. Mientras que a una concentración de 0.1 mg/L en ambas determinaciones existió una disminución significativa ( $p < 0.05$ ). A 0.01 mg/L, se genera una cantidad moderada de especies reactivas de oxígeno (ROS) que activa rutas antioxidantes, aumentando compuestos reductores que elevan DPPH y FRAP. A 0.1 y 1 mg/L, el exceso de ROS daña enzimas clave y bloquea la síntesis de antioxidantes, disminuyendo así estos valores (I. Sharma, 2020).



**Figura 11.** Efecto de la concentración de As en raíz de fresa hidropónica. CFT, compuestos fenólicos totales; FT, flavonoides totales, TEAC, capacidad antioxidante equivalente de Trolox, FRAP, poder antioxidante reductor férrico. Literales diferentes (a, b, c, d) muestran diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey ( $n=6$ ).

A partir de los resultados obtenidos en la raíz (el primer sitio de contacto con el As) se observaron respuestas significativas en la acumulación de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante. Posteriormente, se procedió a evaluar el efecto de este metaloide sobre los compuestos bioactivos y la capacidad antioxidante del tallo con el objetivo de identificar si dicho efecto se mantiene o se modifica a medida que el As se transloca a las otras estructuras vegetales.

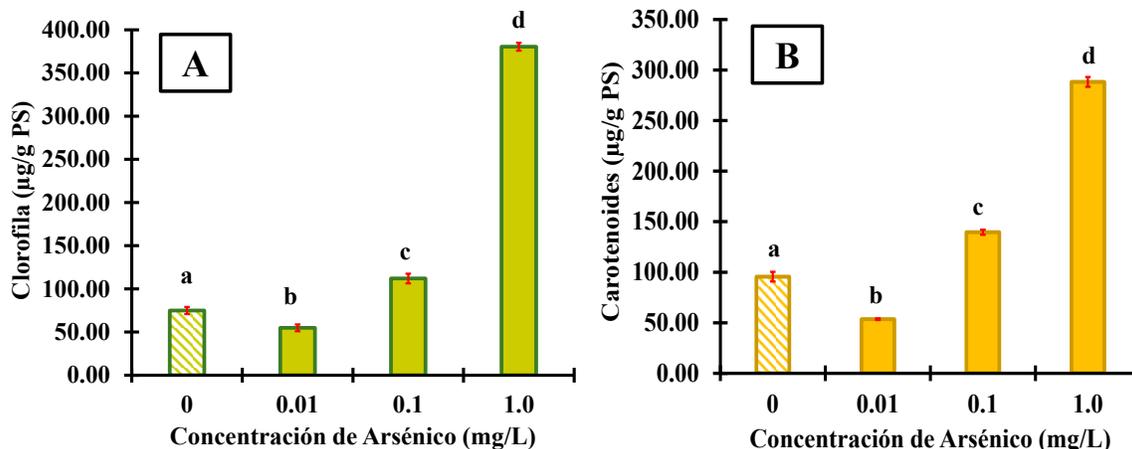
## 7.4.1 Efecto de la concentración de Arsénico en tallo de planta de fresa

### 7.4.1.1 Propiedades bioactivas y capacidad antioxidante en tallo

En la Figura 12 se observa el efecto de la concentración de As en los pigmentos del tallo. El contenido inicial de CLO fue de  $74.96 \pm 4.18 \mu\text{g/g PS}$ . En la Figura 12A se observan diferencias significativas con respecto al control en la concentración de As más baja (0.01 mg/L) disminuyó ( $p < 0.05$ ) hasta un 26.82 %. Mientras que para la concentración de 0.1 mg/L se presentó un ligero aumento ( $p < 0.05$ ) con respecto al control. Sin embargo, a una mayor concentración (1 mg/L) se observa una diferencia significativamente mayor ( $p < 0.05$ ) aumentó hasta un 407.73 %. En estudios ya reportados, mencionan que el incremento del contenido de clorofila en los tallos bajo exposición de concentraciones altas de As podría explicarse como una respuesta adaptativa al estrés inducido por metales. Además, el As puede estimular ciertos procesos fisiológicos como la síntesis de clorofila que actúa como mecanismo de compensación frente al daño oxidativo. Kanwar et al. (2015) observaron que en *Brassica juncea*, bajas concentraciones de As provocaron un aumento en pigmentos fotosintéticos en tejidos no foliares, posiblemente por activación de rutas biosintéticas asociadas a la fotoprotección. Asimismo, Zhao et al. (2009) sugieren que el As en algunas plantas aumentan la producción de citocininas como mecanismo de defensa para mantener activos los procesos fotosintéticos. Además, este aumento también podría reflejar un mecanismo de redistribución o acumulación localizada de clorofila como parte de una reprogramación del metabolismo vegetal ante condiciones de estrés, lo que ha sido documentado en especies tolerantes a metales pesados (Kumar et al., 2023).

En cuanto a CAR, el valor encontrado en tallo fue de  $94.68 \pm 4.56 \mu\text{g/g PS}$ . En la Figura 12B se observa la misma tendencia que es CLO ya que en términos generales a una concentración más baja de As se presenta una disminución significativa ( $p < 0.05$ ) de estos pigmentos respecto al control. Mientras que aumenta la concentración de As aumenta mayormente ( $p < 0.05$ ) el contenido de CAR en el tallo. Los resultados que obtuvimos en nuestro estudio pueden deberse a que los carotenoides se estimulan bajo estrés por arsénico como parte del sistema antioxidante de la planta. Estos pigmentos ayudan a proteger los cloroplastos al disipar el exceso de energía y neutralizar las ROS generadas por el estrés. Además, actúan como defensa del fotosistema II. Según Niazi et al. (2020), la acumulación de carotenoides bajo estrés por metales pesados es una estrategia común para mantener la integridad

fotosintética. Kumar & Prasad (2018) también reportan que, en condiciones de estrés por As, los carotenoides aumentan como parte de la respuesta antioxidante coordinada con enzimas como la CAT y SOD.



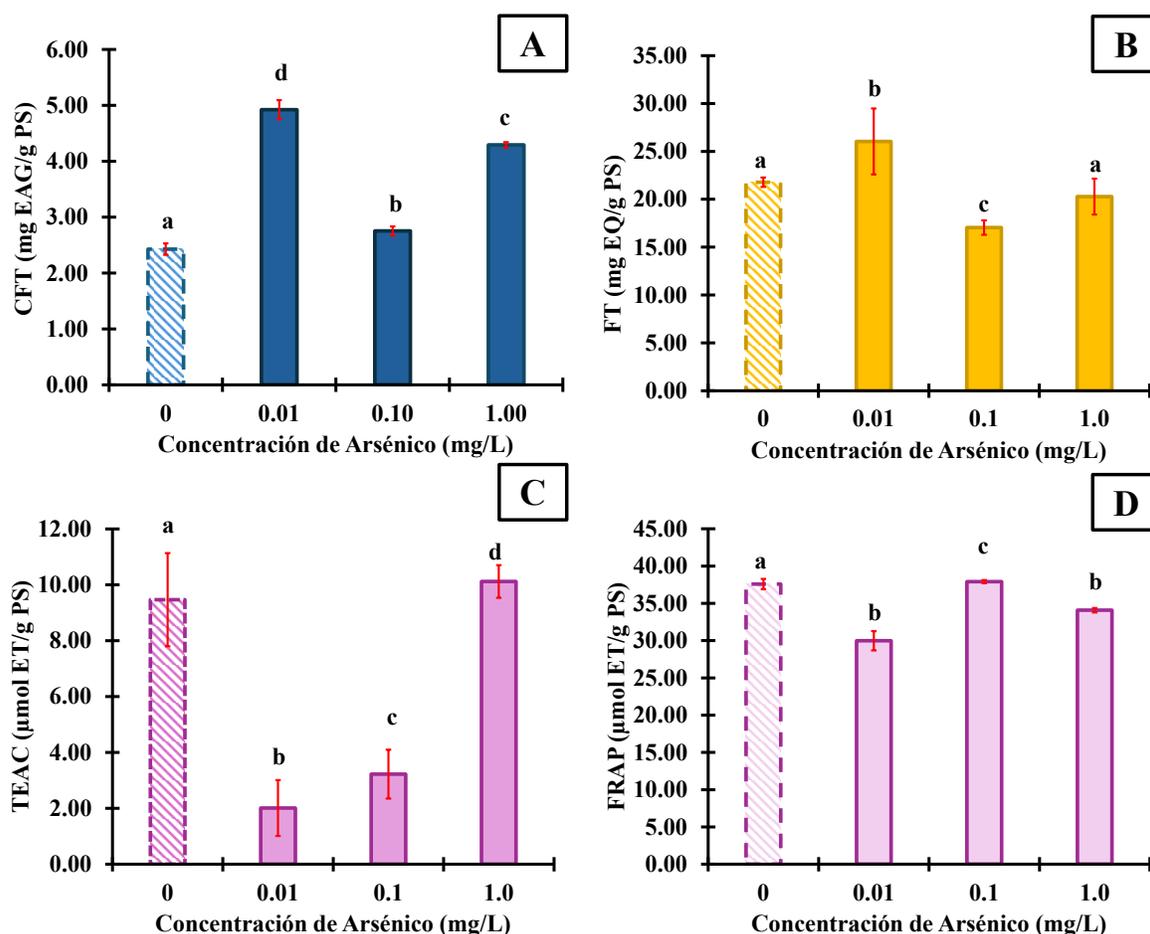
**Figura 12.** Efecto de la concentración de As en tallo de fresa hidropónica. CAR, carotenoides totales; CLO, clorofila total; Literales diferentes (a, b, c, d) muestran diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey ( $n=6$ ).

La Figura 13 muestra el efecto de las concentraciones de As en los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante. El contenido inicial de CFT en tallo fue de  $2.43 \pm 0.10$  mg EAG/g PS (Figura 13A). En términos generales mientras se aumentan las concentraciones de As aumentan los CFT. Es decir, a 0.01 mg/L aumentó hasta un 10.27 % con respecto al control. Sharma (2020) menciona que plantas expuestas a As acumulan el CFT como una estrategia para reducir el daño oxidativo y mantener la integridad del tejido vegetal. Además, estudios como el de Farooq et al. (2016) destacan que la síntesis de fenoles puede concentrarse en tallos y raíces, donde se almacena o transporta parte del metal, funcionando también como mecanismo de quelación y detoxificación. Así, el aumento de CFT en tallo refleja tanto una señal de estrés como un intento de adaptación para limitar el daño causado por el As.

En cuanto a FCT, el valor encontrado en tallo fue de  $1.97 \pm 0.49$  mg EC/g PS (Figura 13B). A una concentración de 0.01 mg/L se presentaron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) ya que aumento hasta un 157.12 % con respecto al control. Mientras que a una concentración de 0.1 y 1 mg/L aumentó ( $p < 0.05$ ) hasta un 35.38 % y 22.58 %, respectivamente con respecto al control. Estudios han demostrado que la acumulación de flavonoides en tejidos no foliares, como tallos o raíces, es común en plantas sometidas a estrés por metales, donde además

pueden contribuir a fortalecer las paredes celulares y limitar la movilidad del As (Zhao et al., 2009b).

Por último, en cuanto a las determinaciones de capacidad antioxidante (ensayo DPPH y FRAP), se encontró un efecto de las concentraciones de As sobre la raíz en ambas determinaciones (Figura 13C y 13D). En los tratamientos, los valores iniciales de ambas determinaciones ( $9.47 \pm 1.67 \mu\text{mol TE/g PS}$  y  $37.59 \pm 0.69 \mu\text{mol TE/g PS}$  para DPPH y FRAP, respectivamente). Para DPPH a una concentración más baja de As ( $0.01 \text{ mg/L}$ ) disminuyó ( $p < 0.05$ ) hasta un 78.76 % con respecto al control. Mientras que para FRAP también se presentó una disminución significativa ( $p < 0.05$ ). La disminución de la capacidad antioxidante en el tallo, medida mediante los ensayos DPPH y FRAP, puede atribuirse al consumo excesivo de antioxidantes no enzimáticos debido al aumento de ROS. Bajo condiciones de estrés por As, la generación de ROS supera la capacidad antioxidante de la planta, lo que provoca el agotamiento de compuestos (Kanwar et al., 2015).



**Figura 13.** Efecto de la concentración de As en tallo de fresa hidropónica. CFT, compuestos fenólicos totales; FT, flavonoides totales, TEAC, capacidad antioxidante equivalente de Trolox, FRAP, poder antioxidante reductor férrico. Literales diferentes (a, b, c, d) muestran diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey ( $n = 6$ ).

Tras analizar el comportamiento del tallo, se procedió a evaluar las hojas, dado que estas cumplen un papel clave en la fotosíntesis y la respuesta antioxidante de la planta.

### 7.5.1 Efecto de la concentración de arsénico en hoja de planta de fresa

#### 7.5.1.1 Propiedades cromáticas en hoja

La recolección de hojas se realizó durante los 110 días de las plantas ya contaminadas con las concentraciones de As. La Tabla 8 muestra los resultados del efecto de la concentración de As en los parámetros de color ( $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$ ) de las hojas de fresa hidropónica. Los valores iniciales en las hojas fueron de  $19.43 \pm 0.65$ ,  $1.73 \pm 0.58$  y  $15.85 \pm 0.31$  para  $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$ , respectivamente. En términos generales, el incremento de la concentración de As provocó

una disminución ( $p < 0.05$ ) en los valores de las coordenadas cromáticas de las hojas. Con respecto al control (0 mg/L), la coordenada L\* disminuyó su valor en un 11.19 % y 23.69 % en las concentraciones de As de 0.01 mg/L y 1 mg/L, respectivamente. En el caso de la coordenada a\* se encontraron disminuciones de 32.47 % (0.01 mg/L) y 29 % (1 mg/L). Finalmente, la coordenada b\* presentó una disminución del 6.46 % en la concentración de As 1 mg/L. Saqib et al. (2023) atribuyeron que los cambios encontrados en los parámetros (L\*, a\* y b\*) de color en las hojas pueden estar relacionados con la presencia de metales pesados como el As con respecto las etapas fotoquímicas y bioquímicas de la fotosíntesis.

Sin embargo, las coordenadas cromáticas con respecto a la concentración 0 mg/L y 0.1 mg/L no existió una diferencia ( $p > 0.05$ ) debido los pigmentos no se vieron afectados, y esto podría deberse a que estos actúan como indicadores de la disminución de la concentración u oxidación de las clorofilas (He et al. 2001). Por lo tanto, se puede concluir que las hojas de la planta de la fresa presentan mecanismos de tolerancia frente al estrés oxidativo promovido por la exposición al As.

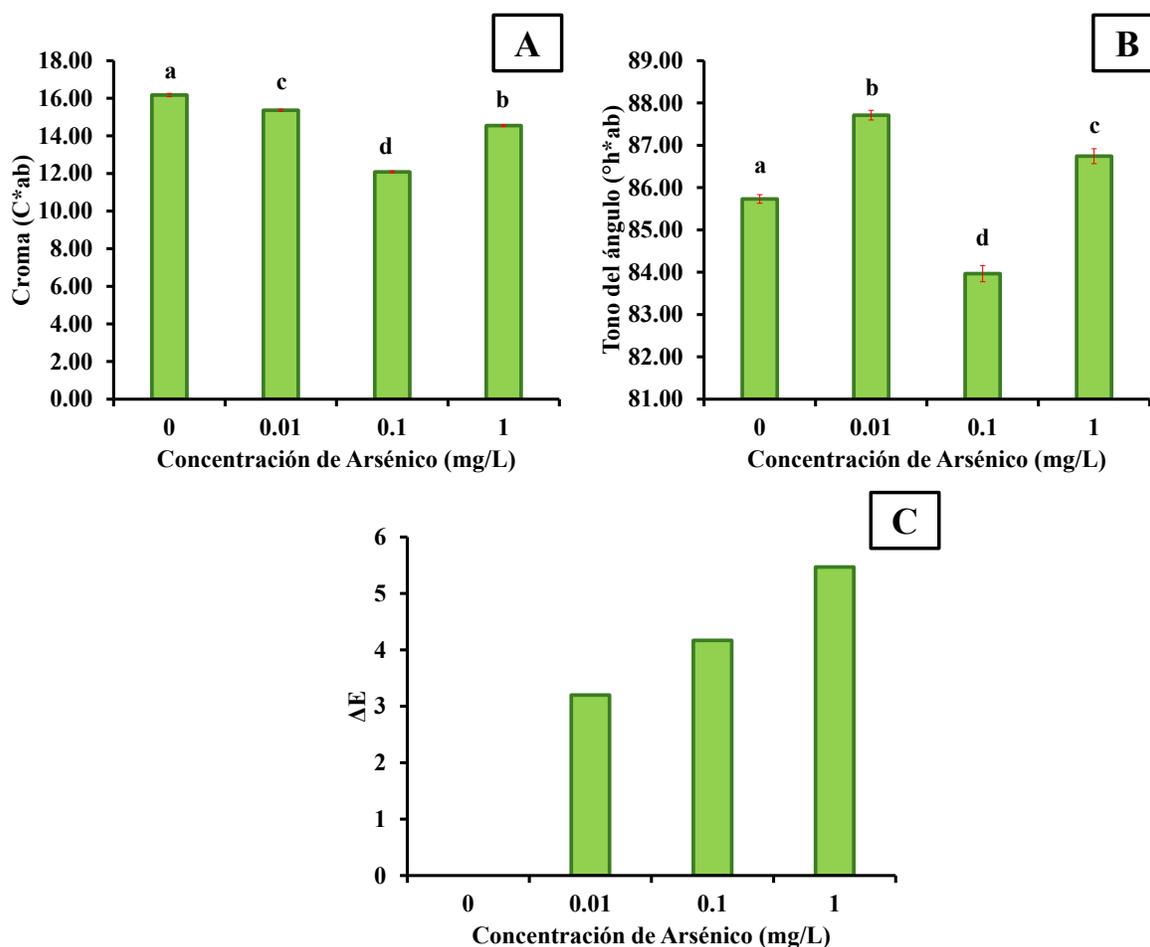
**Tabla 8.** Parámetros del color a partir del sistema CIEL\*a\* b\* en hojas deshidratadas de fresa hidropónica.

