



Cuernavaca, Morelos, 20 de agosto de 2022.

Asunto: Voto Aprobación de Tesis.

MTRO. JESÚS EDUARDO LICEA RESENDIZ
DIRECTOR DE LA FACULTAD DE CIENCIAS
AGROPECUARIAS.
P R E S E N T E.

Por medio del presente informo a usted que después de revisar el trabajo de tesis titulado: **“COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO, COMPUESTOS BIOACTIVOS Y CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO”** que presenta el: **MTRO. JOSE LUIS LEANA ACEVEDO**, mismo que fue desarrollado la dirección del **DR. MANUEL DE JESÚS SAINZ AISPURO** y la codirección del **DR. PORFIRIO JUÁREZ LÓPEZ**, y que servirá como requisito parcial para obtener el grado de **DOCTOR EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y DESARROLLO RURAL**, lo encuentro satisfactorio, por lo que emito mi **VOTO DE APROBACIÓN** para que el alumno continúe con los trámites necesarios para presentar el examen de grado correspondiente.

Sin más por el momento y agradeciendo de antemano su valiosa colaboración, quedo de usted.

Atentamente
Por una humanidad culta

DR. AGUSTÍN DAMIÁN NAVA
Comité Evaluador

C.i.p. Archivo

Av, universidad 1001 Col. Chamilpa, Cuernavaca, Morelos, México 62209
Tel (777)3297046, 3297000 Ext. 3304. fagropecuarias@uaem.mx





UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

AGUSTÍN DAMIAN NAVA | Fecha:2022-08-25 17:07:44 | Firmante

/gD8mlua0kZVP0+LGI+lgMOTVasDLQp+riybegNtrlxDHr9Y4g2rWrk5iTOFIR9xdL75BbV8FCxZlrmv029ctorwCRh2Kiz1X6NmgKbNLcMoOmUYbf6Hs9bespaDJX+wDZ4LM9FXs
UGHcwiCvnXcNylKj0NqHd04eLpWHcP8jXjhleERXg1qxmhdrTi58PecAh92mzqxn0UtgwrGTIVoX9JKePxZnZEG6KvzGISOYvf+89/cW69egY863HLGoKNsgnl/e5RJY8t1h1j18SUj
pat6P4NGK+eL.Gvlot90mRzbiX0gw2SHhXdSmaf/C9jp5YbwehEYr7uA6hdWXdlOQ==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o
escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



[utiyd4LAS](#)

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/tQCbcc1btAJbMfuG34o9w0r5NjN47ONP>





Cuernavaca, Morelos, 20 de agosto de 2022.

Asunto: Voto Aprobación de Tesis.

MTRO. JESÚS EDUARDO LICEA RESENDIZ
DIRECTOR DE LA FACULTAD DE CIENCIAS
AGROPECUARIAS.
P R E S E N T E.

Por medio del presente informo a usted que después de revisar el trabajo de tesis titulado: **“COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO, COMPUESTOS BIOACTIVOS Y CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO”** que presenta el: **MTRO. JOSE LUIS LEANA ACEVEDO**, mismo que fue desarrollado la dirección del **DR. MANUEL DE JESÚS SAINZ AISPURO** y la codirección del **DR. PORFIRIO JUÁREZ LÓPEZ**, y que servirá como requisito parcial para obtener el grado de **DOCTOR EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y DESARROLLO RURAL**, lo encuentro satisfactorio, por lo que emito mi **VOTO DE APROBACIÓN** para que el alumno continúe con los trámites necesarios para presentar el examen de grado correspondiente.

Sin más por el momento y agradeciendo de antemano su valiosa colaboración, quedo de usted.

Atentamente
Por una humanidad culta

DR. EDGAR MARTÍNEZ FERNÁNDEZ
Comité Evaluador

C.i.p. Archivo

Av, universidad 1001 Col. Chamilpa, Cuernavaca, Morelos, México 62209
Tel (777)3297046, 3297000 Ext. 3304. fagropecuarias@uaem.mx





UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

EDGAR MARTINEZ FERNANDEZ | Fecha:2022-08-26 09:49:01 | Firmante

FVQ2TeinJhXm5pmAzBBdGQj308zYIKgWzdXIXkRsD/u0ibJdD+qTIYwQR8OIMr/sATrI/HBOOrwflBdgHd5mJalAFR84wTCMHbZmr/1CZzLmMdx9yPRKhKs3eVw3i81pP8AE7XG
IDYloDcgniErJZRfy0ZQw9c2wKOzAE9JeXAIgu7cZCUGcn/WYk2SBehj29JfSwHGax6FVglH441wMg7h+UE6i7UyEmHH8XjDX+LnddJ0mBgvJkDDqXesnajRr6hYGNIcC3N9um4
lm27vB2XZh7JYjua24r/cfz63wFsmP5ThqCQalhePKSyegJPEDJP440Zz+3sOJq2pAM1Kapg==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o
escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



[cW0MISifE](#)

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/3h4i4X6zAIXrYbqLdY9tv9howkZIKFL>





Cuernavaca, Morelos, 20 de agosto de 2022.

Asunto: Voto Aprobación de Tesis.

MTRO. JESÚS EDUARDO LICEA RESENDIZ
DIRECTOR DE LA FACULTAD DE CIENCIAS
AGROPECUARIAS.
P R E S E N T E.

Por medio del presente informo a usted que después de revisar el trabajo de tesis titulado: **“COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO, COMPUESTOS BIOACTIVOS Y CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO”** que presenta el: **MTRO. JOSE LUIS LEANA ACEVEDO**, mismo que fue desarrollado la dirección del **DR. MANUEL DE JESÚS SAINZ AISPURO** y la codirección del **DR. PORFIRIO JUÁREZ LÓPEZ**, y que servirá como requisito parcial para obtener el grado de **Doctor en Ciencias Agropecuarias y Desarrollo Rural**, lo encuentro satisfactorio, por lo que emito mi **VOTO DE APROBACIÓN** para que el alumno continúe con los trámites necesarios para presentar el examen de grado correspondiente.

Sin más por el momento y agradeciendo de antemano su valiosa colaboración, quedo de usted.

Atentamente
Por una humanidad culta

DR. FRANCISCO PALEMÓN ALBERTO
Comité Evaluador

C.i.p. Archivo

Av, universidad 1001 Col. Chamilpa, Cuernavaca, Morelos, México 62209
Tel (777)3297046, 3297000 Ext. 3304. fagropecuarias@uaem.mx





UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

FRANCISCO PALEMÓN ALBERTO | Fecha:2022-08-26 10:49:23 | Firmante

C88suggF7TqTN0cnqeubzNABnv7kN4fSxuwI22CtvQVpkNijFZc6gAHiAK1K8qL8/FwnKEtJUfYQkt8DBkUkXoJi+EPVwPczqQ1OQUIWBZqjuRzBY22CUakUfJTnHOMAYCzxmz
w+vR/EKIZ6QGzKXoimIBAR+DF4K29JZ5mIUes7dZnkXdF7ZdioJ2dHwZfOkHXMCIntWyXFA9rZOCq7M9EvQONKcoQFhJelkDje36u9l65G30n68qlOyIPaH6ue3RiyQKolf7r9jMe
7qoD+MOIT1kYPUxnU0cSNAzzJgOSC02cyQzfa4KMgWIBb3lcK/3AgtF4oWJYXpO9kM9TUw==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o
escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



[oKSWhsOyB](#)

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/IPJZDvSsRSGQ1wmRCVUBPZnF5rfKJH3l>





Cuernavaca, Morelos, 20 de agosto de 2022.