Concentración (mg/L)	L*	a*	b*
0	19.43 ± 0.65 <sup>c</sup>	1.73 ± 0.58 <sup>a</sup>	15.85 ± 0.31 <sup>d</sup>
0.01	17.25 ± 0.31 <sup>b</sup>	1.17 ± 0.61 <sup>a</sup>	15.34 ± 0.05 <sup>c</sup>
0.1	21.10 ± 0.39 <sup>d</sup>	1.88 ± 0.67 <sup>a</sup>	12.14 ± 0.16 <sup>a</sup>
1	14.83 ± 0.03 <sup>a</sup>	1.23 ± 0.44 <sup>a</sup>	14.83 ± 0.33 <sup>b</sup>

L\*, luminosidad, a\* valores negativos= verde y positivos= rojo, b\* valores negativos= azul y positivos= amarillo. Literales diferentes (a, b, c, d) presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey.

De acuerdo con los resultados presentados en la Figura 14, con respecto al comportamiento del croma o intensidad ( $C^*_{ab}$ ) de la hoja seca se observó una disminución significativa ( $p < 0.05$ ) de este parámetro para todas las concentraciones de As (Figura 14A). Se observó una degradación del color verde en la hoja que posiblemente fue ocasionada por la oxidación y degradación de los pigmentos de la hoja, tales como las clorofilas, que son encargadas del color verde característico (Michalska et al., 2017). En el caso del comportamiento del tono de ángulo ( $^{\circ}h^*_{ab}$ ), se observó que este parámetro aumentó al incrementar las concentraciones

de As a excepción de 0.1 mg/L. Esta concentración (0.1 mg/L) presentó una disminución ya que se genera una reducción de la tasa fotosintética, resultante de la exposición al As, y se considera uno de los efectos más dañinos de este metaloide (Gusman et al., 2013) (Figura. 14B). En  $\Delta E$  se puede observar un incremento mientras aumenta la concentración de As, generando así una tendencia de cambio global en el color de las hojas (Figura 14C). Sharma (2012) menciona que, debido a la presencia de As, se pueden presentar varios síntomas morfológicos en la planta, por ejemplo, marchitamiento y disminución del color de las hojas.



**Figura 14.** Parámetros cromáticos en hoja deshidratada de fresa hidropónica. Croma ( $C^*_{ab}$ ), Tono del ángulo ( $^{\circ}h^*_{ab}$ ), Diferencial de color ( $\Delta E$ ).

### 7.5.1.2 Propiedades bioactivas y capacidad antioxidante en hoja

En la Tabla 9 se pueden observar los efectos de las concentraciones de As en las hojas de plantas de fresa. En la concentración más baja de As (0.01 mg/L), los CAR y CLO presentaron un incremento ( $p < 0.05$ ) del 5.14 % y 6.69 %, respectivamente. La estimulación

sobre los CAR está relacionada con sus efectos protectores frente al estrés oxidativo inducido por la presencia de altas concentraciones de As (Sánchez-Viveros et al., 2011). Sin embargo, los efectos inhibidores o estimulantes de los metales pesados sobre el contenido de estos pigmentos pueden ser el resultado de la susceptibilidad o tolerancia de cada especie vegetal (Singh et al., 2006; Perales-Vela et al., 2007; Kanoun-Boulé y Vicente, 2009). Sin embargo, al incrementar esta concentración de As (0.1 mg/L), CAR y CLO disminuyeron ( $p < 0.05$ ) hasta un 26.20 % y 32.40 %, respectivamente, en comparación con las hojas control (0 mg/L) que no se ve afectado por la ausencia del As. Estudios previos realizados por Iriel et al. (2015) han demostrado que la absorción de As por las plantas puede resultar en la disipación de energía, ya sea como fluorescencia o calor, lo que impacta negativamente en el proceso de síntesis de CLO. Esta disminución en los niveles de CLO podría ser una respuesta adaptativa de la planta para mitigar el estrés oxidativo inducido por el As.

Respecto a los CFT, las concentraciones de 0.01 y 1 mg/L aumentaron ( $p > 0.05$ ) en el CFT con respecto a las hojas que no fueron contaminadas con As (Tabla 9). Esta estimulación en la producción de CFT podría ser una estrategia de defensa de la planta contra el estrés oxidativo inducido por el As, ya que estos compuestos tienen propiedades antioxidantes que ayudan a neutralizar los radicales libres y proteger las células vegetales del daño oxidativo (Kostecka-Gugała & Latowski, 2018). González-Moscoso et al. (2019) demostraron que la exposición al estrés por As en plantas de tomate provocó un aumento del 6.5 % en la concentración de CFT en sus diferentes estructuras vegetales (raíz, hoja y fruto).

Finalmente, la capacidad antioxidante de las hojas de fresa no se vio afectada ante el estrés por As. Esto podría deberse a que las plantas poseen un sistema de defensa antioxidante mejorado y muestran una mayor tolerancia a la toxicidad por As (Nahar et al., 2022).

**Tabla 9.** Efecto de las concentraciones de As sobre la concentración de compuestos bioactivos totales y la capacidad antioxidante en hojas de fresa hidropónica.

Concentración (mg/L)	CLO (µg/g PS)	CAR (µg/g PS)	CFT (mg EAG/g PS)	TEAC (µmol ET/g PS)	FRAP (µmol ET/g PS)
0	665.12 ± 10.36 <sup>c</sup>	544.68 ± 0.89 <sup>c</sup>	15.58 ± 0.89 <sup>ab</sup>	26.64 ± 0.33 <sup>a</sup>	17.36 ± 2.19 <sup>b</sup>
0.01	769.48 ± 4.85 <sup>b</sup>	572.70 ± 1.68 <sup>d</sup>	18.02 ± 0.20 <sup>cd</sup>	28.24 ± 0.91 <sup>a</sup>	24.08 ± 1.12 <sup>a</sup>
0.1	450.40 ± 0.40 <sup>a</sup>	401.94 ± 1.07 <sup>a</sup>	9.93 ± 0.83 <sup>a</sup>	22.07 ± 0.93 <sup>a</sup>	16.52 ± 2.70 <sup>b</sup>
1	632.48 ± 4.84 <sup>b</sup>	502.56 ± 1.58 <sup>b</sup>	23.95 ± 6.36 <sup>d</sup>	27.82 ± 1.84 <sup>a</sup>	13.97 ± 3.23 <sup>c</sup>

CAR, carotenoides totales; CLO, clorofila total; CFT, compuestos fenólicos totales; TEAC, capacidad antioxidante equivalente de Trolox. Literales diferentes (a, b, c, d) muestran diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey ( $n = 6$ ).

Finalmente, después de los resultados obtenidos en hojas se analizó el fruto. A diferencia de las hojas, el fruto acumula metabolitos secundarios principalmente durante su maduración, por lo que su evaluación permite identificar si la exposición al As afecta las propiedades fisicoquímicas, nutricional, bioactivas y capacidad antioxidante.

## 7.6.1 Efecto de la concentración de arsénico en fruto

### 7.6.1.1 Propiedades fisicoquímicas de la fresa

La recolección del fruto se realizó durante los 110 días de las plantas ya contaminadas con las concentraciones de As. En la Tabla 10 se muestran los resultados del efecto de la concentración de As en los parámetros de color ( $L^*$ ,  $a^*$  y  $b^*$ ) en los frutos de fresa hidropónica. En términos generales, el incremento de la concentración de As provocó una disminución ( $p < 0.05$ ) en los valores de las coordenadas cromáticas de las fresas. Con respecto al control (0 mg/L), la coordenada  $L^*$  aumento su valor en un 9.45 % y 20.32 % en las concentraciones de As de 0.01 mg/L y 0.1 mg/L, respectivamente. En el caso de la coordenada  $a^*$  se encontraron disminuciones de 3.66 % (0.01 m/L) y 10.67 % (1 mg/L). Finalmente, la coordenada  $b^*$  presentó una disminución del 21.88 % en la concentración de As 1 mg/L. (Sinha et al., 2023) atribuyeron que el arsénico genera estrés oxidativo en los tejidos de las plantas, lo que provoca alteraciones en los pigmentos de la fruta, disminuyendo el parámetro.

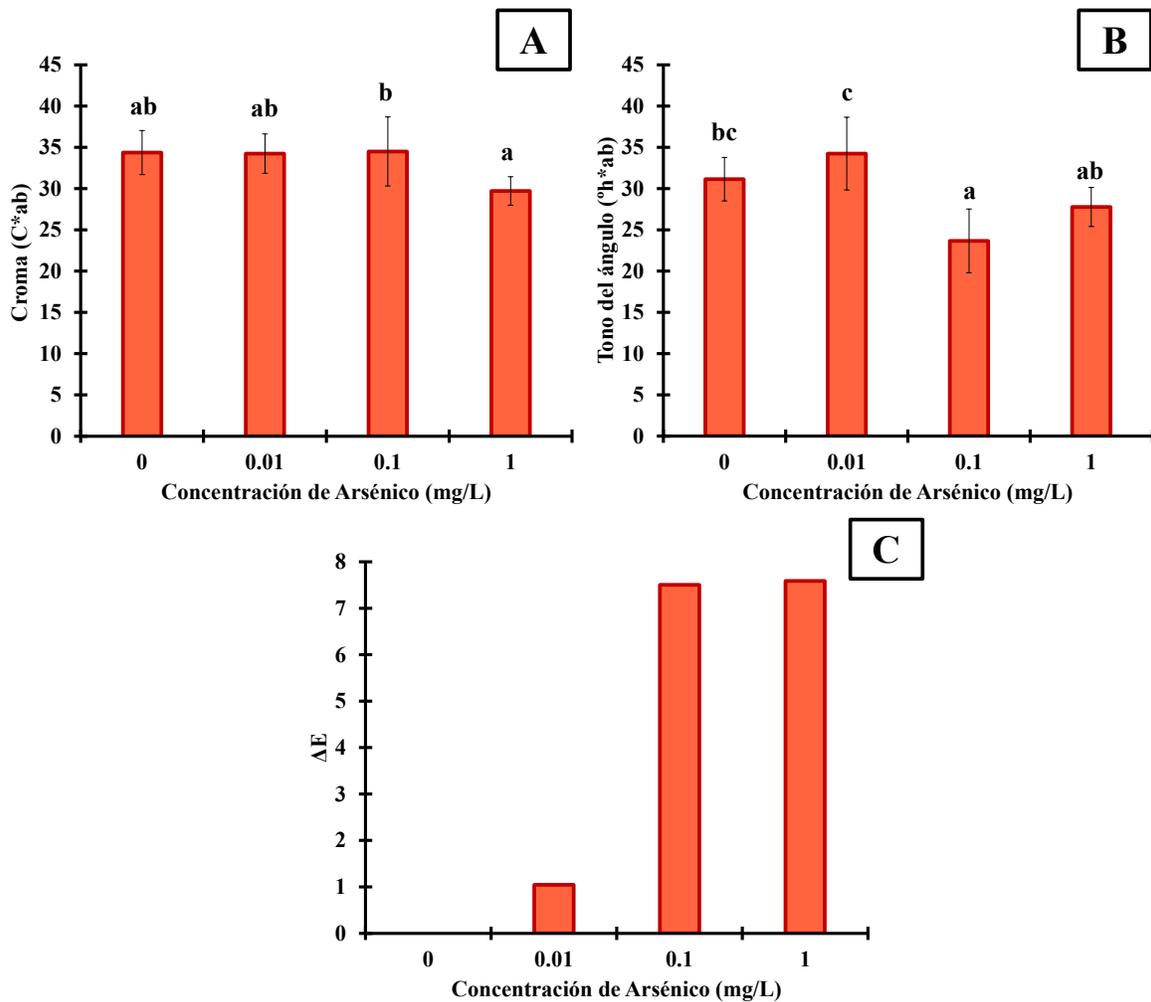
Sin embargo, las coordenadas cromáticas con respecto a la concentración 0 mg/L y 0.1 mg/L no existió una diferencia significativa ( $p > 0.05$ ) debido los pigmentos no se vieron afectados.

**Tabla 10.** Parámetros del color a partir del sistema CIEL\*a\* b\* en fresa hidropónica.

Concentración (mg/L)	L*	a*	b*
0	15.41 ± 1.45 <sup>b</sup>	29.39 ± 2.48 <sup>ab</sup>	17.75 ± 1.83 <sup>b</sup>
0.01	16.87 ± 2.38 <sup>bc</sup>	28.32 ± 2.90 <sup>ab</sup>	19.16 ± 1.25 <sup>b</sup>
0.1	18.55 ± 1.24 <sup>c</sup>	31.63 ± 4.72 <sup>b</sup>	13.62 ± 0.91 <sup>a</sup>
1	10.62 ± 1.02 <sup>a</sup>	26.26 ± 1.28 <sup>a</sup>	13.87 ± 1.70 <sup>a</sup>

L\*, luminosidad, a\* valores negativos= verde y positivos= rojo, b\* valores negativos= azul y positivos= amarillo. Literales diferentes (a, b, c, d) presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey.

De acuerdo con los resultados presentados en la Figura 15, con respecto al comportamiento del croma o intensidad ( $C^*_{ab}$ ) de la fresa no se observó una disminución de este parámetro para todas las concentraciones de As a excepción de 0.1 mg/L. (Figura 15A). (Nemzer et al., 2018) destacan que las alteraciones en este parámetro están relacionadas con la pérdida general de pigmentos debido al arsénico. En el caso del comportamiento del tono de ángulo ( $^{\circ}h^*_{ab}$ ), se observó que este parámetro disminuyó al incrementar las concentraciones de As a excepción de 0.01 mg/L. Esta concentración (0.1 mg/L) presentó una disminución ya que puede cambiar dependiendo de cómo se afecta la proporción entre los pigmentos rojos y amarillos, lo que modifica la percepción del color de la fruta (Antoine et al., 2017) (Figura 15B). En  $\Delta E$  se puede observar un ligero incremento mientras aumenta la concentración de As, generando así una tendencia de cambio global en el color de las fresas (Figura 15C). Ahammed & Yang (2022) menciona que la contaminación por arsénico puede alterar la síntesis y estabilidad de antocianinas, pigmentos responsables del color rojo en fresas.



**Figura 15.** Parámetros cromáticos en fresa hidropónica. Croma (C\*<sub>ab</sub>), Tono del ángulo (h\*<sub>ab</sub>), Diferencial de color (ΔE).

### 7.6.1.2 pH y SST

La Tabla 11 muestra el efecto de la concentración de As sobre las propiedades fisicoquímicas (pH y SST) de fresa hidropónica. El valor de pH fue de  $3.59 \pm 0.04$ , lo cual es congruente con lo reportado por Nemzer et al. (2018) para fresa. Las concentraciones de As no presentaron diferencias ( $p > 0.05$ ) significativas sobre el pH. Stazi et al. (2016) reportan que el pH de los frutos como la fresa no es afectado por tratamientos con As. Esto puede deberse a que el As no actúa como un ácido o base fuerte capaz de alterar la concentración de protones libres en los tejidos del fruto. Además, las fresas poseen sistemas basados en ácidos orgánicos, como el ácido cítrico y málico, que estabilizan el pH incluso bajo estrés abiótico. Asimismo, el As se acumula preferentemente en raíces y hojas, y su translocación hacia el

fruto es limitada, reduciendo aún más su impacto directo sobre el pH del tejido comestible (Finnegan & Chen, 2012; Zhao et al., 2010).

En cuanto a los SST, el valor encontrado fue de  $8.73 \pm 0.11$  °Brix. Este valor es congruente por lo reportado por (De Souza et al., 2014b). A una concentración baja de As (0.01 mg/L) aumentó un 4.69 % con respecto al control. Mientras que para la concentración de 0.1 y 1 mg/L se presentó un ligero aumento ( $p < 0.05$ ) con respecto al control. Se ha reportado que el As puede aumentar los SST en la fresa porque induce estrés en la planta, lo que provoca una acumulación de azúcares y compuestos solubles como respuesta de defensa. Bajo estrés abiótico, como la presencia de metales pesados, las plantas incrementan la síntesis y acumulación de azúcares para proteger sus células, lo que eleva los SST en los frutos (Sharma & Dietz, 2009; Hasan et al., 2017).