Asunto: Voto Aprobación de Tesis.

MTRO. JESÚS EDUARDO LICEA RESENDIZ
DIRECTOR DE LA FACULTAD DE CIENCIAS
AGROPECUARIAS.
P R E S E N T E.

Por medio del presente informo a usted que después de revisar el trabajo de tesis titulado: **“COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO, COMPUESTOS BIOACTIVOS Y CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO”** que presenta el **MTRO. JOSE LUIS LEANA ACEVEDO**, mismo que fue desarrollado bajo la dirección del **DR. MANUEL DE JESÚS SAINZ AISPURÓ** y la codirección del **DR. PORFIRIO JUÁREZ LÓPEZ**, y que servirá como requisito parcial para obtener el grado de **DOCTOR EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y DESARROLLO RURAL**, lo encuentro satisfactorio, por lo que emito mi **VOTO DE APROBACIÓN** para que el alumno continúe con los trámites necesarios para presentar el examen de grado correspondiente.

Sin más por el momento y agradeciendo de antemano su valiosa colaboración, quedo de usted.

Atentamente
Por una humanidad culta

DR. IRAN ALIA TEJACAL
Comité Evaluador

C.i.p. Archivo

Av, universidad 1001 Col. Chamilpa, Cuernavaca, Morelos, México 62209
Tel (777)3297046, 3297000 Ext. 3304. fagropecuarias@uaem.mx





UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

IRAN ALIA TEJACAL | Fecha:2022-08-26 20:54:03 | Firmante

XwwVYwrl2FteW8OUziV39ueGOF5YnDnaMLVbdjxHy97ACcggwGtynwLnvqN931NtEwB2pO8+0Wni/7x1xPacFJ4YhBPNx8xwfSdlnUsQ8Jsihq6KfGfddQqHeBkviNk/Pw8zqHJj
mXYqTKvx8TSl1jXJkbBuR1ciL0jE4TtAdT/ZA5ql3QRMqu551suFqfEoH5deuBESooECyAmUFJsAzU2jbGte117aidgacMkccN2sRRyU1ol6B3ZWg6mK3hy/gqtnXjLtStpV5f+DVZQ
BEgVuDEDdszJ0ujleu8ng0B5cgGYCZBrvqhvHl3w72yVtYEP41EuQxuJEIEOAKEiw==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o
escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



[OEfbuKwm1](#)

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/XyMq4Dv44olzTvitTd0o01bWsGhmiZ6>





Cuernavaca, Morelos, 20 de agosto de 2022.

Asunto: Voto Aprobación de Tesis.

MTRO. JESÚS EDUARDO LICEA RESENDIZ
DIRECTOR DE LA FACULTAD DE CIENCIAS
AGROPECUARIAS.
P R E S E N T E.

Por medio del presente informo a usted que después de revisar el trabajo de tesis titulado: **“COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO, COMPUESTOS BIOACTIVOS Y CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO”** que presenta el: **MTRO. JOSE LUIS LEANA ACEVEDO**, mismo que fue desarrollado la dirección del **DR. MANUEL DE JESÚS SAINZ AISPURO** y la codirección del **DR. PORFIRIO JUÁREZ LÓPEZ**, y que servirá como requisito parcial para obtener el grado de **DOCTOR EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y DESARROLLO RURAL**, lo encuentro satisfactorio, por lo que emito mi **VOTO DE APROBACIÓN** para que el alumno continúe con los trámites necesarios para presentar el examen de grado correspondiente.

Sin más por el momento y agradeciendo de antemano su valiosa colaboración, quedo de usted.

Atentamente
Por una humanidad culta

DR. NELSON AVONCE VERGARA
Comité Evaluador

C.i.p. Archivo

Av, universidad 1001 Col. Chamilpa, Cuernavaca, Morelos, México 62209
Tel (777)3297046, 3297000 Ext. 3304. fagropecuarias@uaem.mx





UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

NELSON AVONCE VERGARA | Fecha:2022-08-25 15:43:32 | Firmante

vD0SK2bh3NG7tSi8Cttfbs2+Muc+/RKYjx0ZelJBjIR9JkYiND57Ev+G/YrCJUuDzfCwyr8TCoSvZV1sQLRMZ+fXE6q3Plgc7PtAfDKbvXrA3wTT10gSY/grdotalwzd3Mrh5DvZug3M15/tko+tzxbibN8mGvkUgZL8G1y/lajlIV1WENZEz6b1pPNVoLa8TbDtr+1D5hzez5+QO7nd2OkeZe9G8U4/8RK2ZS8tlLk7nAnhbyOINUzHVUsVGAPVvd7fuqnk9KafJQzm5Q8l4cq3lmsvfEILPaAgeGGLotsfVrctJJPw3X1vAs5IBklaEZ/LHvG1hz3FIOba1RRJuQ==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



VVYQLG1X4

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/gMON9ediQZRhsZ0ewyR673Vg5TSg6A9d>





Cuernavaca, Morelos, 20 de agosto de 2022.

Asunto: Voto Aprobación de Tesis.

MTRO. JESÚS EDUARDO LICEA RESENDIZ
DIRECTOR DE LA FACULTAD DE CIENCIAS
AGROPECUARIAS.
P R E S E N T E.

Por medio del presente informo a usted que después de revisar el trabajo de tesis titulado: **“COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO, COMPUESTOS BIOACTIVOS Y CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO”** que presenta el: **MTRO. JOSE LUIS LEANA ACEVEDO**, mismo que fue desarrollado mi dirección y la codirección del **DR. PORFIRIO JUÁREZ LÓPEZ**, y que servirá como requisito parcial para obtener el grado de **Doctor en Ciencias Agropecuarias y Desarrollo Rural**, lo encuentro satisfactorio, por lo que emito mi **VOTO DE APROBACIÓN** para que el alumno continúe con los trámites necesarios para presentar el examen de grado correspondiente.

Sin más por el momento y agradeciendo de antemano su valiosa colaboración, quedo de usted.

Atentamente
Por una humanidad culta

DR. MANUEL DE JESÚS SAINZ AISPURO
Comité Evaluador

C.i.p. Archivo

Av, universidad 1001 Col. Chamilpa, Cuernavaca, Morelos, México 62209
Tel (777)3297046, 3297000 Ext. 3304. fagropecuarias@uaem.mx





UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

MANUEL DE JESUS SAINZ AISPURO | Fecha:2022-08-25 20:02:17 | Firmante

gum1Cw8pwQS7BNiTwOz2rP5Y3zeHZcFst3Bp4NE9dmt7JmYCXPDJbZSeYj1vYhCOS492x5U1AgI5IKI/DIBG97uE9Fb6UvVA2UDJy5rI+WNFY8Ta7LB2gGm292cZlgtV8sB76TDXEmra/z2d7YAAxwPn9IbYUONnQOMMIf31XkZrnKpUEcEev+u0zop5bBCtbP8HNLwM9JBOeQCKUKvtz2mnhfW1Pa/S2FkjScafng2uK/UmX7hfVKH6Vi8E9IaAwzSU0IfwSYI4I1H8ygUSeHGwUOm5k6d6gTS8NzIDpRAz6YulBakykOycjpamRUjVngfevR8uV3TgtA4HEPbA==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



[rZ2jpbS9u](#)

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/mqVun4vF96Gq5Z9ZH3K904Mf4AMVblyA>





Cuernavaca, Morelos, 20 de agosto de 2022.