**Tabla 11.** Efecto de las concentraciones de As sobre las propiedades fisicoquímicas (pH y SST) de fresa hidropónica.

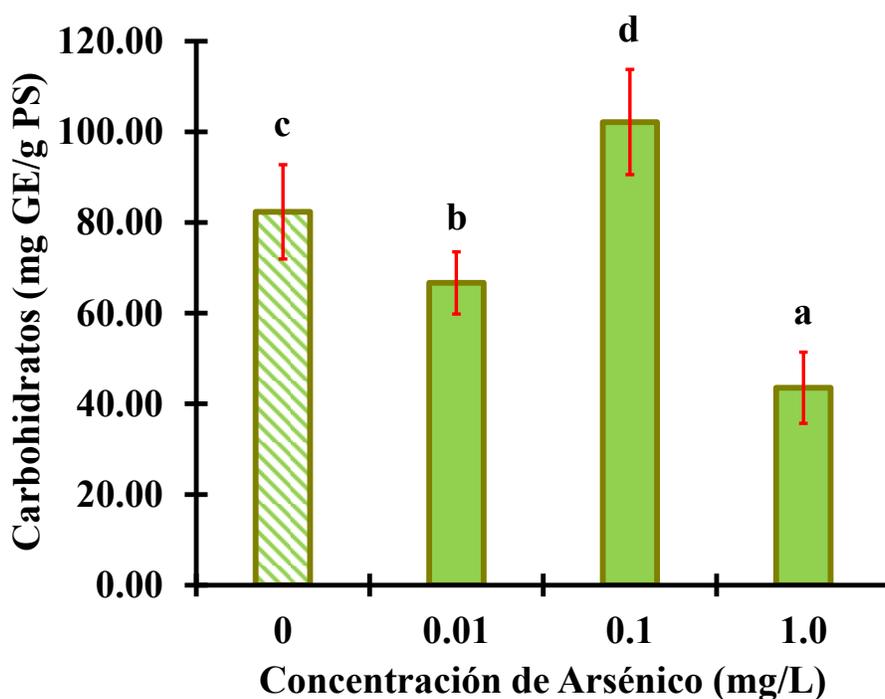
Concentración (mg/L)	pH	SST
0	$3.59 \pm 0.04^a$	$8.73 \pm 0.11^a$
0.01	$3.69 \pm 0.01^a$	$9.14 \pm 0.10^c$
0.1	$4.09 \pm 1.24^a$	$8.80 \pm 0.11^{ab}$
1	$3.58 \pm 0.02^a$	$8.85 \pm 0.05^b$

SST, sólidos solubles totales. Literales diferentes (a, b, c, d) presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey.

### 7.6.2 Carbohidratos en fresa

En la Figura 15 se observa el efecto de la concentración de As en el contenido de carbohidratos de la fresa. El valor inicial de carbohidratos derivados de la glucosa en la fresa fue de  $82.37 \pm 10.40$  mg GE/g PS. A una concentración más baja de As (0.01 mg/L) disminuyó ( $p < 0.05$ ) hasta un 19.03 % con respecto al control. Mientras que a una concentración más alta (1 mg/L) disminuyó mayormente hasta un 47.16 %. Sin embargo, a una concentración de 0.1 mg/L se presentó una diferencia significativa ya que aumento ( $p < 0.05$ ) hasta un 24.04 %. Estas disminuciones y aumentos pueden deberse a que, a concentraciones muy bajas, el As puede interferir tempranamente con la fotosíntesis y el

metabolismo primario, inhibiendo enzimas clave de la glucólisis o de la síntesis de azúcares, como la fosfoglucoisomerasa y la sacarosa sintasa (Alam et al., 2020), lo que resulta en una reducción de carbohidratos disponibles. Sin embargo, a una concentración mayor la planta puede activar mecanismos de defensa y adaptación, como la acumulación de azúcares solubles que actúan como moléculas señalizadoras y reservas de energía para enfrentar el estrés (Takahashi & Murata, 2005). Este aumento se ha asociado también con una estimulación temporal de la actividad fotosintética o con el flujo de carbono hacia rutas de almacenamiento energético (Maglovski et al., 2019). Así, el cambio en los niveles de carbohidratos refleja una estrategia dinámica de la planta para equilibrar el metabolismo energético bajo exposición creciente al As.



**Figura 15.** Efecto de la concentración de As en el contenido de carbohidratos de fresa hidropónica. Literales diferentes (a, b, c, d) muestran diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey ( $n = 6$ ).

### 7.6.3 Propiedades bioactivas y capacidad antioxidante de la fresa

En la Tabla 12 se pueden observar los efectos de las concentraciones de As en los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en el fruto. El contenido inicial de CFT fue de  $22.50 \pm 1.03$  mg EAG/g PS, lo cual es congruente con lo reportado por Bernal-Gallardo et al. (2022).

En la concentración más baja de As (0.01 mg/L), los CFT presentaron un aumento ( $p < 0.05$ ) del 5.65 %, respectivamente. Sin embargo, al incrementar esta concentración de As (0.1 mg/L y 1 mg/L), disminuyeron ( $p < 0.05$ ) hasta un 2.36 % y 16.82 %, respectivamente, en comparación con las fresas control (0 mg/L) que no se ve afectado por la ausencia del As. En cuanto FCT, el valor encontrado en arándanos fue de  $7.14 \pm 0.76$  mg EQ/g PS. Esta concentración es congruente a la reportada por (De Souza et al., 2014). En términos generales, las concentraciones de As no afectaron ( $p > 0.05$ ) el contenido de estos compuestos. El contenido inicial de AMT fue de  $83.57 \pm 1.92$  mg C3G/g PS. Este valor es congruente con lo ya reportado por (De Souza et al., 2014). Al incrementar la concentración de As (0.1 mg/L) se presentó un aumento ( $p < 0.05$ ) hasta de un 11.05 %. con respecto al control. Por último, en cuanto a las determinaciones de capacidad antioxidante (ensayo DPPH y FRAP), se encontró un efecto tanto en el tiempo de almacenamiento como en el tratamiento en ambas determinaciones. En los tratamientos, los valores iniciales de ambas determinaciones ( $229.21 \pm 18.53$   $\mu$ mol TE/100 g PF y  $23.08 \pm 4.10$   $\mu$ mol TE/100 g PF para DPPH y FRAP, respectivamente). Al incrementar esta concentración de As (0.01 mg/L), aumentaron ( $p < 0.05$ ) hasta un 2.69 %. Sin embargo, en la concentración de As de 0.1 y 1 mg/L disminuyeron un 12.57 % y 3.20%, respectivamente.

La tendencia de los resultados coincide con lo reportado por (González-MoscOSO et al., 2019), en donde pusieron a exposición plantas de tomate a diferentes concentraciones de arsénico (0, 0.2, 0.4, 0.8, 1.6 y 3.2 mg/L) e influye significativamente en la concentración de CFT, FCT y la capacidad antioxidante de los frutos. Se observó que los flavonoides totales aumentaron en todas las concentraciones evaluadas, mientras que los compuestos fenólicos totales se estimularon solo a bajas concentraciones de As. Por su parte, la capacidad antioxidante incrementó en condiciones de mayor concentración de As.

**Tabla 12.** Efecto de las concentraciones de As sobre la concentración de compuestos bioactivos totales y la capacidad antioxidante en fresa hidropónica.

Concentración (mg/L)	CFT (mg EAG/g PS)	FCT (mg EC/g PS)	AMT (EC3G/g PS)	TEAC ( $\mu$ mol ET/g PS)	FRAP ( $\mu$ mol ET/g PS)
0	22.50 $\pm$ 1.03 <sup>bc</sup>	7.14 $\pm$ 0.76 <sup>a</sup>	83.57 $\pm$ 1.92 <sup>b</sup>	229.21 $\pm$ 18.53 <sup>ab</sup>	23.08 $\pm$ 4.10 <sup>b</sup>
0.01	23.77 $\pm$ 0.94 <sup>c</sup>	6.10 $\pm$ 1.44 <sup>a</sup>	63.47 $\pm$ 0.88 <sup>a</sup>	235.37 $\pm$ 17.15 <sup>b</sup>	24.08 $\pm$ 1.12 <sup>b</sup>
0.1	21.97 $\pm$ 1.03 <sup>b</sup>	7.37 $\pm$ 0.93 <sup>a</sup>	92.81 $\pm$ 2.75 <sup>c</sup>	200.41 $\pm$ 17.97 <sup>a</sup>	15.05 $\pm$ 1.02 <sup>a</sup>
1	18.72 $\pm$ 1.09 <sup>a</sup>	6.37 $\pm$ 1.08 <sup>a</sup>	81.37 $\pm$ 8.61 <sup>b</sup>	221.88 $\pm$ 22.54 <sup>ab</sup>	18.36 $\pm$ 5.99 <sup>ab</sup>

AMT, antocianinas monoméricas totales; CFT, compuestos fenólicos totales; TEAC, capacidad antioxidante equivalente de Trolox, FRAP, poder antioxidante reductor férrico. Literales diferentes (a, b, c, d) muestran diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey ( $n = 6$ ).

#### 7.6.4 Caracterización de compuestos fenólicos individuales de las fresas

La caracterización de compuestos fenólicos individuales en las fresas se realizó con el fin de identificar de manera específica qué metabolitos secundarios están presentes y cómo su concentración varía ante diferentes condiciones de estrés por As. En la Tabla 13 a partir del análisis cromatográfico, obtuvimos 36 picos para las fresas contaminadas con As. Sin embargo, solo identificamos ácido gálico, ácido p-hidroxibenzoico, ácido clorogénico, ácido vanílico, ácido ferúlico, rutina y quercetina cuyas concentraciones variaron de 214.45  $\mu$ g/g MS a 1865.84  $\mu$ g/g MS. Estudios previos se han encontrado ácidos fenólicos (gálico, clorogénico, ferúlico, vanílico y p-hidroxibenzoico) en concentraciones entre 44  $\mu$ g/g MS y 181  $\mu$ g/g MS (reportados como mg/g MS). También, se identificaron flavonoides (rutina y quercetina) en concentraciones que variaron de 34  $\mu$ g/g MS a 559  $\mu$ g/g MS (Sadowska et al., 2020). Según nuestros hallazgos, el número de compuestos identificados en la fresa aumentó a concentraciones bajas de As, lo que sugiere que la mayoría de los compuestos identificados son estimulados por dicho metaloide.

En términos generales, mientras aumenta la concentración de As existe un incremento del ácido gálico en la fresa. Es decir, a una concentración de As (0.1 mg/L) en el ácido gálico se presentó un incremento ( $p < 0.05$ ) de hasta un 8.25 % con respecto al control. Mientras que para el ácido p-hidroxibenzoico disminuyó ( $p < 0.05$ ) hasta un 11.38 % con respecto al control (0.01 mg/L). Sin embargo, a concentración de 0.1 y 1 mg/L aumentó hasta un 25.27

%). Con respecto al ácido clorogénico, mientras aumenta la concentración de As se presentó un incremento de este ácido fenólico.

**Tabla 13.** Compuestos fenólicos detectados en fresas con concentraciones de As (0, 0.01, 0.1 y 1 mg/L). ND: no detectado. Se muestra el promedio  $\pm$  desviación estándar.

Compuesto	Fresas con As ( $\mu\text{g/g PS}$ )			
	0 mg/L	0.01 mg/L	0.1 mg/L	1 mg/L
<i>Ácidos fenólicos</i>				
Gálico	371 $\pm$ 4.56 <sup>a</sup>	381.44 $\pm$ 3.25 <sup>a</sup>	402.12 $\pm$ 10.05 <sup>b</sup>	372.06 $\pm$ 0.96 <sup>a</sup>
p-hidroxibenzoico	1489.44 $\pm$ 26.82 <sup>c</sup>	1319.89 $\pm$ 14.91 <sup>b</sup>	1865.84 $\pm$ 3.26 <sup>d</sup>	1265.29 $\pm$ 14.06 <sup>a</sup>
Clorogénico	214.45 $\pm$ 1.89 <sup>a</sup>	256.72 $\pm$ 4.31 <sup>b</sup>	266.24 $\pm$ 8.29 <sup>b</sup>	262.55 $\pm$ 5.76 <sup>b</sup>
Vanílico	238.42 $\pm$ 2.07 <sup>a</sup>	285.81 $\pm$ 2.53 <sup>b</sup>	358.45 $\pm$ 10.73 <sup>c</sup>	355.26 $\pm$ 6.17 <sup>c</sup>
Ferúlico	841.43 $\pm$ 4.94 <sup>b</sup>	961.39 $\pm$ 4.95 <sup>c</sup>	825.74 $\pm$ 18.01 <sup>b</sup>	698.97 $\pm$ 20.37 <sup>a</sup>
<i>Flavonoides</i>				
Rutina	ND	ND	522.21 $\pm$ 1.50 <sup>b</sup>	525 $\pm$ 3.40 <sup>b</sup>
Quercetina	288.05 $\pm$ 2.44 <sup>bc</sup>	ND	296.61 $\pm$ 2.31 <sup>c</sup>	274.93 $\pm$ 9.54 <sup>b</sup>

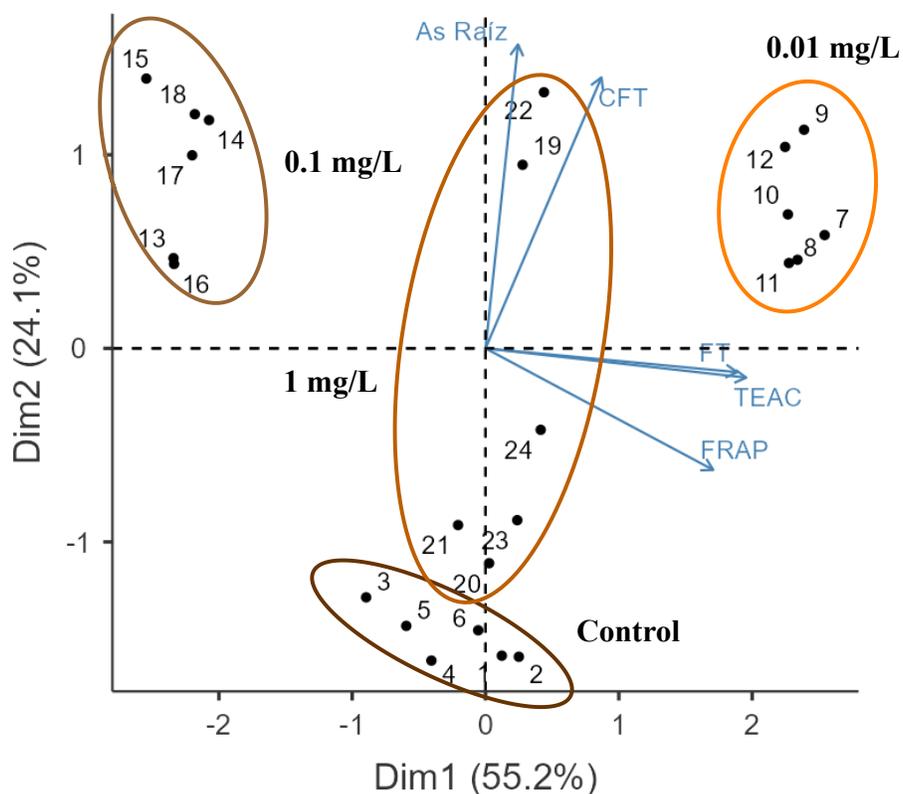
Literales diferentes (a, b, c, d) muestran diferencias estadísticamente significativas ( $p < 0.05$ ), con una prueba de Tukey (n= 6).

### 7.7 Correlación entre el efecto de las concentraciones de arsénico en las estructuras de la planta de fresa hidropónica

Para entender la relación entre las concentraciones de arsénico y las respuestas bioquímicas en las diferentes estructuras de la planta de fresa hidropónica, se realizó un análisis de componentes principales (ACP). En la Figura 16 se muestra el ACP para la correlación de las concentraciones de As con las propiedades bioactivas y antioxidantes de la raíz. Los dos componentes principales explicaron el 79.39 % de la varianza total (55.24 % y 24.15 %, respectivamente). El primer componente presento una correlación fuerte negativa (0.96) con FT, TEAC y FRAP. Esta correlación negativa indica una disminución de la actividad antioxidante asociada a una mayor acumulación de As a 1 mg/L. Esto sugiere un estrés oxidativo elevado, posiblemente debido a la inhibición de rutas de la síntesis de compuestos fenólicos y al daño celular inducido por ROS .

Mientras que el segundo componente presentó una correlación fuerte positiva (0.78) con el contenido de As en la raíz y CFT los cuales parecen estar fuertemente correlacionados entre sí. Esta correlación positiva se debe a que la planta ante la presencia de As estimula la producción de compuestos fenólicos para mitigar el estrés oxidativo (Nahar et al., 2022). Es decir, este mecanismo forma parte de una estrategia de defensa, en la cual los compuestos fenólicos actúan como secuestradores ROS, limitando el daño celular. Diversos estudios han reportado que la exposición a metaloides como el As induce la activación de la vía de los fenilpropanoides, promoviendo una mayor acumulación de fenoles en tejidos como la raíz (Nahar et al., 2022; Srivastava et al., 2016; Mishra et al., 2017).

Respecto a la distribución de los puntos experimentales (Figura 16) se mostró que las concentraciones de 0.01 y 1 mg/L de As sugiere una mayor asociación con As en raíz, CFT, FT, TEAC y FRAP). Esto puede deberse a que, al ser el primer órgano en contacto con el metaloide, la raíz tiende a acumular bajas concentraciones, lo que compromete su metabolismo antioxidante. Se ha reportado que, a concentraciones elevadas, el As inhibe la actividad de enzimas clave como la fenilalanina amonio liasa (PAL), limitando la síntesis de compuestos fenólicos y reduciendo así la eficiencia de los sistemas de defensa no enzimáticos (Sharma et al., 2012). Asimismo, el daño estructural en células radiculares y la presencia de As dificultan la neutralización de ROS (Finnegan & Chen, 2012; Tripathi et al., 2007). (Ghorbani et al., 2021; Vezza et al., 2018c). Además, la acumulación de As en raíces indica un posible mecanismo de tolerancia basado en la retención del contaminante para evitar su translocación hacia los órganos de la planta, mientras que el aumento en los compuestos bioactivos podría reflejar una respuesta adaptativa al estrés oxidativo. Estos hallazgos coinciden con estudios previos, donde la exposición a bajas concentraciones de As también estimuló la producción de metabolitos secundarios como parte de la respuesta al estrés (Kofroňová et al., 2019; Singh et al., 2007; Solórzano et al., 2020). Mientras tanto, respecto al control, la tendencia observada en el ACP se ve respaldada por los valores experimentales (ver Figura 11), mostró contenidos elevados de FT, TEAC y FRAP mientras que a la concentración más baja de As presentó mayores contenidos.