Asunto: Voto Aprobación de Tesis.

MTRO. JESÚS EDUARDO LICEA RESENDIZ
DIRECTOR DE LA FACULTAD DE CIENCIAS
AGROPECUARIAS.
P R E S E N T E.

Por medio del presente informo a usted que después de revisar el trabajo de tesis titulado: **“COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO, COMPUESTOS BIOACTIVOS Y CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO”** que presenta el: **MTRO. JOSE LUIS LEANA ACEVEDO**, mismo que fue desarrollado la dirección del **DR. MANUEL DE JESÚS SAINZ AISPURRO** y la codirección del **DR. PORFIRIO JUÁREZ LÓPEZ**, y que servirá como requisito parcial para obtener el grado de **Doctor en Ciencias Agropecuarias y Desarrollo Rural**, lo encuentro satisfactorio, por lo que emito mi **VOTO DE APROBACIÓN** para que el alumno continúe con los trámites necesarios para presentar el examen de grado correspondiente.

Sin más por el momento y agradeciendo de antemano su valiosa colaboración, quedo de usted.

Atentamente
Por una humanidad culta

DR. VÍCTOR LÓPEZ MARTÍNEZ
Comité Evaluador

C.i.p. Archivo

Av, universidad 1001 Col. Chamilpa, Cuernavaca, Morelos, México 62209
Tel (777)3297046, 3297000 Ext. 3304. fagropecuarias@uaem.mx





UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

VICTOR LOPEZ MARTINEZ | Fecha:2022-08-26 14:59:50 | Firmante

SOy7DCpAf2y31JBfDctm6GoorERuml+piKqh7zfNRI79PVboaBW8tQsDs98NSJh5Vs9ifGNW3W9OiXBXmMfeulDRD1uhyWTC14nd6mRdb12KDAeZQr/lpxydq2InAqBJTV8A1kZ5LLWKID0JI+reOmSkgdcbthdglmHRXykM62P8foBsawWnxzxJIsDsNXghNbytBBqeJkiuNYao2ZCfoL2OGAxEe7FzLEBVqjflMaqssYR6yyXmbHurn7eR9H2iwgeenVa80JsGUsEc6pUwj5o6ynOk2lwI6MmT9y3KC+CtTRBKsz7Y+wcAUisqFZCfYymoCKX0ZNEgLyvDsdSfTg==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



[zVxI35QoN](#)

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/t2ObMUKRFSutilqUr2eGcaWnGdjGZAA7>





UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

**DOCTORADO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y
DESARROLLO RURAL**

**COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO, COMPUESTOS
BIOACTIVOS Y CARACTERIZACIÓN MOLECULAR
DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum
lycopersicum* L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE DOCTOR EN
CIENCIAS AGROPECUARIAS Y DESARROLLO RURAL**

P R E S E N T A:

Mtro. José Luis Leana Acevedo

DIRECTOR DE TESIS:

Dr. Manuel de Jesús Sainz Aispuro

CODIRECTOR DE TESIS:

Dr. Porfirio Juárez López



FACULTAD DE CIENCIAS
AGROPECUARIAS

Cuernavaca, Morelos

Septiembre de 2022

**COMPORTAMIENTO AGRONÓMICO, COMPUESTOS
BIOACTIVOS Y CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS
NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) CULTIVADOS
EN INVERNADERO**

Tesis realizada por **José Luis Leana Acevedo** bajo la Dirección del Comité Revisor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

DOCTOR EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y DESARROLLO RURAL

Director: Dr. Manuel de Jesús Sainz Aispuro

Codirector: Dr. Porfirio Juárez López

Revisor: Dr. Irán Alia Tejacal

Revisor: Dr. Víctor López Martínez

Revisor: Dr. Francisco Palemón Alberto

Revisor: Dr. Nelson Avonce Vergara

Revisor: Dr. Edgar Martínez Fernández

Revisor: Dr. Agustín Damián Nava

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar quiero agradecer a DIOS, por darme la vida hasta hoy y porque me permitió realizar mis estudios de Doctorado.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo económico para realizar estudios de Postgrado.

A la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos por las facilidades para realizar la investigación.

A la Universidad Tecnológica de Izúcar de Matamoros, por otorgarme el permiso para realizar mi Doctorado.

Al Dr. Porfirio Juárez López, por todo su gran apoyo en la investigación.

Al Dr. Manuel de Jesús Sainz Aispuro, por compartir sus conocimientos.

Al Dr. Irán Alía Tejacal, por el apoyo para la publicación de los artículos de calidad.

Al Dr. Nelson Avonce Vergara, por su apoyo para publicar el artículo de caracterización molecular.

Al Dr. Francisco Palemón Alberto, por el apoyo para realizar la experimentación.

Al Dr. Víctor López Martínez, por sus valiosas sugerencias para enriquecer la tesis.

Al Dr. Edgar Martínez Fernández, por sus acertadas correcciones.

Al Dr. Agustín Damián Nava, por sus atinadas observaciones.

Al Mtro. Vladimir Lezama y Vicente Pineda por todo su apoyo administrativo.

A Homero González, Carlos Pérez, Rodrigo Tafolla, Yonger Tamayo, Freddy Nieves y Chris por todo el apoyo en la fase agronómica de los ecotipos de jitomate.

A mi amada esposa Alicia Esthela Vidal Mejía, por estar siempre a mi lado.

A mi suegro Genaro Vidal Rodríguez, por su paciencia.

A mi mamá María Luisa Acevedo Zúñiga y a la memoria de mi padre: José Leana Domínguez (†) por su apoyo incondicional.

A mis hermanos: Mayteé, Araceli, Rubén y Edgar, por estar siempre presentes.

A mis sobrinas: Amairani, Kimberly y Jorge, por darme un gesto de felicidad.

A mis cuñados y cuñadas: Gamaliel, Fabiola, Anabel, Teresa, Pedro, Ángel, Miguel.

A Jorge Sevilla Díaz y Ma. de Jesús Peña (†) por su asesoría profesional.

A la M.C. Alyn Palacios Sosa y al Dr. Juan Emilio Álvarez Vargas por su gran apoyo en la fase de compuestos bioactivos.

Al Dr. Valentín Galván y a la Dra. Angélica Martínez por su valiosísimo apoyo en la fase molecular.

A mis amigos: Hernán Hernández, Álvaro Flores, Fernando Díaz, Rafael Ponce.

A Teresita Romero Bravo, por todo su apoyo a la familia.

Al Pastor Juan Sevilla Alvarado y su familia por su apoyo espiritual.

Al Pastor Ambrosio Morales Rizo y familia, por su gran amistad.

Al Hno. Roberto Sevilla y su esposa, por todo su apoyo moral.

A Magdis Rojas Nando, por todo su apoyo informático.

DEDICATORIAS

A Dios, porque él es el todo para mí.

A mi amada esposa, Alicia Esthela Vidal Mejía, por estar siempre a mi lado.

A mi querido suegro: Genaro Vidal Rodríguez, por todo su apoyo.

A mis queridos padres: María Luisa Acevedo Zúñiga y José Leana Domínguez (†) por apoyarme en todo momento.

A mis hermanos: Mayteé, Araceli, Rubén y Edgar por estar siempre presentes.

A mis sobrinos: Amairani, Jorge y Kimberly.