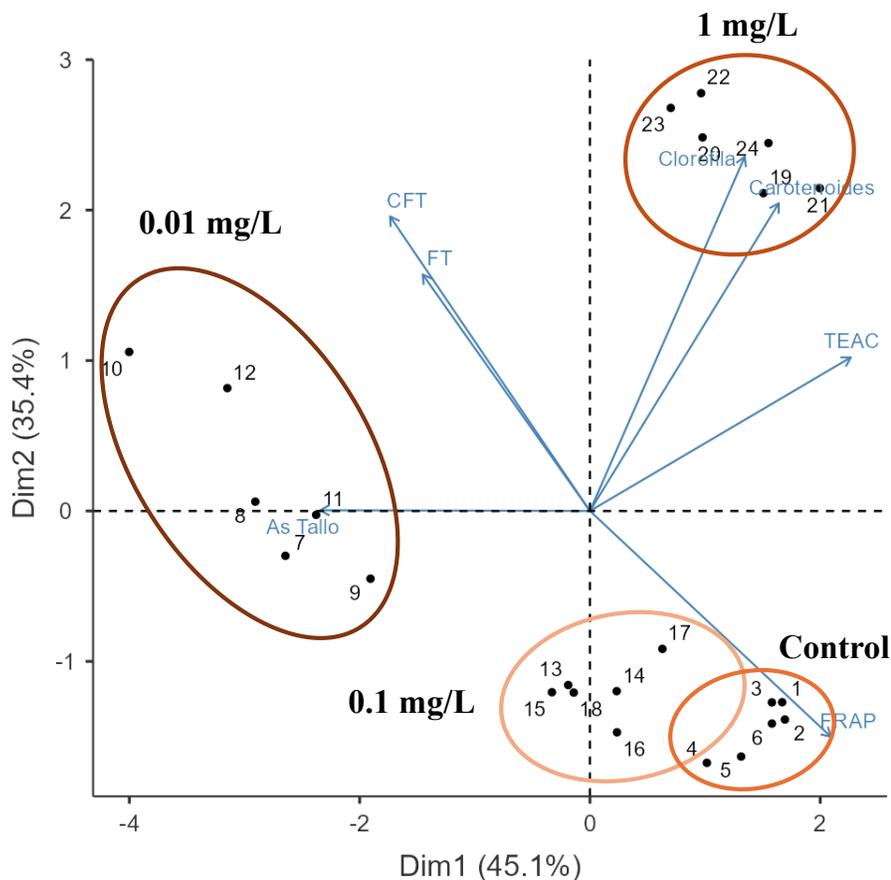


**Figura 16.** Análisis de componentes principales para las concentraciones de As y las propiedades bioactivas (CFT y FT) y antioxidantes (TEAC y FRAP) de la raíz.

La Figura 17 muestra el ACP de la correlación de las concentraciones de As con las propiedades bioactivas y antioxidantes del tallo. Los dos componentes principales explicaron el 80.51 % de la varianza total (45.09 % y 35.42 %, respectivamente). Por lo tanto, el primer componente presentó una correlación fuerte negativa con el contenido de As en el tallo, CFT, FT (0.92). Esta correlación se debe a que ante la exposición al As la planta activa una respuesta defensiva que implica la síntesis flavonoides. Estos son ampliamente reconocidos por su capacidad antioxidante, quelante de metales y estabilizadora de membranas, lo que les permite neutralizar el estrés oxidativo inducido por metaloides como el As (Alam et al., 2020; Nahar et al., 2022). Además, se ha reportado que los flavonoides pueden acumularse en tejidos vasculares como el tallo, ya sea por síntesis local o transporte desde órganos subterráneos, contribuyendo a una protección sistémica frente al daño oxidativo (Alam et al., 2020). Mientras que el segundo componente presentó una fuerte correlación fuerte positiva (0.98) con CLO, CAR y TEAC y una correlación negativa con FRAP (-0.58). La correlación positiva indica que estos pigmentos fotosintéticos están directamente asociados a la

capacidad antioxidante en respuesta al estrés oxidativo. Tanto las clorofilas como los carotenoides actúan como antioxidantes naturales, protegiendo a las células vegetales de los daños provocados por ROS, especialmente en tejidos fotosintéticos. Los carotenoides, en particular, son efectivos extinguiendo radicales singletes de oxígeno y estabilizando membranas celulares, mientras que las clorofilas pueden contribuir indirectamente mediante el mantenimiento del equilibrio redox (Gusman et al., 2013; Maglovski et al., 2019). (Gusman et al., 2013; Maglovski et al., 2019).

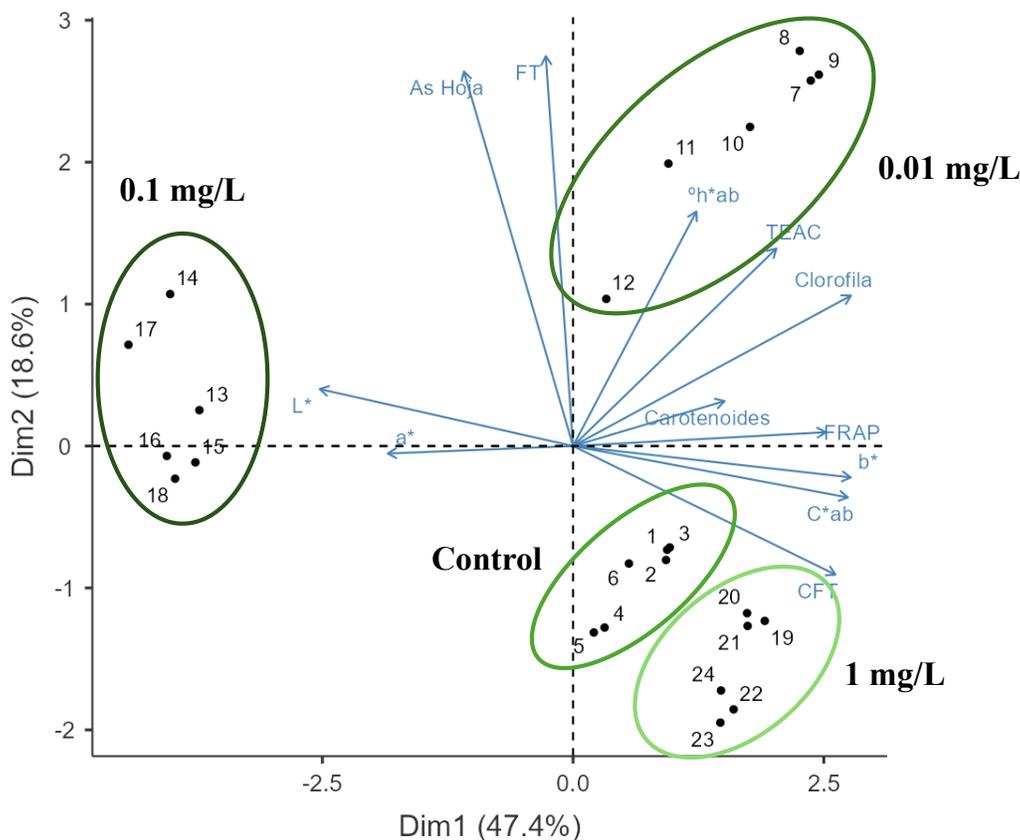
Con respecto a la distribución de los puntos experimentales (Figura 17), la mayoría de las variables de respuesta se direccionan hacia los grupos de las concentraciones de As (0.1 y 1 mg/L. En este sentido, la distancia al origen sugiere una mayor asociación con esas variables de CLO, CAR TEAC y FRAP. Se ha reportado que los compuestos bioactivos presentan actividad antioxidante, lo que podría explicar su agrupación y la correlación positiva observada en el tallo (Srivastava et al., 2017). Asimismo, se ha reportado como el As induce estrés en este tejido, lo que activa enzimas relacionadas con la biosíntesis de pigmentos como CLO Y CAR como parte de la respuesta defensiva de la planta. Por otro lado, la distancia al origen sugiere que la concentración de 0.01 mg/L sugiere una mayor asociación con esas variables (As en el tallo, CFT y FT). Esto significa la planta aún permite la absorción de As, y se transloca al tallo como parte de una respuesta inicial de defensa, posiblemente actuando como sitio de almacenamiento temporal y estimula compuestos bioactivos (Kofroňová et al., 2019b).



**Figura 17.** Análisis de componentes principales para las concentraciones de As y las propiedades bioactivas (CLO, CAR, CFT y FT) y antioxidantes (TEAC y FRAP) del tallo.

En la Figura 18 se muestra el ACP para la correlación entre las concentraciones de As con las propiedades cromáticas, bioactivas y antioxidantes de la hoja. Los dos componentes principales explicaron el 66.01 % de la varianza total (47.42 % y 18.59 %, respectivamente). Debido a esto, el primer componente presentó una correlación fuerte (0.96) positiva con  $h^*ab$ , CLO, CAR, TEAC y FRAP y una correlación negativa con  $b^*$ ,  $C^*_{ab}$ , CFT. Esta correlación positiva se debe a que las hojas con mayor contenido de pigmentos fotosintéticos como CLO y CAR presentan mayor capacidad antioxidante. Mientras tanto el segundo componente presentó una correlación fuerte (0.84) positiva con  $b^*$ ,  $C^*_{ab}$  y CFT y una correlación moderada (0.72) negativa con el contenido de As en hoja,  $L^*$ ,  $a^*$  y FT. La correlación negativa sugiere que la acumulación de As puede estar asociada con pérdida de luminosidad y reducción de ciertos flavonoides, posiblemente por daño oxidativo o afectación del metabolismo secundario (Antoine et al., 2017; Sharma, 2020). Además, la

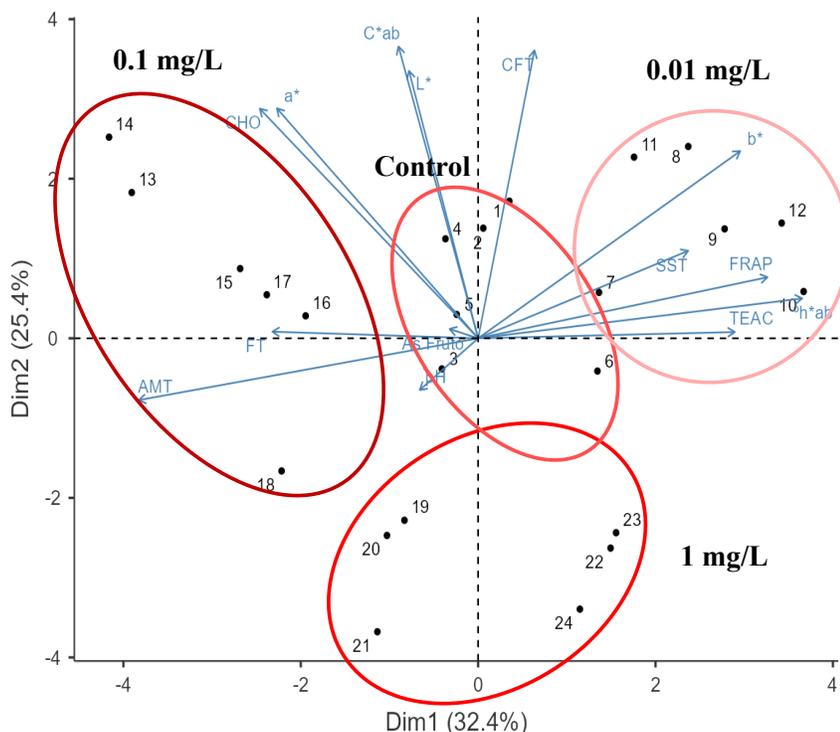
proyección de los grupos hacia las direcciones de los vectores sugiere una mayor asociación con esas variables, es decir, esta respuesta indica que el estrés por As altera tanto el color como el perfil fenólico de las hojas (Li et al., 2019; Milani et al., 2018).



**Figura 18.** Análisis de componentes principales para las concentraciones de As y las propiedades cromáticas ( $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$ ,  $C^*_{ab}$  y  $^{\circ}h^*_{ab}$ ), bioactivas (CLO, CAR, CFT y FT) y antioxidantes (TEAC y FRAP) de la hoja.

Respecto a la distribución de los puntos experimentales (Figura 18, la mayoría de las variables de respuesta se direccionan hacia la concentración más baja y alta de As (0.01 y 1 mg/L). Así, la distancia al origen para estas concentraciones sugiere una mayor asociación de las variables de respuesta ( $b^*$ ,  $C^*_{ab}$ ,  $^{\circ}h^*_{ab}$ , CLO, CAR, CFT, TEAC y FRAP). Se ha reportado que, a concentraciones bajas, el As activa respuestas defensivas y a concentraciones altas provoca un estrés mayor, lo que estimula la producción de antioxidantes y pigmentos (Maglovski et al., 2019). Estos compuestos, relacionados con la fotosíntesis y la protección celular, aumentan en la hoja para ayudarla a mantenerse funcional frente al daño (Saqib et al., 2023; Shirko et al., 2018).

La Figura 19 muestra el ACP para la correlación entre las concentraciones de As con las propiedades fisicoquímicas, bioactivas y antioxidantes de la fresa. Los dos componentes principales explicaron el 57.76 % de la varianza total (32.41 % y 25.35 %, respectivamente). El primer componente presentó una correlación fuerte (0.97) positiva con el contenido de As en fresa, pH, FT y AMT y una correlación negativa  $L^*$ ,  $a^*$ ,  $C^*_{ab}$  y CHO. Estas correlaciones pueden interpretarse como una respuesta adaptativa de la fresa ante la presencia de arsénico. Estudios han indicado que la acumulación de arsénico en plantas puede inducir la síntesis de ciertos antioxidantes específicos, como flavonoides, que actúan para mitigar el estrés oxidativo provocado por este metaloide (Bystricka et al., 2016; Yang et al., 2022). Además, un aumento del pH podría estar relacionado con cambios metabólicos en la fruta causados por la toxicidad. Mientras que la reducción en el color puede reflejar daño en los pigmentos naturales y una maduración alterada, mientras que la disminución de carbohidratos puede indicar un metabolismo afectado. Mientras que el segundo componente presentó una correlación fuerte (0.90) positiva  $b$ ,  $h^*_{ab}$ , SST, CFT, TEAC y FRAP y una correlación negativa con el contenido de As en fresa, pH, FT y AMT. Esto puede deberse a que la presencia de As afecta negativamente, disminuyendo el pH y ciertos antioxidantes específicos, posiblemente por estrés oxidativo o daño metabólico (Y. Li & Wang, 2024; Ricci et al., 2023).



**Figura 19.** Análisis de componentes principales para las concentraciones de As y propiedades fisicoquímicas ( $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$ ,  $C^*_{ab}$ ,  $h^*_{ab}$ , pH y SST), bioactivas (CFT, FT y AMT) y antioxidantes (TEAC y FRAP) del fruto.

Respecto a la distribución de los puntos experimentales (Figura 20), la dirección del origen sugiere una mayor asociación con las variables a concentraciones de 0.01 y 0.1 mg/L. Así, la distancia al origen para estas concentraciones sugiere un mayor contenido de  $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$ ,  $C^*_{ab}$ ,  $h^*_{ab}$ , pH, CFT, TEAC y FRAP y CHO. Esto sucede porque a bajas concentraciones de As genera un estrés que la planta puede tolerar, lo que mejora su calidad general (Saldaña-Robles et al., 2024; Samanta et al., 2022). Sin embargo, cuando la concentración de As es alta, el daño que causa reduce estos beneficios y afecta negativamente la calidad de la fruta.

## 7.8 Análisis *in silico*

### 7.8.1 Complejo entre compuestos fenólicos y NAC (1UT4)

Para predecir posibles acoplamientos moleculares ocasionados por el As en la regulación de la respuesta antioxidante en plantas, se realizó un análisis *in silico* utilizando la proteína NAC (1UT4). En este se evaluó si el compuesto fenólico solo o complejo compuesto fenólico-As,

puede interactuar directamente con el dominio de unión al ADN de la NAC, afectando su capacidad de regular genes antioxidantes como SOD y CAT. Por lo anterior, en condiciones de presencia de As las plantas experimentan un incremento en los niveles de estrés oxidativo debido a la sobreproducción de ROS, lo que altera la homeostasis celular y provoca daños en lípidos, proteínas y ADN (Siddiqui et al., 2020; Solórzano et al., 2020). Por lo tanto, las plantas activan sistemas de defensa antioxidante complejos que incluyen componentes enzimáticos (como SOD, CAT y GSH) como redes reguladoras que modulan la expresión génica frente al estrés (Martínez-Castillo et al., 2022; I. Sharma, 2020; Solórzano et al., 2020). Dentro de estas redes, los factores de transcripción NAC desempeñan un papel fundamental en la regulación de genes involucrados en la respuesta al estrés oxidativo, la desintoxicación y la muerte celular (Fuertes-Aguilar & Matilla, 2024; Hu et al., 2010; Nuruzzaman et al., 2013). La estructura cristalina del dominio de unión al ADN de un factor NAC (1UT4) revela un plegamiento  $\alpha/\beta$  altamente conservado, que permite la interacción específica con secuencias de ADN blanco, regulando así la transcripción génica bajo condiciones de estrés abiótico (Zhu et al., 2014). Estudios recientes han demostrado que algunos factores NAC se activan durante el estrés por As y pueden participar en la modulación de defensas antioxidantes, incluyendo la sobreexpresión de enzimas eliminadoras de ROS y genes relacionados con el transporte y secuestro de metales (Nuruzzaman et al., 2013; Pooam et al., 2023)

Los factores de transcripción NAC, como el dominio representado por la proteína 1UT4, juegan un papel fundamental en la respuesta de las plantas al estrés oxidativo generado por la exposición de metales pesados como el As (Di et al., 2021; He et al., 2021). Estos factores se activan mediante modificaciones postraduccionales como fosforilación, ubiquitinación y cambios redox. Una vez activados, los NAC se translocan al núcleo y promueven la expresión de genes involucrados en la defensa antioxidante y detoxificación, contribuyendo a mitigar el daño celular y a mantener la homeostasis redox en las plantas (He et al., 2021; Nakashima et al., 2012). Entre los genes regulados por NAC se incluyen los que codifican para enzimas clave como la SOD y CAT, que participan en la neutralización de especies reactivas de oxígeno y en la protección contra el daño oxidativo inducido por el As (Amna et al., 2020; Fuertes-Aguilar & Matilla, 2024).