A: Gamaliel, Anabel y Fabiola por apoyarme en todo.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE CUADROS	iv
ÍNDICE DE FIGURAS	v
CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN GENERAL	1
Composición química del jitomate.....	1
Importancia del jitomate.....	1
Características del jitomate.....	3
Origen del jitomate.....	3
Características de los ecotipos de jitomate.....	3
Carotenoides.....	4
Compuestos fenólicos.....	5
Antioxidantes.....	7
Calidad del jitomate.....	9
Caracterización molecular.....	10
Principios de extracción de ADN de plantas.....	11
Homogeneización.....	11
Lisis celular.....	11
Separación de proteínas y lípidos.....	12
Precipitación de ADN.....	12
Redisolución de ADN.....	12
Cuantificación de ADN.....	13
Comprobación de ADN por electroforesis.....	13
Almacenamiento de ADN.....	13

Reacción en Cadena de la Polimerasa.....	14
Electroforesis en gel de agarosa.....	17
REFERENCIAS GENERALES.....	20
OBJETIVO GENERAL.....	28
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	28
HIPÓTESIS GENERAL.....	28
HIPÓTESIS ESPECÍFICAS.....	28
CAPÍTULO II. COMPETITIVIDAD AGRONÓMICA DE 19 ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO....	29
Resumen.....	29
Abstract.....	29
Introducción.....	30
Materiales y Métodos.....	33
Resultados y Discusión.....	36
Conclusiones.....	45
Referencias.....	46
CAPÍTULO III. CALIDAD, COMPUESTOS FUNCIONALES Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE EN FRUTOS DE JITOMATE (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) DEL SUR Y SURESTE DE MÉXICO.....	50
Resumen.....	50
Introducción.....	51
Materiales y Métodos.....	53
Resultados y Discusión.....	57
Conclusiones.....	68
Referencias.....	69
CAPÍTULO IV. CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) DE MÉXICO.....	77
Resumen.....	77
Introducción.....	77
Materiales y Métodos.....	80

Resultados	83
Discusión.....	87
Conclusiones.....	88
Referencias.....	89
CAPÍTULO V. CONCLUSIONES GENERALES.....	92

ÍNDICE DE CUADROS

CAPÍTULO II. COMPETITIVIDAD AGRONÓMICA DE 19 ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO

Cuadro 1. Forma de frutos <i>a priori</i> y origen de los ecotipos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) evaluados	34
Cuadro 2. Características fenotípicas de crecimiento de 19 ecotipos nativos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) y el híbrido comercial de jitomate saladette SUN 7705 (testigo) cultivados en invernadero	39
Cuadro 3. Características fenotípicas de producción rendimiento de 19 ecotipos nativos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) y el híbrido comercial de jitomate saladette SUN 7705 (testigo) cultivados en invernadero	42
Cuadro 4. Correlaciones de características agronómicas de 19 ecotipos nativos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) y el híbrido comercial de jitomate saladette SUN 7705 cultivados en invernadero	45

CAPÍTULO III. CALIDAD, COMPUESTOS FUNCIONALES Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE EN FRUTOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) DEL SUR Y SURESTE DE MÉXICO

Cuadro 1. Material vegetal y origen de los ecotipos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.)	56
Cuadro 2. Variables físicas y químicas de 19 ecotipos nativos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) y un híbrido comercial de jitomate “saladette” cultivados en invernadero	60
Cuadro 3. Variables químicas de 19 ecotipos nativos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) y un híbrido comercial de jitomate “saladette” cultivados en invernadero	65

CAPÍTULO IV. CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) DE MÉXICO

Cuadro 1. Forma de frutos <i>a priori</i> y origen de los ecotipos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) evaluados	82
Cuadro 2. Marcadores moleculares usados en ecotipos nativos de jitomate	85

ÍNDICE DE FIGURAS

CAPÍTULO IV. CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) DE MÉXICO

Figura 1. Fórmula para calcular el Contenido de Información Polimórfico	83
Figura 2. Fórmula para calcular la Heterocigocidad	83
Figura 3. Regla de la mayoría para decidir el número óptimo de agrupamientos	86
Figura 4. Dendrograma de ecotipos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.)	87
Figura 5. Dendrograma de ecotipos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.) con P value y 1000 bootstrap	88
Figura 6. Análisis de Componentes Principales de ecotipos nativos de jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.)	88

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN GENERAL

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es considerado una de las hortalizas de mayor importancia en muchos países del mundo (González *et al.*, 2012) debido a su amplio consumo, área cosechada, valor económico de su producción, importancia de ingresos de pequeños y medianos productores (Burbano y Vallejo, 2017) y por su elevado aporte nutricional, ya que es fuente de sustancias antioxidantes como licopeno, betacaroteno, fenoles, flavonoides y vitaminas (Rodríguez-Cabello *et al.*, 2020).

Composición química del jitomate

El jitomate se caracteriza por un alto contenido de humedad, la cual se encuentra entre 90 y 97%, teniendo así que su segundo constituyente más importante son los carbohidratos, no obstante, es bajo en grasas, proteínas y azúcares (0.7-1.1%, 0.2-0.7 % y 1.2-2.5%) (Palomo *et al.*, 2010). Los principales ácidos orgánicos en el jitomate son el málico y el cítrico, que representan el 13% de la materia seca. También contiene una nutrición abundante y bien equilibrada de minerales como potasio, magnesio, calcio, hierro, zinc, etc. y vitamina A, B, C y E (Ripoll *et al.*, 2016). Más del 90% del peso fresco del fruto del tomate es agua, y la disponibilidad de agua para la planta puede influir tanto en el tamaño como en el peso del fruto. A medida que se desarrolla el fruto del tomate, el porcentaje de sacarosa disminuye, mientras que el almidón y los azúcares reductores aumentan (Jones, 2008).

Importancia del jitomate

El jitomate es una de las hortalizas con mayor superficie cultivada a nivel mundial, representa el 30% de la producción hortícola (Cuesta y Mondaca, 2014). Es el vegetal de mayor importancia económica solo después de la papa (FAOSTAT, 2018). Es el segundo cultivo más importante desde el punto de vista agronómico después de la papa (Ronga *et al.*, 2017). Entre los productos alimenticios, ocupa el noveno lugar y es el segundo cultivo de hortalizas a nivel mundial (Lokesha *et al.*, 2019). En México es el tercer cultivo más importante y es una de las principales

hortalizas exportadas, principalmente a Estados Unidos, por su proximidad geográfica, competitividad en precio, calidad y buen gusto (FIRA, Tomato Red 2017). Es el primero como cultivo de transformación entre hortalizas (Muhammad *et al.*, 2007). Es una planta hortícola de la cual se aprovecha el fruto y es la más consumida a nivel mundial (Peña *et al.*, 2013). De acuerdo con Solórzano (2017), el tomate es un cultivo de alto valor económico para productores, y nutricional para consumidores, en muchos países del mundo. Es una de las hortalizas más populares entre los consumidores, ya que constituye un ingrediente principal en la elaboración de salsas, platillos tradicionales y alimentos procesados (Islam, Mele, Baek, & Kang, 2018), además de su aporte nutrimental (Figueroa-Cares *et al.*, 2018). El jitomate es el principal cultivo en invernadero en México y el mundo (Calvin y Cook, 2005).

La producción bajo invernadero tiene varias ventajas sobre la producción a campo abierto: mayor eficiencia en el uso de agua, tierra y fertilizantes, ampliación y ajuste de la temporada de siembra y cosecha, de acuerdo con la demanda del mercado, mejor calidad y cantidad del producto terminado y aplicación oportuna y suficiente de riego. El cultivo en hidroponía requiere de ciertas condiciones y medios para llevarse a cabo y lograr un aumento en la producción. Uno de los principales factores que determinan el éxito o fracaso en sistemas hidropónicos es el sustrato o medio de crecimiento (Pastor, 2000). El tomate es una fruta versátil que contiene el antioxidante más poderoso, el licopeno, que tiene propiedades anticancerígenas, elimina los radicales libres, protege contra la inflamación, las enfermedades cardíacas y previene el daño del ADN en el cuerpo humano. Esta especie se encuentra difundida en todos los continentes y representa una de las principales fuentes de vitaminas, minerales y fibra, importante para la salud y la nutrición humana (Razdan y Matoo, 2007). Contiene diferentes nutrientes y moléculas como ácido ascórbico, vitamina E, flavonoides, ácidos fenólicos y carotenoides (Kuti y Konuru, 2005); es la principal fuente de licopeno para el humano y se consume en fresco y procesado (Candelas-Cadillo *et al.*, 2005).

Características del jitomate

El fruto del jitomate se clasifica botánicamente como una baya, el tamaño varía de pequeño como los tipos de cereza con solo dos divisiones del ovario (lóculos) a grandes multiloculares. El fruto, es una fuente importante de vitaminas y minerales, además de azúcares reductores como fructuosa, glucosa y carotenoides como el licopeno, importantes para la dieta del ser humano, por ello el fruto se puede consumir en fresco o procesado (San Martín, 2012). Se caracteriza por ser un fruto perecedero, como consecuencia de su elevada producción interna de etileno, incrementando su sensibilidad a la aplicación exógena de este compuesto (Jiang *et al.*, 2011).

Origen del jitomate

El jitomate es originario de América del Sur, de las costas y Andes del Perú, Ecuador y norte de Chile, de donde se expandió a toda América, posteriormente a Europa y luego a todo el mundo hace varios siglos. Aunque existe cierta controversia acerca del lugar donde se llevó a cabo la domesticación, la hipótesis más aceptada es que ésta ocurrió en México (Rick, 1986; Vergani, 2002). La palabra jitomate se utiliza en el centro del país; en el resto del mundo hispanoparlante se usa el nombre común de tomate. Muchos tomates son de color rojo, sin embargo, también se pueden encontrar en negro, violeta, color amarillo y naranja (Rahim *et al.*, 2017). Las variedades de tomate presentan una amplia diversidad de tamaños, formas y colores de frutos, los cuales se han clasificado en grupos llamados riñón, cereza, ojo de venado, chino criollo, pera, bola, saladette, los cuales presentan amplia variabilidad genética (Bonilla-Barrientos *et al.*, 2014). El jitomate cultivado ha tenido un proceso de domesticación y selección con el fin de obtener mayor rendimiento, frutos uniformes en tamaño, mayor firmeza y vida de anaquel (Carrillo-Rodríguez *et al.*, 2013).

Características de los ecotipos de jitomate

Los frutos de genotipos nativos tienen menor firmeza y vida de anaquel que los híbridos comerciales (Juárez-López *et al.*, 2009); éstos se comercializan en

mercados locales y se consumen en Guerrero, Puebla, Tlaxcala y Veracruz, entre otros estados de México (Ramírez-Vallejo, 2010), debido a que generalmente tienen mayor calidad organoléptica que los frutos de híbridos modernos de jitomate (Ramírez-Vallejo, 2010; Parisi *et al.*, 2008). Además, algunos genotipos nativos tienen igual o mayor contenido de sólidos solubles, de ácido ascórbico y de licopeno (Juárez-López *et al.*, 2009). La maduración del tomate implica la expresión génica y cambios bioquímicos complejos, que resultan en la alteración de las propiedades fisiológicas que conducen a cambios en el color, textura, sabor y aroma (Cruz Hernández *et al.*, 2012). El nivel de aceptación entre los diversos productos hortofrutícolas se encuentra ampliamente correlacionado con sus características físicas externas (color, firmeza y apariencia visual) (Beckles, 2012), y en el caso del fruto de tomate, su mayor consumo se presenta cuando su epidermis ha cambiado a una tonalidad roja, pero sin observarse cambios excesivos en su textura (Cuesta y Mondaca, 2014).

Carotenoides

Químicamente, la mayoría de los carotenoides son compuestos tetraterpenoides. Así, normalmente están formados por cuarenta átomos de carbono (C₄₀) y contienen ocho unidades isoprenoides (Kimura y Rodríguez 2002). Los carotenoides también se pueden clasificar según su composición química en carotenos y xantófilas (Rodríguez-Amaya 2001). Los carotenos son hidrocarburos formados por C e H e incluyen al β-caroteno, α-caroteno (ambos carotenoides cíclicos al contener anillos en su estructura) y licopeno (carotenoide acíclico). Los carotenoides son responsables de algunas tonalidades amarillas, anaranjadas o rojas de ciertas flores y frutos. En tejidos fotosintéticos su color está enmascarado por la presencia de clorofila. En tomate, los principales compuestos bioactivos son los carotenoides, fenólicos y ácido L-ascórbico que actúan como antioxidantes. Carotenoides como el β-caroteno, precursor de la vitamina A, y principalmente del licopeno, que es en gran parte responsable del color rojo de la fruta, vitaminas como ácido ascórbico y tocoferoles, y compuestos fenólicos como flavonoides y derivados del ácido hidroxicinámico.

Los tomates constituyen la fuente predominante de licopeno en la mayoría de las dietas, y este compuesto se ha asociado con una variedad de beneficios para la salud (George *et al.*, 2004). Los jitomates también contienen cantidades menores de otros carotenoides como el β -caroteno, conocido por su actividad provitamina A (Amorim-Carrilho *et al.*, 2014). El licopeno y el β -caroteno junto con la clorofila, pertenecen al grupo de pigmentos responsables de la coloración del jitomate, durante los diferentes estadios de madurez. Específicamente, en el proceso de maduración las clorofilas se degradan y se sintetizan los carotenoides, los cuales le confieren al jitomate la coloración anaranjada tenue que culmina en un rojo intenso. Estos pigmentos influyen en la percepción de frescura del tomate que, junto con la textura y el color, son los atributos de calidad más importantes (Liu *et al.*, 2009). Además, la maduración del tomate involucra una serie de cambios cualitativos y cuantitativos de la composición química del fruto en el que participan ácidos orgánicos, azúcares solubles, aminoácidos, pigmentos y alrededor de 400 compuestos volátiles que determinan el sabor y el aroma del fruto (Petro-Turza, 1987). Los carotenoides (licopeno, caroteno, xantofilas) responsables de los colores rojo, naranja y amarillo del tomate, así como los de acción vitamínica (como el α y β caroteno y la criptoxantina), se consideran estructuras estables al calor durante el procesamiento y cocción; sin embargo, al ser estructuras altamente insaturadas son especialmente susceptibles a la oxidación (Ortega *et al.*, 2004). El jitomate, es una fuente importante de compuestos antioxidantes como carotenoides y compuestos fenólicos, con especial interés en el licopeno por ser el carotenoide principal encontrado en el tomate rojo (Lahoz *et al.*, 2016).