Debido a esto, la Tabla 14 muestra los resultados del análisis de acoplamiento molecular, los valores energéticos de las interacciones entre el complejo compuestos fenólicos identificados en la fresa y NAC (1UT4). Además, se muestran las principales interacciones como las fuerzas electrostáticas, las fuerzas electrostáticas de largo alcance, el enlace de hidrógeno (ligado a hidrógeno), las fuerzas de Van der Waals y la energía total de interacción (E). Además, se incluye la eficiencia del ligando (EL) como medida de la afinidad de enlace, que representa la energía aportada por átomo en el caso de los ligandos ( $EL = E/\text{número de átomos pesados}$ ).

Primeramente, los valores de LE indican la afinidad energética de los ligandos en relación con su tamaño, los compuestos fenólicos encontrados en las fresas estudiadas y estos valores oscilaron entre -3.37 y -7.87 kcal/mol (ver Tabla 14). Según su EL, los compuestos fenólicos pueden clasificarse en tres grupos: alta afinidad ( $EL \leq -5.5$  kcal/mol) como el ácido p-hidroxibenzoico (-7.87 kcal/mol, ácido ferúlico (-7.69 kcal/mol), ácido vanílico (-7.51 kcal/mol) y ácido gálico (-7.19 kcal/mol); afinidad moderada (EL entre -5.0 y -5.5 kcal/mol) y baja afinidad ( $EL > -5.0$  kcal/mol) como el ácido clorogénico (-4.75 kcal/mol), quercetina (-4.79 kcal/mol) y rutina (-3.37 kcal/mol) (Ejembi et al., 2021; Yener et al., 2020). Se han reportado valores de EL de -3.2 a -7.8 kcal/mol para la interacción entre diferentes compuestos y una proteína NAC (dominio de unión al ADN de un factor NAC; código PDB: 1UT4) (Kumar et al., 2024; Zhu et al., 2014). Las diferencias entre nuestros resultados y lo ya reportado podría atribuirse a variaciones en la estructura de los compuestos acoplados, así como a diferencias en la proteína diana utilizada (Díaz-Cervantes et al., 2023; Hassane et al., 2022; Muthuramalingam et al., 2017).

Con respecto a los resultados de E, el ácido clorogénico (-128.37 kcal/mol) y la rutina (-145.01 kcal/mol) presentaron los valores más bajos por lo que se podrían formar interacciones más estables con el complejo del compuesto fenólico y NAC (Ashok Kumar et al., 2024; Lindemose et al., 2014). Otros compuestos que también destacaron por sus bajos valores fueron el ácido ferúlico (-107.72 kcal/mol) y la quercetina (-105.52 kcal/mol). Mientras que los valores encontrados para las interacciones electrostáticas fueron de -0.80 kcal/mol a 0.90 kcal/mol, y los valores de las interacciones electrostáticas de largo alcance oscilaron de -0.70 kcal/mol y 0.60 kcal/mol. Esto indica que las interacciones individuales son aquellas que desempeñan un papel crucial en la determinación de la afinidad de unión

(Kumar et al., 2024; Zhu et al., 2014). Además, las interacciones con enlaces de hidrogeno fueron de -3.80 kcal/mol a -11.51 kcal/mol. Mientras que los valores energéticos de los enlaces de hidrogeno y las fuerzas de van der Waals contribuyen a la alta afinidad de unión observada principalmente en los flavonoides (Hassane et al., 2022; Yener et al., 2020).

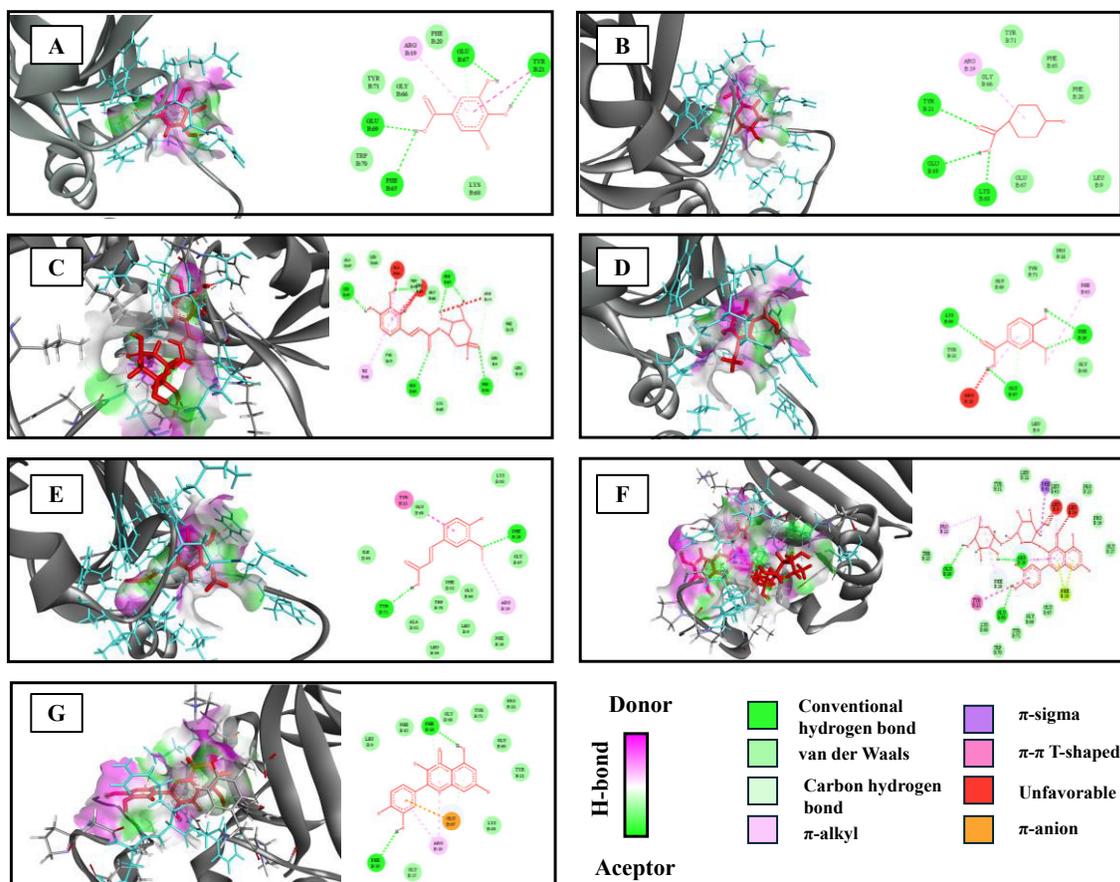
De acuerdo con los resultados que obtuvimos, los flavonoides presentaron los valores de EL más altos y los valores de E más bajos (ver Tabla 14). Esto podría deberse a que pueden interactuar con NAC (1UT4), pero estas son menos favorables en ácidos fenólicos. También podría estar relacionado con el peso y el tamaño de las moléculas, ya que, al ser más grandes, los flavonoides contienen un mayor número de átomos y grupos químicos que pueden formar interacciones individuales, lo que se refleja en sus valores de E (Ejembí et al., 2021; Yener et al., 2020).

**Tabla 14.** Resultados de acoplamiento molecular de compuestos fenólicos de fresa contra 1UT4.

Compuesto	Interacción energía/afinidad (kcal/mol)					Eficiencia de ligando
	Interacciones electrostáticas	electrostática de largo alcance	Puentes de hidrogeno	van der Waals	Energía	
<i>Ácidos fenólicos</i>						
Gálico	0.90	-0.79	-8.19	-24.40	-86.29	-7.19
P-hidroxibenzoico	0.38	-0.51	-9.46	-21.12	-78.75	-7.87
Clorogénico	0.00	0.00	-11.51	-25.71	-128.37	-4.75
Vanílico	-1.42	0.60	-7.89	-29.52	-90.15	-7.51
Ferúlico	-0.80	0.51	-3.80	-20.54	-107.72	-7.69
<i>Flavonoides</i>						
Rutina	0.89	-0.52	-6.95	-32.55	-145.01	-3.37
Quercetina	-0.56	-0.01	-6.09	-29.64	-105.52	-4.79

La Figura 20 muestra las superficies de interacción entre los compuestos fenólicos y NAC, las principales interacciones se muestran en esta. Además, se muestran tanto las superficies de proteína-ligando modeladas en 3D (izquierda) como los diagramas de interacción de aminoácidos modelados en 2D (derecha) para cada compuesto fenólico. Para todos los compuestos fenólicos, los resultados del acoplamiento presentaron que las interacciones de la proteína-ligando ocurrieron directamente en el sitio de unión de ADN de NAC (1UT4). Debido a esto, los compuestos fenólicos podrían inhibir la actividad de unión de NAC mediante competencia espacial (Díaz-Cervantes et al., 2021, 2023). Además, la mayoría de las interacciones energéticas individuales, descritas previamente en la Tabla 14, se observaron para todos los compuestos fenólicos, destacando la presencia de fuerzas de unión de hidrógeno (líneas de puntos verdes) y de Van de Waals (líneas de puntos verde claro) como contribuyentes clave a la afinidad de unión.

Aunque NAC posee varios dominios funcionales, el dominio N-terminal (estructuralmente representado por la proteína 1UT4) contiene el sitio de unión al ADN, el cual es esencial para su función reguladora (Kumar et al., 2024; Shiriga et al., 2014; Zhu et al., 2014). Este dominio presenta un pliegue tipo  $\alpha/\beta$  altamente conservado, compuesto por una hoja  $\beta$  central rodeada por hélices  $\alpha$ , que permite el reconocimiento específico de secuencias promotoras de genes relacionados con la defensa antioxidante (Ooka et al., 2003; Ernst et al., 2004). En nuestro estudio Lys68, Phe65, Arg19 y Glu69 se identificaron como residuos clave que interactúan con los compuestos fenólicos de las fresas (Figura 20A, B, C, D, E, F y G), participan directamente en la unión al ADN mediante la formación de puentes de hidrógeno y enlaces electrostáticos con las bases nitrogenadas. En este contexto, la interacción de compuestos fenólicos con estos residuos podría afectar la capacidad de NAC para unirse al ADN, interfiriendo con su función como activador transcripcional. Esta modulación estructural podría alterar la capacidad del factor NAC para activar genes relacionados con el estrés oxidativo, tales como aquellos que codifican para SOD y CAT.



**Figura 20.** Interacciones moleculares entre el complejo proteico 1UT4-NAC y ácidos fenólicos individuales (A: gálico, B: p-hidroxibenzoico, C: clorogénico, D: vanílico y E: ferúlico) y flavonoides (F: rutina y G: quercetina). Las líneas punteadas indican las principales interacciones proteína-ligando, codificadas por color de la siguiente manera: enlace de hidrógeno convencional (verde limón), fuerzas de Van der Waals (verde claro), enlace carbono-hidrógeno (azul claro), interacción  $\pi$ -alquilo (rosa claro),  $\pi$ -sigma (morado), interacción  $\pi$ - $\pi$  (rosa), interacción desfavorable (rojo) e interacción  $\pi$ -anión (naranja). En los diagramas 3D, los compuestos fenólicos se representan en rojo, la proteína 1UT4 se muestra en gris y sus residuos de aminoácidos se representan como azul. Las nubes violetas y verdes alrededor de cada compuesto ilustran la superficie donante y aceptora unida a H.

### 7.8.2 Compuestos fenólicos con As y NAC (1UT4)

En la Tabla 15 se muestran los resultados del análisis de acoplamiento molecular, los valores energéticos de las interacciones entre el complejo compuestos fenólicos identificados en la fresa con As y NAC. Primeramente, se muestran los compuestos fenólicos encontrados en las fresas estudiadas y estos valores oscilaron entre -3.37 y -7.40 kcal/mol. Según su EL, los compuestos fenólicos presentaron alta afinidad ( $EL \leq -5.5$  kcal/mol) como el ácido ferúlico

(-7.40 kcal/mol), ácido vanílico (-7.7 kcal/mol), ácido p-hidroxibenzoico (-6.97 kcal/mol), ácido gálico (-6.50 kcal/mol) afinidad moderada como la quercetina (-5.18 kcal/mol) y baja afinidad ( $EL > -5.0$  kcal/mol) como el ácido clorogénico (-4.75 kcal/mol) y rutina (-3.37 kcal/mol) (Ejembi et al., 2021; Hassane et al., 2022; Yener et al., 2020).

Con respecto a los resultados de E, el ácido ferúlico (-133.25 kcal/mol) y la rutina (-164.42 kcal/mol) presentaron los valores más bajos por lo que se podrían formar interacciones más estables con el complejo del compuesto fenólico y NAC. Otros compuestos que también destacaron por sus bajos valores fueron el ácido clorogénico (-128.37 kcal/mol) y la quercetina (-129.74 kcal/mol). A pesar de que no se observaron interacciones electrostáticas entre los complejos fenólicos-As y la proteína NAC (1UT4), los resultados mostraron la presencia de puentes de hidrógeno (-6.95 y 12.90 kcal/mol), lo cual indica que estas interacciones contribuyen de forma importante a la afinidad del ligando. Los grupos funcionales polares presentes en los compuestos fenólicos permiten establecer enlaces con residuos clave del sitio de unión, estabilizando la unión al dominio NAC (He et al., 2021). Este tipo de interacciones, junto con las fuerzas de Van der Waals e interacciones hidrofóbicas, pueden compensar la ausencia de cargas netas, favoreciendo la formación de complejos estables incluso en ausencia de contribuciones electrostáticas directas (Bo et al., 2024).

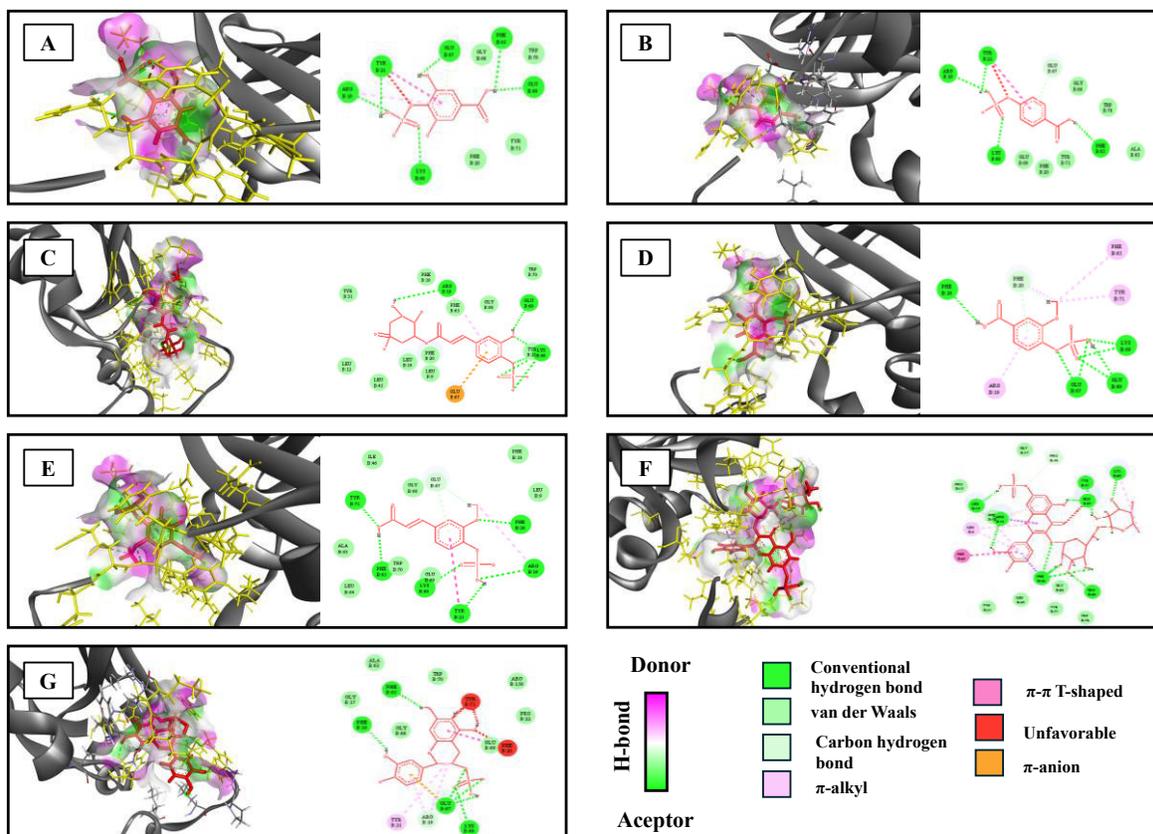
En comparación con el acoplamiento molecular compuesto fenólico-NAC (1UT4) (ver Tabla 14), los complejos fenólicos-As mostraron enlaces por puente de hidrógeno y fuerzas de Van der Waals más intensos y numerosos con residuos clave del dominio NAC (1UT4), lo que se traduce en energías de interacción global más favorables. En consecuencia, los complejos fenólicos-As tienen mayor afinidad *in silico* que el compuesto fenólico solo, lo que podría potenciar la modulación de la conformación proteica y, por ende, la regulación de la expresión de enzimas antioxidantes (Nakashima et al., 2012; Nuruzzaman et al., 2013).