Compuestos fenólicos

Entre los compuestos bioactivos que presentan características funcionales y que han generado gran interés se encuentran los compuestos fenólicos, que al igual que los carotenoides son productos del metabolismo secundario de la planta, tanto en condiciones normales como de estrés, tales como temperaturas extremas, radiación UV, polución o por la actividad de parásitos (Naczki y Shahidi, 2006). Químicamente, los compuestos fenólicos tienen al menos un anillo aromático hidroxilado, el cual

puede incluir, por ejemplo, grupos funcionales como ésteres, metil ésteres y glicósidos (Duthie y Crozier 2000). Así, se han identificado más de ocho mil compuestos que presentan estructuras variadas y, por tanto, su clasificación resulta compleja.

Los compuestos fenólicos son los componentes bioactivos más abundantes en los vegetales. Son metabolitos secundarios que se encuentran en frutas, verduras y granos, y están asociados con la prevención de algunas enfermedades debido a que presentan actividad antioxidante, antiviral, antimicrobiana y antitumoral (Luo *et al.*, 2011). Los compuestos fenólicos están ampliamente distribuidos en el reino vegetal. Su función principal en las plantas es brindar protección contra la luz UV, regular el transporte de hormonas y atraer a polinizadores y dispersores de semillas, además de proporcionar protección al ataque de patógenos o herbívoros (Olivoto, *et al.*, 2017). Los compuestos fenólicos más comunes que se encuentran en la fruta del tomate incluyen flavonoides, ácidos fenólicos y taninos, que son eficaces eliminadores de radicales libres. Los compuestos fenólicos se han atribuido a su actividad antioxidante en proteger a los seres humanos del cáncer y las enfermedades coronarias, que son principalmente inducidas por estrés oxidativo (Karacabey & Mazza, 2010).

Los metabolitos antioxidantes son un grupo de vitaminas, carotenoides, fenólicos compuestos y ácido fenólico, con efectos beneficiosos para la salud de nuestro cuerpo. Entre las hortalizas, los tomates representan la fuente predominante de antioxidantes, y además de los carotenoides (licopeno, β caroteno y luteína), los flavonoides han sido confirmados como un grupo de polifenoles importantes para conferir beneficios antioxidantes (Stewart *et al.*, 2000). Los compuestos fenólicos más comunes que se encuentran en la fruta del tomate incluyen flavonoides, ácidos fenólicos y taninos, que son eficaces eliminadores de radicales libres. Los compuestos fenólicos son excelentes captadores de radicales de oxígeno porque el potencial de reducción de electrones del radical fenólico es menor que el potencial de reducción de los radicales de oxígeno, y también porque los radicales fenoxilo son generalmente menos reactivos que los radicales de oxígeno (Bors, Michel y Saran, 1994).

Antioxidantes

Los antioxidantes (AA) son compuestos capaces de inhibir o retardar la oxidación, mediante la “captación” de radicales libres; también estabilizan hidroperóxidos o inactivan el oxígeno. Los frutos de tomate han sido considerados una fuente importante de AA “nutricionales” (vitaminas A, C y E) y AA “fitoquímicos no nutritivos” (licopeno, flavonoides, flavonas y compuestos fenólicos totales), cuyo consumo está relacionado con su potencial antimutagénico y propiedades anticancerígenas. Las estructuras químicas y mecanismos de acción de los compuestos antioxidantes llegan a ser muy variados. Así, los antioxidantes pueden ser moléculas capaces de neutralizar los radicales libres aceptando o donando electrones para eliminar la condición desapareada del radical. Inclusive, las moléculas antioxidantes pueden reaccionar directamente con los radicales reactivos y destruirlos, aunque también puedan convertirse en nuevos radicales libres que son menos activos, de vida más larga y menos peligrosos que los radicales que neutralizaron (Jian-Ming *et al.*, 2010).

Matkowski *et al.* (2008) definen a los antioxidantes como aquellos compuestos “capaces de inhibir o retrasar la oxidación de sustratos, incluso en una concentración significativamente menor que el sustrato oxidado”. Se considera que el jitomate contiene antioxidantes “nutricionales”, como las vitaminas A, C y E; además de antioxidantes “fitoquímicos no-nutritivos”, como el β -caroteno, flavonoides, flavonas y compuestos fenólicos totales, entre otros (Matkowski, 2008). Actualmente se han estudiado cultivares de tomate con diferentes coloraciones (rojos, púrpuras, naranjas, rosas y amarillos), los cuales difieren no solamente en su composición de compuestos carotenoides, sino también en su actividad antioxidante. Específicamente, los tomates amarillos presentaron bajos contenidos de licopeno y altos de luteína, además de una baja actividad antioxidante, en comparación con los frutos rosas, rojos y púrpuras; los cuales, mostraron un incremento en su actividad antioxidante relacionada, en gran parte, con su contenido de licopeno (Li *et al.*, 2013). Los diferentes estadios de madurez (verdes, amarillos, rojo claro y rojo) se relacionan con la composición de compuestos antioxidantes; así, por ejemplo, la luteína se mantiene constante en las dos primeras

etapas; mientras que el β -caroteno se incrementa en tomates amarillos (Böhn, 2004). La segunda función que tienen los compuestos antioxidantes es impartirles el color característico a frutas y vegetales; de ahí la importancia de estudiar aquellos procesos que permitan mantener los contenidos de compuestos carotenoides, garantizando la calidad nutricional, funcional y sensorial de los productos. Toor y Savage (2005) consideran al licopeno, flavonoides, compuestos fenólicos, vitaminas C y E, como responsables de la actividad antioxidante de tomates tanto crudos como procesados. En tomate, los principales compuestos bioactivos identificados son los carotenoides, fenólicos y ácido L-ascórbico que actúan como antioxidantes. Carotenoides como el β -caroteno, un precursor de la vitamina A, y principalmente del licopeno, que es en gran parte responsable del color rojo de la fruta, vitaminas como ácido ascórbico y tocoferoles, y compuestos fenólicos como flavonoides y derivados del ácido hidroxicinámico.

Hay aproximadamente 7000 variedades de tomates en todo el mundo. Cada variedad tiene diferentes concentraciones de metabolitos y antioxidantes. Por ejemplo, el licopeno se encuentra en concentraciones más altas en los tomates rojos. Los tomates naranjas tienen sus propios beneficios: se ha descubierto que contienen mucha más vitamina A, en forma de betacaroteno, que los tomates rojos. La mayoría de las variedades de tomate son de color rojo debido al carotenoide rojo, el licopeno. Se sabe que diferentes genes individuales producen varios tonos de amarillo, naranja o verde. El color amarillo no está relacionado con la acidez de la fruta. La fruta rosada se debe a un solo gen (Y) que previene la formación de pigmento amarillo en la epidermis del fruto. Otros colores de frutas son naranja, rayado (bicolor), morado, negro, marrón y verde (Jones, 2008). Los metabolitos antioxidantes son un grupo de vitaminas, carotenoides, compuestos fenólicos y ácido fenólico, con efectos beneficiosos para la salud de nuestro cuerpo (Canene-Adams *et al.*, 2005). Los compuestos antioxidantes pueden ser solubles en agua, liposolubles e insolubles o estar unidos a las paredes celulares.

Calidad del jitomate

La calidad del fruto está definida por varios atributos que dependen del manejo cultural y del genotipo, la nutrición potásica constituye un aspecto de este manejo al permitir incrementar la acidez titulable, firmeza, maduración uniforme y sabor del fruto (Bugarín *et al.* 2002). Los nutrimentos más relacionados con la calidad de frutos son el potasio y el calcio. El potasio afecta la calidad del fruto: color, sabor, consistencia y tamaño (Armenta-Bojórquez *et al.*, 2000). El color verde se debe a la presencia de clorofila, que es un complejo orgánico de magnesio. La desaparición de la clorofila va asociada a un incremento en la síntesis de otros pigmentos de color amarillo, naranja y rojo, como; antocianinas y carotenoides los cuales son compuestos estables y no se alteran en los tejidos aún en avanzado estado de senescencia.

El licopeno es un carotenoide responsable principalmente del color rojo en el fruto maduro, perteneciente a la familia de los carotenoides como el β -caroteno o la luteína, lo cual provee la exigencia de la calidad visual del consumidor. Los aspectos externos; presentación, apariencia, uniformidad madurez y frescura son los componentes principales de la decisión de compra del jitomate para consumo en fresco. La calidad interna; sabor, aroma, textura, valor nutritivo, ausencia de contaminantes bióticos y abióticos está vinculada a aspectos generalmente no perceptibles, pero no por ello menos importantes para los consumidores (Domínguez *et al.*, 2012).

Dentro de este contexto las variables que en mayor medida determinan la decisión de compra por parte del consumidor, son: el color, firmeza y los principales componentes del sabor (Gómez y Camelo, 2002). Según Suslow y Cantwell, (2019) los índices de calidad de jitomates se basan principalmente en la uniformidad de forma y en la ausencia de defectos de crecimiento y manejo. El tamaño no es un factor que defina el grado de calidad, pero puede influir de manera importante en las expectativas de su calidad comercial. La forma del jitomate se determina por el índice obtenido de dividir el diámetro polar entre el diámetro ecuatorial. La maduración es un proceso complejo y genéticamente programado que puede resultar en modificaciones considerables del fruto en color, textura, olor, sabor y

aroma (Giovannoni, 2004). La comercialización del jitomate, está determinada primeramente por la aceptación del tamaño de los frutos y el color (Riquelme-Ballesteros 1995). El color de los alimentos y la distribución del color, en productos crudos y procesados, son una de las características de calidad sensorial clave para los consumidores y determina la aceptación de un producto alimenticio. Las características organolépticas de los tomates están relacionadas con su composición química, que depende de la variedad y origen del cultivo (Rodríguez *et al.*, 2018); ésta composición incluye compuestos funcionales (polifenoles y flavonoides), que ayudan a prevenir enfermedades cardiovasculares y cancerígenas debido a su riqueza en carotenos (β -carotenos y licopeno) y compuestos que actúan como potentes antioxidantes (Raiola *et al.*, 2014)

Caracterización molecular

El tomate es un sistema modelo preeminente para la genética de estudios en plantas. Los polimorfismos del ácido desoxirribonucleico (ADN) proporcionan una poderosa herramienta para cuantificar los niveles existentes de variación genética en el germoplasma vegetal, ya sea de cereales o vegetales. Los marcadores moleculares pueden proporcionar una herramienta eficaz para la selección eficiente de las características agronómicas deseadas porque se basan en los genotipos de las plantas y, por lo tanto, son independientes de la variación ambiental. La variación o polimorfismo de los microsatélites (SSR) son el resultado del deslizamiento de la polimerasa durante la replicación del ADN o entrecruzamiento desigual (Levinson y Gutman, 1987). El trabajo de Song *et al.* (2006) ha confirmado la utilidad de los SSR para el estudio de la diversidad y variabilidad genética en el género *Solanum* y para la selección de cultivares de tomate. El tomate cultivado se caracteriza por su bajo nivel de ADN polimórfico. Los marcadores polimórficos son requeridos para el mapeo y análisis de genoma con jitomate (Benor *et al* 2008). García Martínez *et al.* (2006) y Song *et al.* (2006) confirmaron la utilidad de los microsatélites para estudiar la diversidad genética y la variabilidad en el género *Solanum*.

Principios de extracción de ADN de plantas

La extracción consiste en el aislamiento y purificación de moléculas de ADN y se basa en las características fisicoquímicas de la molécula. El ADN está constituido por dos cadenas de nucleótidos unidas entre sí formando una doble hélice. Los nucleótidos están integrados por un azúcar (desoxirribosa), un grupo fosfato y una base nitrogenada (adenina, guanina, timina o citosina). La unión de los nucleótidos ocurre entre el grupo fosfato y el azúcar, mediante enlaces fosfodiéster, dando lugar al esqueleto de la molécula. Las bases de cadenas opuestas se unen mediante puentes de hidrógeno y mantienen estable la estructura helicoidal. En general, los protocolos tradicionales consisten de cinco etapas principales: homogeneización del tejido, lisis celular, separación de proteínas y lípidos, precipitación y redisolución del ADN.

La colecta de la muestra y su manejo adecuado son indispensables para una extracción del ADN exitosa. Una colecta y manejo apropiado de la muestra permite obtener ADN íntegro y sin contaminantes, los cuales afectan la acción de las enzimas durante la reacción de PCR.

Homogeneización

La homogeneización, mecánica o química, consiste en romper las uniones entre las células para facilitar la interacción con las soluciones de lisis que ayudan a liberar el material genético. La homogeneización mecánica incluye el uso de Nitrógeno líquido. Este procedimiento consiste en macerar la muestra con nitrógeno líquido, en un mortero de porcelana, hasta obtener un polvo muy fino. El nitrógeno líquido, congela de inmediato la muestra y evita que se formen cristales en el interior de la célula que rompen la estructura celular e inicie el proceso de degradación. Este procedimiento, se puede utilizar en tejido congelado.

Lisis celular

Durante el proceso de lisis celular las interacciones entre las moléculas que conforman la pared, la membrana celular y nuclear se modifican o destruyen permitiendo que los ácidos nucleicos se liberen. Se utilizan soluciones básicas,

detergentes o agentes caotrópicos que permiten disolver la membrana celular, así como inhibidores para inactivar las enzimas que degradan el ADN.

Separación de proteínas y lípidos

En esta etapa se separa el ADN de las proteínas y lípidos mediante solventes orgánicos y ciclos de centrifugación. Se utiliza la fuerte tendencia hidrofílica de los grupos fosfato para separarlos en medios acuosos, mientras que las proteínas y los lípidos se separan en solventes orgánicos. La fase acuosa y la orgánica se separan por centrifugación lo que permite aislar al ADN. Los solventes que se usan frecuentemente son el fenol, el cloroformo y el alcohol isoamílico. Estos reactivos contaminan fácilmente el ADN, por lo que se debe evitar acarrearlos en el proceso de purificación.

Precipitación de ADN

Después de que son eliminados los lípidos y las proteínas, se recupera el ADN. Para ello, se adiciona etanol y soluciones con altas concentraciones de iones de sodio o amonio que se unen a los grupos fosfato, esta mezcla reduce las fuerzas repulsivas entre las cadenas y permite que el ADN se pliegue sobre sí mismo haciéndolo insoluble. Un paso de centrifugación permite que el ADN permanezca en el fondo del tubo mientras que el etanol es desechado. Los restos de etanol se eliminan con un lavado con etanol al 70% y el remanente se elimina por evaporación.