**Tabla 15.** Resultados de acoplamiento molecular de compuestos fenólicos de fresa con As y NAC (1UT4).

Compuesto	Interacción energía/afinidad (kcal/mol)					Eficiencia de ligando
	Interacciones electrostáticas	electrostática de largo alcance	Puentes de hidrogeno	van der Waals	Energía	
<i>Ácidos fenólicos</i>						
Gálico	0.00	0.00	-12.90	-26.48	-104.10	-6.50
p-hidroxibenzoico	0.00	0.00	-11.01	-16.40	-97.62	-6.97
Clorogénico	0.00	0.00	-11.51	-25.71	-128.37	-4.75
Vanílico	0.00	0.00	-17.22	-25.29	-118.01	-7.37
Ferúlico	0.00	0.00	-10.38	-30.55	-133.25	-7.40
<i>Flavonoides</i>						
Rutina	0.00	0.00	-6.95	-32.55	-164.42	-3.37
Quercetina	0.00	0.00	-16.16	-51.40	-129.74	-5.18

La Figura 21 muestra las superficies de interacción entre los compuestos fenólicos y NAC, las principales interacciones se muestran en esta. Además, se muestran tanto las superficies de proteína-ligando modeladas en 3D (izquierda) como los diagramas de interacción de aminoácidos modelados en 2D (derecha) para cada compuesto fenólico. Para todos los compuestos fenólicos, los resultados del acoplamiento presentaron que las interacciones de la proteína-ligando-As ocurrieron directamente en el sitio activo de NAC. Debido a esto, los compuestos fenólicos podrían inhibir la actividad de unión de NAC mediante competencia espacial (Díaz-Cervantes et al., 2021). Además, la mayoría de las interacciones energéticas individuales, descritas previamente como valores numéricos, se visualizaron para todos los compuestos fenólicos, destacando la presencia de fuerzas de unión de hidrógeno (líneas de puntos verdes) y de Van de Waals (líneas de puntos verde claro) como contribuyentes clave a la afinidad de unión.

Nuestros resultados indican que los compuestos fenólicos derivados del ácido gálico mostraron afinidad por residuos como Lys68, Phe20, Arg19 y Glu67 lo cual sugiere que estos metabolitos podrían modular la actividad del factor NAC al competir por su sitio de unión al ADN o inducir cambios conformacionales (Figura 21A, B, C, D, E, F y G). Además, la interacción de compuestos fenólicos con estos residuos podría afectar la capacidad de NAC para unirse al ADN, interfiriendo con su función como activador transcripcional. Esta modulación estructural podría alterar la capacidad del factor NAC para activar genes relacionados con el estrés oxidativo, tales como aquellos que codifican para SOD y CAT.



**Figura 21.** Interacciones moleculares entre el complejo proteico 1UT4-NAC y ácidos fenólicos individuales con As (A: gálico, B: p-hidroxibenzoico, C: clorogénico, D: vanílico y E: ferúlico) y flavonoides (F: rutina y G: quercetina). Las líneas punteadas indican las principales interacciones proteína-ligando, codificadas por color de la siguiente manera: enlace de hidrógeno convencional (verde limón), fuerzas de Van der Waals (verde claro), enlace carbono-hidrógeno (azul claro), interacción  $\pi$ -alquilo (rosa claro),  $\pi$ -interacción  $\pi$ - $\pi$  (rosa), interacción desfavorable (rojo) e interacción  $\pi$ -anión (naranja). En los diagramas 3D, los compuestos fenólicos se representan en rojo, la proteína 1UT4 se muestra en gris y sus residuos de aminoácidos se representan como amarillo. Las nubes violetas y verdes alrededor de cada compuesto ilustran la superficie donante y aceptora unida a H.

## VIII. CONCLUSIONES Y PERSPECTIVAS FUTURAS

En esta investigación mostramos el impacto que tiene el As sobre las estructuras vegetales planta de fresa. En cuanto a la absorción de As, se observó que el orden de traslocación y acumulación fue raíz>tallo<hoja y fruto estos aumentaron a concentraciones bajas (0.01 mg/L) mientras que a concentraciones altas (1mg/L) aunque la planta continuó asimilando el As, este se acumuló principalmente en la raíz. Esto sugiere un posible mecanismo de defensa para evitar su transporte hacia los órganos comestibles, como una estrategia de tolerancia al estrés por As.

Por otro lado, los efectos del As sobre algunos compuestos derivados del metabolismo secundario como los pigmentos CLO y CAR, CFT y FCT pueden tener algún estímulo en su producción a concentraciones bajas de As, pero a concentraciones más altas de estos disminuyen. De igual manera, estos efectos se observaron en la caracterización de metabolitos secundarios en la fresa. Además, los ACP sugieren en las correlaciones que, a bajas concentraciones de As podría estar relacionado con una mayor actividad antioxidante, mientras que a concentraciones más altas se observó una mayor asociación con variables indicativas de daño oxidativo, dependiendo de la estructura vegetal.

Los compuestos fenólicos interactúan con As y el dominio NAC (1UT4), lo que podría favorecer la activación de enzimas antioxidantes como SOD y CAT, contribuyendo a la detoxificación y respuesta antioxidante en plantas.

En futuras investigaciones, se podría trabajar en las interacciones entre las distintas rutas metabólicas en condiciones de estrés por As, sobre todo para identificar nuevas vías de regulación susceptibles de ser utilizadas para incrementar la tolerancia en las plantas.

Además, se podrían seguir investigando los efectos del As en los cultivos agrícolas y desarrollar estrategias para contrarrestar sus efectos negativos en las propiedades fisiológicas y bioactivas en plantas de consumo humano.

## IX. REFERENCIAS

- Afrin, S., Gasparri, M., Forbes-Hernandez, T. Y., Reboredo-Rodriguez, P., Mezzetti, B., Varela-López, A., Giampieri, F., & Battino, M. (2016). Promising Health Benefits of the Strawberry: A Focus on Clinical Studies. In *Journal of Agricultural and Food Chemistry* (Vol. 64, Issue 22, pp. 4435–4449). American Chemical Society. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.6b00857>
- Ahmed, G. J., & Yang, Y. (2022). Anthocyanin-mediated arsenic tolerance in plants. In *Environmental Pollution* (Vol. 292). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2021.118475>
- Alam, M. Z., Carpenter-Boggs, L., Hoque, M. A., & Ahmed, G. J. (2020). Effect of soil amendments on antioxidant activity and photosynthetic pigments in pea crops grown in arsenic contaminated soil. *Heliyon*, 6(11). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2020.e05475>
- Alidokht, L., Anastopoulos, I., Ntarlagiannis, D., Soupios, P., Tawabini, B., Kalderis, D., & Khataee, A. (2021). Recent advances in the application of nanomaterials for the remediation of arsenic-contaminated water and soil. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 9(4). <https://doi.org/10.1016/j.jece.2021.105533>
- Al-Makishah, N. H., Taleb, M. A., & Barakat, M. A. (2020). Arsenic bioaccumulation in arsenic-contaminated soil: a review. In *Chemical Papers* (Vol. 74, Issue 9, pp. 2743–2757). Springer. <https://doi.org/10.1007/s11696-020-01122-4>
- Amna, S., Qamar, S., Turab Naqvi, A. A., Al-Huqail, A. A., & Qureshi, M. I. (2020). Role of sulfur in combating arsenic stress through upregulation of important proteins, and in-silico analysis to study the interaction between phosphate transporter (PHO1), arsenic and phosphate in spinach. *Plant Physiology and Biochemistry*, 157, 348–358. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2020.11.002>
- Anawar, H. M., Rengel, Z., Damon, P., & Tibbett, M. (2018). Arsenic-phosphorus interactions in the soil-plant-microbe system: Dynamics of uptake, suppression and toxicity to plants. *Environmental Pollution*, 233, 1003–1012. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2017.09.098>
- Antoine, J. M. R., Fung, L. A. H., & Grant, C. N. (2017). Assessment of the potential health risks associated with the aluminium, arsenic, cadmium and lead content in selected fruits and vegetables grown in Jamaica. *Toxicology Reports*, 4, 181–187. <https://doi.org/10.1016/j.toxrep.2017.03.006>
- Armendariz, A. L., Talano, M. A., Travaglia, C., Reinoso, H., Wevar Oller, A. L., & Agostini, E. (2016). Arsenic toxicity in soybean seedlings and their attenuation

- mechanisms. *Plant Physiology and Biochemistry*, 98, 119–127. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2015.11.021>
- Ashok Kumar, K., Prashanth, B., Anjana Priyadarshani, K., Kavi Kishor, P. B., & Prashant, S. (2024). In Silico Identification and Gene Expression Analysis of SNAC Subgroup of NAC Superfamily Members in *Zea mays*. *Current Trends in Biotechnology and Pharmacy*, 18(1), 1531–1547. <https://doi.org/10.5530/ctbp.2024.1.2>
- Banerjee, A., Samanta, S., Singh, A., & Roychoudhury, A. (2020a). Deciphering the molecular mechanism behind stimulated co-uptake of arsenic and fluoride from soil, associated toxicity, defence and glyoxalase machineries in arsenic-tolerant rice. *Journal of Hazardous Materials*, 390. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2019.121978>
- Banerjee, A., Samanta, S., Singh, A., & Roychoudhury, A. (2020b). Deciphering the molecular mechanism behind stimulated co-uptake of arsenic and fluoride from soil, associated toxicity, defence and glyoxalase machineries in arsenic-tolerant rice. *Journal of Hazardous Materials*, 390. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2019.121978>
- Beniwal, R., Yadav, R., & Ramakrishna, W. (2023). Multifarious Effects of Arsenic on Plants and Strategies for Mitigation. In *Agriculture (Switzerland)* (Vol. 13, Issue 2). MDPI. <https://doi.org/10.3390/agriculture13020401>
- Biswas, B., Chakraborty, D., Timsina, J., Roy, D. P. Das, Adhikary, S., Das, I., Sarkar, A., Ray, B. R., Sarkar, S., Mondal, M., Kanthal, S., & Bhowmick, U. R. (2021). Replacing winter rice in non-traditional areas by strawberry reduces arsenic bioaccumulation, and improves water productivity and profitability. *Science of the Total Environment*, 788. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.147810>
- Biswas, B., Ghosh, T., Chakraborty, D., Banerjee, S., Mandal, B. N., & Saha, S. (2024). Modelling the impact of different irrigation regimes and mulching on strawberry crop growth and water use in the arsenic-contaminated Bengal basin. *Scientific Reports*, 14(1), 9586. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-56664-4>
- Bo, C., Liu, D., Yang, J., Ji, M., Li, Z., Zhu, Y., Duan, Y., Xue, J., & Xue, T. (2024). Comprehensive in silico characterization of NAC transcription factor family of *Pinellia ternata* and functional analysis of PtNAC66 under high-temperature tolerance in transgenic *Arabidopsis thaliana*. *Plant Physiology and Biochemistry*, 208. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2024.108539>
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). *Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity* (Vol. 28).

- Bystricka, J., Musilova, J., Trebichalsky, P., Tomas, J., Stanovic, R., Bajcan, D., & Kavalcova, P. (2016). The relationships between content of heavy metals in soil and in strawberries. *International Journal of Phytoremediation*, *18*(6), 553–558. <https://doi.org/10.1080/15226514.2015.1086304>
- Cervantes, L., Martínez-Ferri, E., Soria, C., & Ariza, M. T. (2020). Bioavailability of phenolic compounds in strawberry, raspberry and blueberry: Insights for breeding programs. *Food Bioscience*, *37*. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2020.100680>
- Chandrakar, V., Pandey, N., & Keshavkant, S. (2018). Plant responses to arsenic toxicity: Morphology and physiology. In *Mechanisms of Arsenic Toxicity and Tolerance in Plants* (pp. 27–48). Springer Singapore. [https://doi.org/10.1007/978-981-13-1292-2\\_2](https://doi.org/10.1007/978-981-13-1292-2_2)
- Cozzolino, R., Pace, B., Palumbo, M., Laurino, C., Picariello, G., Siano, F., De Giulio, B., Pelosi, S., & Cefola, M. (2021). Profiles of volatile and phenolic compounds as markers of ripening stage in candonga strawberries. *Foods*, *10*(12). <https://doi.org/10.3390/foods10123102>
- De Souza, V. R., Pereira, P. A. P., Da Silva, T. L. T., De Oliveira Lima, L. C., Pio, R., & Queiroz, F. (2014a). Determination of the bioactive compounds, antioxidant activity and chemical composition of Brazilian blackberry, red raspberry, strawberry, blueberry and sweet cherry fruits. *Food Chemistry*, *156*, 362–368. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.01.125>
- De Souza, V. R., Pereira, P. A. P., Da Silva, T. L. T., De Oliveira Lima, L. C., Pio, R., & Queiroz, F. (2014b). Determination of the bioactive compounds, antioxidant activity and chemical composition of Brazilian blackberry, red raspberry, strawberry, blueberry and sweet cherry fruits. *Food Chemistry*, *156*, 362–368. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.01.125>
- Deng, F., Liu, X., Chen, Y., Rathinasabapathi, B., Rensing, C., Chen, J., Bi, J., Xiang, P., & Ma, L. Q. (2020). Aquaporins mediated arsenite transport in plants: Molecular mechanisms and applications in crop improvement. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, *50*(16), 1613–1639. <https://doi.org/10.1080/10643389.2019.1662704>
- Di, X., Zheng, F., Norton, G. J., Beesley, L., Zhang, Z., Lin, H., Zhi, S., Liu, X., & Ding, Y. (2021). Physiological responses and transcriptome analyses of upland rice following exposure to arsenite and arsenate. *Environmental and Experimental Botany*, *183*. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2020.104366>
- Díaz-Cervantes, E., Robles, J., Solà, M., & Swart, M. (2023). The peptide bond rupture mechanism in the serine proteases: an in silico study based on sequential scale

- models. *Physical Chemistry Chemical Physics*, 25(11), 8043–8049. <https://doi.org/10.1039/d2cp04872h>
- Díaz-Cervantes, E., Zenteno-Zúñiga, C., Rodríguez-González, V., & Aguilera-Granja, F. (2021). Design of ZnO-Drug Nanocarriers against the Main Protease of SARS-CoV-2 (COVID-19): An In Silico Assay. *Applied Nano*, 2(3), 257–266. <https://doi.org/10.3390/applnano2030018>
- Du, F., Liu, P., Wang, K., Yang, Z., & Wang, L. (2020). Ionic responses of rice plants to the stresses of different arsenic species in hydroponics. *Chemosphere*, 243. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2019.125398>
- Ejembi, S. A., Johnson, T. O., Dabak, J. D., Akinsanmi, A. O., Oche, J.-R. I., & Francis, T. (2021). Analysis of the oxidative stress inhibition potentials of *Artemisia annua* and its bioactive compounds through in vitro and in silico studies. *Journal of Pharmacy & Bioresources*, 18(3), 245–259. <https://doi.org/10.4314/jpb.v18i3.9>
- Farooq, M. A., Islam, F., Ali, B., Najeeb, U., Mao, B., Gill, R. A., Yan, G., Siddique, K. H. M., & Zhou, W. (2016). Arsenic toxicity in plants: Cellular and molecular mechanisms of its transport and metabolism. In *Environmental and Experimental Botany* (Vol. 132, pp. 42–52). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2016.08.004>
- Fernández-Cabanás, V. M., Delgado, A., Lobillo-Eguibar, J. R., & Pérez-Urrestarazu, L. (2022). Early production of strawberry in aquaponic systems using commercial hydroponic bands. *Aquacultural Engineering*, 97. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2022.102242>
- Ferreira, W. F. de S., de Alencar, E. R., Alves, H., Ribeiro, J. L., & da Silva, C. R. (2017). Influência do pH na eficácia da água ozonizada no controle de microrganismos e efeito na qualidade de morango (*Fragaria x ananassa* Duch.) armazenado. *Ciencia e Agrotecnologia*, 41(6), 692–700. <https://doi.org/10.1590/1413-70542017416013317>
- Finnegan, P. M., & Chen, W. (2012). Arsenic toxicity: The effects on plant metabolism. *Frontiers in Physiology*, 3 JUN. <https://doi.org/10.3389/fphys.2012.00182>
- Fuertes-Aguilar, J., & Matilla, A. J. (2024). Transcriptional Control of Seed Life: New Insights into the Role of the NAC Family. In *International Journal of Molecular Sciences* (Vol. 25, Issue 10). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/ijms25105369>
- Gautam, A., Pandey, A. K., & Dubey, R. S. (2020). Unravelling molecular mechanisms for enhancing arsenic tolerance in plants: A review. In *Plant Gene* (Vol. 23). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.plgene.2020.100240>

- Ghorbani, A., Tafteh, M., Roudbari, N., Pishkar, L., Zhang, W., & Wu, C. (2021). Piriformospora indica augments arsenic tolerance in rice (*Oryza sativa*) by immobilizing arsenic in roots and improving iron translocation to shoots. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 209. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2020.111793>
- González de las Torres, A. I., Giráldez, I., Martínez, F., Palencia, P., Corns, W. T., & Sánchez-Rodas, D. (2020a). Arsenic accumulation and speciation in strawberry plants exposed to inorganic arsenic enriched irrigation. *Food Chemistry*, 315. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.126215>
- González de las Torres, A. I., Giráldez, I., Martínez, F., Palencia, P., Corns, W. T., & Sánchez-Rodas, D. (2020b). Arsenic accumulation and speciation in strawberry plants exposed to inorganic arsenic enriched irrigation. *Food Chemistry*, 315. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.126215>
- González de las Torres, A. I., Giráldez, I., Martínez, F., Palencia, P., Corns, W. T., & Sánchez-Rodas, D. (2020c). Arsenic accumulation and speciation in strawberry plants exposed to inorganic arsenic enriched irrigation. *Food Chemistry*, 315. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.126215>
- González-Moscoso, M., Martínez-Villegas, N. V., Cadenas-Pliego, G., Benavides-Mendoza, A., Del Carmen Rivera-Cruz, M., González-Morales, S., & Juárez-Maldonado, A. (2019). Impact of silicon nanoparticles on the antioxidant compounds of tomato fruits stressed by arsenic. *Foods*, 8(12). <https://doi.org/10.3390/foods8120612>
- Gusman, G. S., Oliveira, J. A., Farnese, F. S., & Cambraia, J. (2013). Arsenate and arsenite: The toxic effects on photosynthesis and growth of lettuce plants. *Acta Physiologiae Plantarum*, 35(4), 1201–1209. <https://doi.org/10.1007/s11738-012-1159-8>
- Haida, M., El Khalloufi, F., Mugani, R., Redouane, E. M., Campos, A., Vasconcelos, V., & Oudra, B. (2022). Effects of Irrigation with Microcystin-Containing Water on Growth, Physiology, and Antioxidant Defense in Strawberry *Fragaria vulgaris* under Hydroponic Culture. *Toxins*, 14(3). <https://doi.org/10.3390/toxins14030198>
- Hajiboland, R., Moradtalab, N., Eshaghi, Z., & Feizy, J. (2018). Effect of silicon supplementation on growth and metabolism of strawberry plants at three developmental stages. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 46(2), 144–161. <https://doi.org/10.1080/01140671.2017.1373680>
- Hassane, A. M. A., Hussien, S. M., Abouelela, M. E., Taha, T. M., Awad, M. F., Mohamed, H., Hassan, M. M., Hassan, M. H. A., Abo-Dahab, N. F., & El-Shanawany, A. R. A. (2022). In Vitro and In Silico Antioxidant Efficiency of Bio-

- Potent Secondary Metabolites From Different Taxa of Black Seed-Producing Plants and Their Derived Mycoendophytes. *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology*, 10. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2022.930161>
- He, Z., Zhang, Y., Zhang, H., Zhou, C., Ma, Q., Deng, P., Lu, M., Mou, Z., Lin, M., Yang, L., Li, Y., Yue, Y., Pi, H., Lu, Y., He, M., Zhang, L., Chen, C., Zhou, Z., & Yu, Z. (2021). NAC antagonizes arsenic-induced neurotoxicity through TMEM179 by inhibiting oxidative stress in Oli-neu cells. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 223. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2021.112554>
- Hernandez-Martínez, N. R., Blanchard, C., & Wells, D. (2023a). *Current State and Future Perspectives of Commercial Strawberry Production: A review 2*. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304423823000687>
- Hernandez-Martínez, N. R., Blanchard, C., & Wells, D. (2023b). *Current State and Future Perspectives of Commercial Strawberry Production: A review 2*. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304423823000687>
- Hu, L., Wang, X., Wu, D., Zhang, B., Fan, H., Shen, F., Liao, Y., Huang, X., & Gao, G. (2021). Effects of organic selenium on absorption and bioaccessibility of arsenic in radish under arsenic stress. *Food Chemistry*, 344. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.128614>
- Hu, R., Qi, G., Kong, Y., Kong, D., Gao, Q., & Zhou, G. (2010). *Comprehensive Analysis of NAC Domain Transcription Factor Gene Family in Populus trichocarpa*. <http://www.phytozome.net/poplar>
- Hussain, A., Kausar, T., Din, A., Murtaza, M. A., Jamil, M. A., Noreen, S., Rehman, H. ur, Shabbir, H., & Ramzan, M. A. (2021). Determination of total phenolic, flavonoid, carotenoid, and mineral contents in peel, flesh, and seeds of pumpkin (*Cucurbita maxima*). *Journal of Food Processing and Preservation*, 45(6). <https://doi.org/10.1111/jfpp.15542>
- InfoAgrónomo. (2023, March 25). *Fases fenológicas de la fresa y sus requerimientos nutricionales*. <https://infoagronomo.net/fases-fenologicas-de-la-fresa/>
- Juárez-Aparicio, F., Morales-Arredondo, J. I., & Armienta Hernández, M. A. (2024). Simultaneous removal of fluoride and arsenic from drinking groundwater using limestones from Bajío Guanajuatense, Mexico. *Arabian Journal of Geosciences*, 17(3). <https://doi.org/10.1007/s12517-024-11896-6>
- Kalita, J., Pradhan, A. K., Shandilya, Z. M., & Tanti, B. (2018). Arsenic Stress Responses and Tolerance in Rice: Physiological, Cellular and Molecular Approaches. In *Rice Science* (Vol. 25, Issue 5, pp. 235–249). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.rsci.2018.06.007>

- Kanwar, M. K., Poonam, & Bhardwaj, R. (2015). Arsenic induced modulation of antioxidative defense system and brassinosteroids in *Brassica juncea* L. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, *115*, 119–125. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2015.02.016>
- Khan, I., Awan, S. A., Rizwan, M., Ali, S., Zhang, X., & Huang, L. (2021). Arsenic behavior in soil-plant system and its detoxification mechanisms in plants: A review. In *Environmental Pollution* (Vol. 286). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2021.117389>
- Kim, D. S., Park, K. J., Choi, J. H., Lim, J. H., & Kim, H. J. (2023). Metabolomic analysis of strawberries at different maturities according to postharvest storage period. *Scientia Horticulturae*, *321*. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2023.112283>
- Kirschbaum, D. S. (n.d.). *Características botánicas, fisiología y tipos de variedades de fresas*. <https://www.researchgate.net/publication/356251371>
- Kofronova, M., Hrdinová, A., Maskova, P., Soudek, P., Tremlova, J., Pinkas, D., & Lipavská, H. (2019). Strong antioxidant capacity of horseradish hairy root cultures under arsenic stress indicates the possible use of *Armoracia rusticana* plants for phytoremediation. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, *174*, 295–304. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.02.028>
- Kofroňová, M., Hrdinová, A., Mašková, P., Soudek, P., Tremlová, J., Pinkas, D., & Lipavská, H. (2019a). Strong antioxidant capacity of horseradish hairy root cultures under arsenic stress indicates the possible use of *Armoracia rusticana* plants for phytoremediation. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, *174*, 295–304. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.02.028>
- Kofroňová, M., Hrdinová, A., Mašková, P., Soudek, P., Tremlová, J., Pinkas, D., & Lipavská, H. (2019b). Strong antioxidant capacity of horseradish hairy root cultures under arsenic stress indicates the possible use of *Armoracia rusticana* plants for phytoremediation. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, *174*, 295–304. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.02.028>
- Kostecka-Gugała, A., & Latowski, D. (2018). Arsenic-induced oxidative stress in plants. In *Mechanisms of Arsenic Toxicity and Tolerance in Plants* (pp. 79–104). Springer Singapore. [https://doi.org/10.1007/978-981-13-1292-2\\_4](https://doi.org/10.1007/978-981-13-1292-2_4)
- Kouloumprouka Zacharaki, A., Monaghan, J. M., Bromley, J. R., & Vickers, L. H. (2024). Opportunities and challenges for strawberry cultivation in urban food production systems. In *Plants People Planet* (Vol. 6, Issue 3, pp. 611–621). John Wiley and Sons Inc. <https://doi.org/10.1002/ppp3.10475>
- Kumar, A., & Prasad, M. N. V. (2018). Plant-lead interactions: Transport, toxicity, tolerance, and detoxification mechanisms. In *Ecotoxicology and Environmental*

- Safety* (Vol. 166, pp. 401–418). Academic Press.  
<https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2018.09.113>
- Li, J., Zhao, Q., Xue, B., Wu, H., Song, G., & Zhang, X. (2019). Arsenic and nutrient absorption characteristics and antioxidant response in different leaves of two ryegrass (*Lolium perenne*) species under arsenic stress. *PLoS ONE*, *14*(11).  
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0225373>
- Li, N., Wang, J., & Song, W. Y. (2016). Arsenic uptake and translocation in plants. In *Plant and Cell Physiology* (Vol. 57, Issue 1, pp. 4–13). Oxford University Press.  
<https://doi.org/10.1093/pcp/pcv143>
- Li, Y., & Wang, F. (2024). Rapid quantitative determination method of four heavy metals in strawberry. *Cambridge Science Advance*, *2024*(2), 26–31.  
<https://doi.org/10.62852/csa/2024/12>
- Lindemose, S., Jensen, M. K., De Velde, J. Van, O'Shea, C., Heyndrickx, K. S., Workman, C. T., Vandepoele, K., Skriver, K., & Masi, F. De. (2014). A DNA-binding-site landscape and regulatory network analysis for NAC transcription factors in *Arabidopsis thaliana*. *Nucleic Acids Research*, *42*(12), 7681–7693.  
<https://doi.org/10.1093/nar/gku502>
- Lukacova, Z., Svubova, R., Selvekova, P., & Hensel, K. (2021a). The effect of plasma activated water on maize (*Zea mays* L.) under arsenic stress. *Plants*, *10*(9).  
<https://doi.org/10.3390/plants10091899>
- Lukacova, Z., Svubova, R., Selvekova, P., & Hensel, K. (2021b). The effect of plasma activated water on maize (*Zea mays* L.) under arsenic stress. *Plants*, *10*(9).  
<https://doi.org/10.3390/plants10091899>
- Luo, Y., Tang, H., & Zhang, Y. (2011). Production of Reactive Oxygen Species and Antioxidant Metabolism about Strawberry Leaves to Low Temperatures. *Journal of Agricultural Science*, *3*(2). <https://doi.org/10.5539/jas.v3n2p89>
- Maglovski, M., Gerši, Z., Rybanský, L., Bardáčová, M., Moravčíková, J., Bujdoš, M., Dobrikova, A., Apostolova, E., Kraic, J., Blehová, A., & Matušíková, I. (2019). Effects of nutrition on wheat photosynthetic pigment responses to arsenic stress. *Polish Journal of Environmental Studies*, *28*(3), 1821–1829.  
<https://doi.org/10.15244/pjoes/89584>
- Martínez-Castillo, J. I., Ozuna, C., Arcibar-Orozco, J. A., & Saldaña-Robles, A. (2023). ARSENIC UPTAKE IN LETTUCE: ITS IMPACT ON CROP QUALITY AND METABOLIC STRESS. *Applied Ecology and Environmental Research*, *21*(6), 5285–5298. [https://doi.org/10.15666/aeer/2106\\_52855298](https://doi.org/10.15666/aeer/2106_52855298)

- Martínez-Castillo, J. I., Saldaña-Robles, A., & Ozuna, C. (2022). Arsenic stress in plants: A metabolomic perspective. In *Plant Stress* (Vol. 3). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.stress.2022.100055>
- Martínez-Castillo, -Ozuna, C., \* -Arcibar-Orozco, & -Saldaña-Robles. (2023). Arsenic Uptake in lettuce: Its impact on crop quality and metabolic stress. *Applied Ecology and Environmental Research*, 21(6), 5285–5298. [https://doi.org/10.15666/aeer/2106\\_52855298](https://doi.org/10.15666/aeer/2106_52855298)
- Mascher, R., Lippmann, B., Holzinger, S., & Bergmann, H. (2002). Arsenate toxicity: effects on oxidative stress response molecules and enzymes in red clover plants. *Plant Science*, 163, 961–969.
- Maya-Cano, D. A., Arango-Varela, S., & Santa-Gonzalez, G. A. (2021). Phenolic compounds of blueberries (*Vaccinium* spp) as a protective strategy against skin cell damage induced by ROS: A review of antioxidant potential and antiproliferative capacity. In *Heliyon* (Vol. 7, Issue 2). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e06297>
- Medrano Macías, J., López Caltzontzit, M. G., Rivas Martínez, E. N., Narváez Ortiz, W. A., Benavides Mendoza, A., & Martínez Lagunes, P. (2021). Enhancement to salt stress tolerance in strawberry plants by iodine products application. *Agronomy*, 11(3). <https://doi.org/10.3390/agronomy11030602>
- Michalska, A., Carlen, C., Heritier, J., & Andlauer, W. (2017). Profiles of bioactive compounds in fruits and leaves of strawberry cultivars. *Journal of Berry Research*, 7(2), 71–84. <https://doi.org/10.3233/JBR-160146>
- Mikulic-Petkovsek, M., Schmitzer, V., Slatnar, A., Weber, N., Veberic, R., Stampar, F., Munda, A., & Koron, D. (2013). Alteration of the content of primary and secondary metabolites in strawberry fruit by *Colletotrichum nymphaeae* infection. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 61(25), 5987–5995. <https://doi.org/10.1021/jf402105g>
- Milani, R. F., Lima de Paiva, E., Peron, L. I., Morgano, M. A., & Cadore, S. (2018). Arsenic species in herbal tea leaves and infusions determination by HPLC-ICP-MS. *LWT*, 98, 606–612. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.09.032>
- Milosavljević, D. M., Mutavdžić, D. R., Radotić, K., Milivojević, J. M., Maksimović, V. M., & Dragišić Maksimović, J. J. (2020). Phenolic Profiling of 12 Strawberry Cultivars Using Different Spectroscopic Methods. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 68(15), 4346–4354. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.9b07331>
- Muthuramalingam, P., Krishnan, S. R., Pothiraj, R., & Ramesh, M. (2017). Global transcriptome analysis of combined abiotic stress signaling genes unravels key

- players in *Oryza sativa* L.: An in silico approach. *Frontiers in Plant Science*, 8. <https://doi.org/10.3389/fpls.2017.00759>
- Nahar, K., Rhaman, M. S., Parvin, K., Bardhan, K., Marques, D. N., García-Caparrós, P., & Hasanuzzaman, M. (2022). Arsenic-Induced Oxidative Stress and Antioxidant Defense in Plants. In *Stresses* (Vol. 2, Issue 2, pp. 179–209). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/stresses2020013>
- Nakashima, K., Takasaki, H., Mizoi, J., Shinozaki, K., & Yamaguchi-Shinozaki, K. (2012). NAC transcription factors in plant abiotic stress responses. In *Biochimica et Biophysica Acta - Gene Regulatory Mechanisms* (Vol. 1819, Issue 2, pp. 97–103). <https://doi.org/10.1016/j.bbagr.2011.10.005>
- Nemzer, B., Vargas, L., Xia, X., Sintara, M., & Feng, H. (2018). Phytochemical and physical properties of blueberries, tart cherries, strawberries, and cranberries as affected by different drying methods. *Food Chemistry*, 262, 242–250. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.04.047>
- Newerli-Guz, J., Śmiechowska, M., Drzewiecka, A., & Tylingo, R. (2023). Bioactive Ingredients with Health-Promoting Properties of Strawberry Fruit (*Fragaria x ananassa* Duchesne). In *Molecules* (Vol. 28, Issue 6). MDPI. <https://doi.org/10.3390/molecules28062711>
- Ngugi, M. M., Gitari, H. I., Muui, C. W., & Gweyi-Onyango, J. P. (2022a). Growth tolerance, concentration, and uptake of heavy metals as ameliorated by silicon application in vegetables. *International Journal of Phytoremediation*, 24(14), 1543–1556. <https://doi.org/10.1080/15226514.2022.2045251>
- Ngugi, M. M., Gitari, H. I., Muui, C. W., & Gweyi-Onyango, J. P. (2022b). Growth tolerance, concentration, and uptake of heavy metals as ameliorated by silicon application in vegetables. *International Journal of Phytoremediation*, 24(14), 1543–1556. <https://doi.org/10.1080/15226514.2022.2045251>
- NOM-127-SSA1-2021 (2021). <https://sidof.segob.gob.mx/notas/docFuente/5650705>
- Nunes, G., Teixeira, F., Schwarz, K., Camargo, C. K., De Resende, J. T. V., Dos Santos, E. F., Franco, B. C., & Novello, D. (2021). Influence of genetic variability on the quality of strawberry cultivars: Sensorial, physical-chemical and nutritional characterization. *Acta Scientiarum - Agronomy*, 43, 1–10. <https://doi.org/10.4025/actasciagron.v43i1.46862>
- Nuruzzaman, M., Sharoni, A. M., & Kikuchi, S. (2013). Roles of NAC transcription factors in the regulation of biotic and abiotic stress responses in plants. In *Frontiers in Microbiology* (Vol. 4, Issue SEP). Frontiers Research Foundation. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2013.00248>

- OMS. (2022). *Arsenic*. <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/arsenic>
- Osuna-Martínez, C. C., Armienta, M. A., Bergés-Tiznado, M. E., & Páez-Osuna, F. (2021). Arsenic in waters, soils, sediments, and biota from Mexico: An environmental review. In *Science of the Total Environment* (Vol. 752). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.142062>
- Parker, G. H., Gillie, C. E., Miller, J. V., Badger, D. E., & Kreider, M. L. (2022). Human health risk assessment of arsenic, cadmium, lead, and mercury ingestion from baby foods. *Toxicology Reports*, 9, 238–249. <https://doi.org/10.1016/j.toxrep.2022.02.001>
- Parra-Palma, C., Morales-Quintana, L., & Ramos, P. (2020). Phenolic content, color development, and pigment-related gene expression: A comparative analysis in different cultivars of strawberry during the ripening process. *Agronomy*, 10(4). <https://doi.org/10.3390/agronomy10040588>
- Piña González, V., Fuentes Hernández, V., Bian, J., Zhao, Z., & Li, Y. (2022). The presence of total inorganic arsenic (iAs) and fluoride (F<sup>-</sup>) in the groundwater of the center-west of the state of Guanajuato: a hydro-chemical and spatial distribution analysis. *Sustainable Water Resources Management*, 8(2). <https://doi.org/10.1007/s40899-022-00631-2>
- Pires, T. C. S. P., Dias, M. I., Barros, L., Calhella, R. C., Alves, M. J., Oliveira, M. B. P. P., Santos-Buelga, C., & Ferreira, I. C. F. R. (2018). Edible flowers as sources of phenolic compounds with bioactive potential. *Food Research International*, 105, 580–588. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.11.014>
- Pooam, M., El-Ballat, E. M., Jourdan, N., Ali, H. M., Hano, C., Ahmad, M., & El-Esawi, M. A. (2023). SNAC3 Transcription Factor Enhances Arsenic Stress Tolerance and Grain Yield in Rice (*Oryza sativa* L.) through Regulating Physio-Biochemical Mechanisms, Stress-Responsive Genes, and Cryptochrome 1b. *Plants*, 12(14). <https://doi.org/10.3390/plants12142731>
- Pott, D. M., de Abreu e Lima, F., Soria, C., Willmitzer, L., Fernie, A. R., Nikoloski, Z., Osorio, S., & Vallarino, J. G. (2020). Metabolic reconfiguration of strawberry physiology in response to postharvest practices. *Food Chemistry*, 321. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.126747>
- Pott, D. M., Vallarino, J. G., Cruz-Rus, E., Willmitzer, L., Sánchez-Sevilla, J. F., Amaya, I., & Osorio, S. (2020). Genetic analysis of phenylpropanoids and antioxidant capacity in strawberry fruit reveals mQTL hotspots and candidate genes. *Scientific Reports*, 10(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-020-76946-x>
- Praveen, A., Mehrotra, S., & Singh, N. (2019). Mixed plantation of wheat and accumulators in arsenic contaminated plots: A novel way to reduce the uptake of

- arsenic in wheat and load on antioxidative defence of plant. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 182. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.109462>
- Raza, A. (2022). Metabolomics: a systems biology approach for enhancing heat stress tolerance in plants. In *Plant Cell Reports* (Vol. 41, Issue 3, pp. 741–763). Springer Science and Business Media Deutschland GmbH. <https://doi.org/10.1007/s00299-020-02635-8>
- Rehman, M. U., Khan, R., Khan, A., Qamar, W., Arafah, A., Ahmad, A., Ahmad, A., Akhter, R., Rinklebe, J., & Ahmad, P. (2021). Fate of arsenic in living systems: Implications for sustainable and safe food chains. *Journal of Hazardous Materials*, 417. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2021.126050>
- Reis, L., Forney, C. F., Jordan, M., Munro Pennell, K., Fillmore, S., Schemberger, M. O., & Ayub, R. A. (2020). Metabolic Profile of Strawberry Fruit Ripened on the Plant Following Treatment With an Ethylene Elicitor or Inhibitor. *Frontiers in Plant Science*, 11. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.00995>
- Ricci, G., Fidalgo-Illesca, C., Francini, A., Raffaelli, A., & Sebastiani, L. (2023). Effects of cadmium and glufosinate ammonium contaminated water on wild strawberry plants. *Plant Growth Regulation*. <https://doi.org/10.1007/s10725-023-01024-x>
- Rivero, J., Álvarez, D., Flors, V., Azcón-Aguilar, C., & Pozo, M. J. (2018). Root metabolic plasticity underlies functional diversity in mycorrhiza-enhanced stress tolerance in tomato. *New Phytologist*, 220(4), 1322–1336. <https://doi.org/10.1111/nph.15295>
- Robles, A. S., Zanor, G. A., & Ruiz-Aguilar, G. M. L. (n.d.). *Phosphorus effect on arsenic accumulation of barley (Hordeum vulgare L.) through irrigation with contaminated water Design and construction of an Agave Harvester View project*. <https://www.researchgate.net/publication/325300878>
- Sadee, B. A., Galali, Y., & Zebari, S. M. S. (2023). Toxicity, arsenic speciation and characteristics of hyphenated techniques used for arsenic determination in vegetables. A review. In *RSC Advances* (Vol. 13, Issue 44, pp. 30959–30977). Royal Society of Chemistry. <https://doi.org/10.1039/d3ra05770d>
- Sadowska, A., Świdorski, F., & Hallmann, E. (2020). Bioactive, physicochemical and sensory properties as well as microstructure of organic strawberry powders obtained by various drying methods. *Applied Sciences (Switzerland)*, 10(14). <https://doi.org/10.3390/app10144706>
- Saldaña-Robles, N., Damián-Ascencio, C., Gutiérrez-Chávez, A., Zanor, G., Guerra-Sánchez, R., Herrera-Díaz, I., & Saldaña-Robles, A. (2021). Spatio-temporal groundwater arsenic distribution in Central Mexico: implications in accumulation of arsenic in barley (*Hordeum vulgare* L.) agrosystem. *Environmental Science and*

- Pollution Research*, 28(9), 11333–11347. <https://doi.org/10.1007/s11356-020-11317-7>
- Saldaña-Robles, N., Perea-Grimaldo, D., Chávez-Gutiérrez, A., & Saldaña-Robles, A. (2024). The behavior of arsenic accumulation in onion (*Allium cepa*) structures by irrigation water: Effect of phosphates and arsenic on the total bioactive compounds and antioxidant capacity. *Environmental Science and Pollution Research*, 31, 15809–15820. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-2818072/v1>
- Samanta, S., Banerjee, A., & Roychoudhury, A. (2022). Arsenic Toxicity is Counteracted by Exogenous Application of Melatonin to Different Extents in Arsenic-susceptible and Arsenic-tolerant Rice Cultivars. *Journal of Plant Growth Regulation*, 41(6), 2210–2231. <https://doi.org/10.1007/s00344-021-10432-0>
- Sánchez-Viveros, G., Ferrera-Cerrato, R., & Alarcón, A. (2011). Short-term effects of arsenate-induced toxicity on growth, chlorophyll and carotenoid contents, and total content of phenolic compounds of azolla filiculoides. *Water, Air, and Soil Pollution*, 217(1–4), 455–462. <https://doi.org/10.1007/s11270-010-0600-0>
- Saqib, M., Shahzad, U., Zulfiqar, F., Tiwari, R. K., Lal, M. K., Naz, S., Jahan, M. S., Awan, Z. A., El-Sheikh, M. A., & Altaf, M. A. (2023). Exogenous melatonin alleviates cadmium-induced inhibition of growth and photosynthesis through upregulating antioxidant defense system in strawberry. *South African Journal of Botany*, 157, 10–18. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2023.03.039>
- Sharma, A., Shahzad, B., Rehman, A., Bhardwaj, R., Landi, M., & Zheng, B. (2019). Response of phenylpropanoid pathway and the role of polyphenols in plants under abiotic stress. In *Molecules* (Vol. 24, Issue 13). MDPI AG. <https://doi.org/10.3390/molecules24132452>
- Sharma, I. (2012). Arsenic induced oxidative stress in plants. In *Biologia* (Vol. 67, Issue 3, pp. 447–453). <https://doi.org/10.2478/s11756-012-0024-y>
- Sharma, I. (2020). Arsenic-Induced Stress and Mitigation Strategies in Plants. In *Sustainable Agriculture in the Era of Climate Change* (pp. 327–339). Springer International Publishing. [https://doi.org/10.1007/978-3-030-45669-6\\_14](https://doi.org/10.1007/978-3-030-45669-6_14)
- Shiriga, K., Sharma, R., Kumar, K., Yadav, S. K., Hossain, F., & Thirunavukkarasu, N. (2014). Genome-wide identification and expression pattern of drought-responsive members of the NAC family in maize. *Meta Gene*, 2(1), 407–417. <https://doi.org/10.1016/j.mgene.2014.05.001>
- Shirko, R., Nazarideljou, M. J., Akbar, M. A., & Naser, G. (2018). Photosynthetic reaction, mineral uptake, and fruit quality of strawberry affected by different levels of macronutrients. *Journal of Plant Nutrition*, 41(14), 1807–1820. <https://doi.org/10.1080/01904167.2018.1462380>

- Siddiqui, M. H., Alamri, S., Nasir Khan, M., Corpas, F. J., Al-Amri, A. A., Alsubaie, Q. D., Ali, H. M., Kalaji, H. M., & Ahmad, P. (2020). Melatonin and calcium function synergistically to promote the resilience through ROS metabolism under arsenic-induced stress. *Journal of Hazardous Materials*, 398. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2020.122882>
- Singh, H. P., Batish, D. R., Kohli, R. K., & Arora, K. (2007). Arsenic-induced root growth inhibition in mung bean (*Phaseolus aureus* Roxb.) is due to oxidative stress resulting from enhanced lipid peroxidation. *Plant Growth Regulation*, 53(1), 65–73. <https://doi.org/10.1007/s10725-007-9205-z>
- Singh, S., Karwadiya, J., Srivastava, S., Patra, P. K., & Venugopalan, V. P. (2022). Potential of indigenous plant species for phytoremediation of arsenic contaminated water and soil. *Ecological Engineering*, 175. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2021.106476>
- Sinha, D., Datta, S., Mishra, R., Agarwal, P., Kumari, T., Adeyemi, S. B., Kumar Maurya, A., Ganguly, S., Atique, U., Seal, S., Kumari Gupta, L., Chowdhury, S., & Chen, J. T. (2023). Negative Impacts of Arsenic on Plants and Mitigation Strategies. In *Plants* (Vol. 12, Issue 9). MDPI. <https://doi.org/10.3390/plants12091815>
- Sirijan, M., Pipattanawong, N., Saeng-On, B., & Chaiprasart, P. (2020). Anthocyanin content, bioactive compounds and physico-chemical characteristics of potential new strawberry cultivars rich in-anthocyanins. *Journal of Berry Research*, 10(3), 397–410. <https://doi.org/10.3233/JBR-190487>
- Solgi, E., Sheikhzadeh, H., & Solgi, M. (2018). Role of irrigation water, inorganic and organic fertilizers in soil and crop contamination by potentially hazardous elements in intensive farming systems: Case study from Moghan agro-industry, Iran. *Journal of Geochemical Exploration*, 185, 74–80. <https://doi.org/10.1016/j.gexplo.2017.11.008>
- Solórzano, E., Corpas, F. J., González-Gordo, S., & Palma, J. M. (2020). Reactive oxygen species (ROS) metabolism and nitric oxide (NO) content in roots and shoots of rice (*Oryza sativa* L.) plants under arsenic-induced stress. *Agronomy*, 10(7). <https://doi.org/10.3390/agronomy10071014>
- Srivastava, S., Sinha, P., & Kumar Sharma, Y. (2017). *Status of Photosynthetic Pigments, Lipid Peroxidation and Anti-Oxidative Enzymes in Vigna Mungo in Presence of Arsenic*.
- Srivastava, S., Upadhyay, M. K., Tripathi, R. D., & Dhankher, O. P. (2016). Arsenic Transport, Metabolism and Toxicity in Plants. *International Journal of Plant and Environment*, 2(1 and 2), 17–28. <https://doi.org/10.18811/ijpen.v2i1-2.6614>

- Stazi, S. R., Cassaniti, C., Marabottini, R., Giuffrida, F., & Leonardi, C. (2016). Arsenic uptake and partitioning in grafted tomato plants. *Horticulture Environment and Biotechnology*, 57(3), 241–247. <https://doi.org/10.1007/s13580-016-0036-6>
- Suriyagoda, L. D. B., Dittert, K., & Lambers, H. (2018). Mechanism of arsenic uptake, translocation and plant resistance to accumulate arsenic in rice grains. In *Agriculture, Ecosystems and Environment* (Vol. 253, pp. 23–37). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2017.10.017>
- Takahashi, S., & Murata, N. (2005). Interruption of the Calvin cycle inhibits the repair of Photosystem II from photodamage. *Biochimica et Biophysica Acta - Bioenergetics*, 1708(3), 352–361. <https://doi.org/10.1016/j.bbabi.2005.04.003>
- Tang, Z., & Zhao, F. J. (2020). The roles of membrane transporters in arsenic uptake, translocation and detoxification in plants. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 1–36. <https://doi.org/10.1080/10643389.2020.1795053>
- Urün, I., Attar, S. H., Sönmez, D. A., Gündeşli, M. A., Ercişli, S., Kafkas, N. E., Bandić, L. M., & Duralija, B. (2021). Comparison of polyphenol, sugar, organic acid, volatile compounds, and antioxidant capacity of commercially grown strawberry cultivars in turkey. *Plants*, 10(8). <https://doi.org/10.3390/plants10081654>
- Várallyay, S., Bódi, Á., Garousi, F., Veres, S., & Kovács, B. (2015). Effect of arsenic on dry weight and relative chlorophyll content in greeningmaize and sunflower tissues. *Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*, 4(3), 167–169. <https://doi.org/10.15414/jmbfs.2015.4.special3.167-169>
- Veza, M. E., Alemano, S., Agostini, E., & Talano, M. A. (2022). Arsenic Toxicity in Soybean Plants: Impact on Chlorophyll Fluorescence, Mineral Nutrition and Phytohormones. *Journal of Plant Growth Regulation*, 41(7), 2719–2731. <https://doi.org/10.1007/s00344-021-10469-1>
- Veza, M. E., Llanes, A., Travaglia, C., Agostini, E., & Talano, M. A. (2018a). Arsenic stress effects on root water absorption in soybean plants: Physiological and morphological aspects. *Plant Physiology and Biochemistry*, 123, 8–17. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2017.11.020>
- Veza, M. E., Llanes, A., Travaglia, C., Agostini, E., & Talano, M. A. (2018b). Arsenic stress effects on root water absorption in soybean plants: Physiological and morphological aspects. *Plant Physiology and Biochemistry*, 123, 8–17. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2017.11.020>
- Veza, M. E., Llanes, A., Travaglia, C., Agostini, E., & Talano, M. A. (2018c). Arsenic stress effects on root water absorption in soybean plants: Physiological and morphological aspects. *Plant Physiology and Biochemistry*, 123, 8–17. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2017.11.020>

- Wang, H. Bin, Xie, F., Yao, Y. Z., Zhao, B., Xiao, Q. Q., Pan, Y. H., & Wang, H. J. (2012). The effects of arsenic and induced-phytoextraction methods on photosynthesis in Pteris species with different arsenic-accumulating abilities. *Environmental and Experimental Botany*, 75, 298–306. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2011.08.002>
- Wang, J., Wang, J., Ye, J., Vanga, S. K., & Raghavan, V. (2019). Influence of high-intensity ultrasound on bioactive compounds of strawberry juice: Profiles of ascorbic acid, phenolics, antioxidant activity and microstructure. *Food Control*, 96, 128–136. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2018.09.007>
- Warner, R., Wu, B. Sen, MacPherson, S., & Lefsrud, M. (2021). A Review of Strawberry Photobiology and Fruit Flavonoids in Controlled Environments. In *Frontiers in Plant Science* (Vol. 12). Frontiers Media S.A. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.611893>
- Yang, Y., Zhang, H., Qiu, S., Sooranna, S. R., Deng, X., Qu, X., Yin, W., Chen, Q., & Niu, B. (2022). Risk assessment and early warning of the presence of heavy metal pollution in strawberries. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 243. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2022.114001>
- Yener, I., Kocakaya, S. O., Ertas, A., Erhan, B., Kaplaner, E., Oral, E. V., Yilmaz-Ozden, T., Yilmaz, M. A., Ozturk, M., & Kolak, U. (2020). Selective in vitro and in silico enzymes inhibitory activities of phenolic acids and flavonoids of food plants: Relations with oxidative stress. *Food Chemistry*, 327. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.127045>
- Zagoskina, N. V., Zubova, M. Y., Nechaeva, T. L., Kazantseva, V. V., Goncharuk, E. A., Katanskaya, V. M., Baranova, E. N., & Aksenova, M. A. (2023). Polyphenols in Plants: Structure, Biosynthesis, Abiotic Stress Regulation, and Practical Applications (Review). In *International Journal of Molecular Sciences* (Vol. 24, Issue 18). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/ijms241813874>
- Zemanová, V., Pavlíková, D., Hnilička, F., & Pavlík, M. (2021). Arsenic toxicity-induced physiological and metabolic changes in the shoots of pteris cretica and spinacia oleracea. *Plants*, 10(10). <https://doi.org/10.3390/plants10102009>
- Zhang, J., Wang, X., Yu, O., Tang, J., Gu, X., Wan, X., & Fang, C. (2011). Metabolic profiling of strawberry (*Fragaria×ananassa* Duch.) during fruit development and maturation. *Journal of Experimental Botany*, 62(3), 1103–1118. <https://doi.org/10.1093/jxb/erq343>
- Zhang, Y., Yang, M., Hou, G., Zhang, Y., Chen, Q., Lin, Y., Li, M., Wang, Y., He, W., Wang, X., Tang, H., & Luo, Y. (2022). Effect of Genotype and Harvest Date on Fruit Quality, Bioactive Compounds, and Antioxidant Capacity of Strawberry. *Horticulturae*, 8(4). <https://doi.org/10.3390/horticulturae8040348>

- Zhao, F. J., Ma, J. F., Meharg, A. A., & McGrath, S. P. (2009a). Arsenic uptake and metabolism in plants. In *New Phytologist* (Vol. 181, Issue 4, pp. 777–794). <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2008.02716.x>
- Zhao, F. J., Ma, J. F., Meharg, A. A., & McGrath, S. P. (2009b). Arsenic uptake and metabolism in plants. In *New Phytologist* (Vol. 181, Issue 4, pp. 777–794). <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2008.02716.x>
- Zhu, Q., Zou, J., Zhu, M., Liu, Z., Feng, P., Fan, G., Wang, W., & Liao, H. (2014). In silico analysis on structure and DNA binding mode of AtNAC1, a NAC transcription factor from *Arabidopsis thaliana*. *Journal of Molecular Modeling*, 20(3). <https://doi.org/10.1007/s00894-014-2117-8>