Redisolución de ADN

Una vez que se ha eliminado el etanol, el paso siguiente es hidratar el ADN para mantenerlo en solución. En el caso de emplear agua, el pH debe ser de 7 para permitir la redisolución completa del ADN y evitar una hidrólisis ácida. Cuando se utiliza una solución amortiguadora, es preferible utilizar una solución de Tris-HCl a 10mM y EDTA a 0.1M a un pH de 8.0 (low TE) para almacenar el material. Cuando se está disolviendo el ADN es importante evitar el pipeteo y la agitación agresiva pues se pueden fragmentar moléculas de alto peso molecular.

Cuantificación de ADN

Una vez obtenido el material genético, es importante determinar el rendimiento mediante espectrofotometría. La ley de Beer-Lambert indica que la concentración de una molécula en solución depende de la cantidad de luz absorbida de las moléculas disueltas. Una característica del ADN es que absorbe la luz ultravioleta (UV) a 260 nm y permite estimar su concentración mediante espectrofotometría. En el caso de algunos equipos como el espectrofotómetro Nanodrop, no es necesario diluir la muestra y el equipo nos proporciona directamente la concentración en ng/ul. Para estimar la pureza del ADN se considera la proporción de la absorbancia a 260 nm y 280 nm. Una proporción de 1.8 es aceptada como ADN puro, proporciones menores a este valor indican la presencia de proteínas. Una segunda valoración de la pureza de ácidos nucleicos es la proporción 260/230, los valores aceptados se encuentran en el rango de 2.0 a 2.2, si la relación es menor indican la presencia de contaminantes como carbohidratos o fenol.

Comprobación de ADN por electroforesis

Además de conocer la cantidad y calidad del ADN por espectrofotometría, es importante conocer si el ADN obtenido está íntegro. La integridad del ADN se puede observar mediante electroforesis en gel de agarosa. Si el ADN está íntegro, se debe observar una banda estrecha cercana al pozo en que se colocó la mezcla de ADN. Si está fragmentado, se observará una banda de más de un cm de ancho o un sendero luminoso en el carril de la muestra. El ADN fragmentado dificulta la amplificación de productos de PCR de alto peso molecular y afecta la reproducibilidad de las técnicas.

Almacenamiento de ADN

Una vez que el ADN ha sido purificado, cuantificado y analizado mediante electroforesis, una parte de la muestra se puede almacenar a 4 °C para los análisis inmediatos y el material restante a -20 °C o -80 °C, para una preservación por varios meses.

Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR)

La Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) es un método de análisis del ácido desoxirribonucleico (ADN) que amplifica exponencialmente una secuencia o región de ADN específica que permite un análisis de ADN. La PCR es un proceso que consta de tres pasos: Desnaturalización, Alineamiento y Extensión. La primera reacción es la desnaturalización del ADN, separándose las dos cadenas por ruptura de los enlaces de hidrógeno. Las condiciones típicas de desnaturalización son 95 °C por 30 segundos, o 97 °C por 15 segundos. La segunda reacción consiste en la hibridación o alineamiento de los primers. Para ello se baja la temperatura, y las condiciones serán tales que se facilitará la unión de los primers a las cadenas. Las condiciones son de 55 °C por 30 segundos.

La temperatura y el tiempo requerido para el alineamiento de los primers dependen de la composición, tamaño y concentración de los primers amplificadores. Una temperatura de alineamiento óptima es 5 °C por debajo de la T_m de los primers. La tercera reacción es la extensión, se efectúa a 72 °C, temperatura a la cual la polimerasa lleva a cabo su acción, insertando los diferentes nucleótidos complementarios en el orden que le va indicando la cadena que actúa como molde. El tiempo de extensión depende de la longitud y concentración de la secuencia blanco y de la temperatura. La extensión del primer se realiza tradicionalmente a 72 °C. Un tiempo de extensión de un minuto es considerado suficiente para productos de hasta 2 kb de longitud. Sin embargo tiempos mayores de extensión pueden ser útiles cuando la concentración del sustrato es muy pequeña o cuando la concentración del producto excede la concentración de la enzima.

Los tres pasos anteriores constituyen un ciclo. La repetición de este ciclo unas 40 veces, por ejemplo, permite obtener, como resultado de un experimento de amplificación, millones de copias del fragmento de interés. El número óptimo de ciclos dependerá principalmente de la concentración inicial del templado cuando los otros parámetros son optimizados. Un error común es el de ejecutar demasiados ciclos, ya que esto puede incrementar la cantidad y complejidad de productos no específicos. Pocos ciclos dan como resultado un bajo rendimiento del producto. La cantidad de ADN dobla teóricamente por cada ciclo de PCR. Después de cada ciclo,

la cantidad de ADN es dos veces la anterior, así que después de dos ciclos se tienen 2×2 veces, después de tres ciclos se tienen 8 veces la cantidad inicial, después de cuatro ciclos se tienen 16. Así, después de N ciclos se tienen 2^N . La idea básica de la técnica es sintetizar muchas veces un pedazo o fragmento de ADN utilizando una polimerasa que puede trabajar a temperaturas muy elevadas (72°C), de ahí su nombre comercial más conocido: taq polimerasa. En el tubo de mezclas se colocan todos los ingredientes necesarios para hacerlo: la polimerasa, el ADN del organismo que queremos estudiar donde se encuentra el fragmento que queremos sintetizar, los oligonucleótidos (llamados también primers, iniciadores, cebadores, “oligos”) necesarios para que inicie la transcripción, los dinucleótidos (dNTPs) y las condiciones para que la enzima trabaje adecuadamente (pH, determinadas cantidades de magnesio en forma de MgCl_2 , KCl y puede necesitarse otras sales o reactivos, dependiendo de cada polimerasa).

Una vez teniendo listo todo lo necesario para que la síntesis del fragmento que nos interesa que se lleve a cabo, el siguiente paso es colocar los tubos de un termociclador, que sirve para calentarlos o enfriarlos a temperaturas muy precisas. El termociclador es el aparato que permite llevar a cabo de forma automática y reproducible la sucesión de ciclos de temperatura necesarios para la PCR. El termociclador calienta o enfría los tubos a tres temperaturas distintas, que se repiten una y otra vez (ciclos de reacción) la primera es a 95°C (desnaturalización) durante la cual las dobles cadenas del ADN se abren o desnaturalizan, quedando en forma de cadenas sencillas. Después el termociclador ajusta la temperatura en un intervalo entre 40 y 60°C (alineamiento), a esta temperatura se forman y rompen constantemente los puentes de hidrógeno entre los oligonucleótidos y el ADN, y aquellas uniones más estables (las complementarias) durarán mayor tiempo, quedando oligonucleótidos “alineados” formando una pequeña región de doble cadena. La polimerasa se une a este pequeño pedazo de ADN de doble cadena y comienza a copiar en sentido $5'$ a $3'$; al agregar unas bases más, los puentes de hidrógeno que se forman entre las bases estabilizan más la unión y el oligonucleótido permanece en este sitio para el siguiente paso. Después la temperatura sube a 72°C (extensión), ya que ésta es la temperatura en la cual la

polimerasa alcanza su máxima actividad y continúa la síntesis de los fragmentos de ADN a partir de los oligonucleótidos que se habían alineado. Posteriormente se repiten una vez más las tres temperaturas, pero en este segundo ciclo, los oligos, además de unirse al ADN que pusimos al inicio también se unió a los fragmentos recién sintetizados del primer ciclo, por lo tanto en este segundo paso la polimerasa sintetizará dos fragmentos largos copiados directamente del ADN y dos fragmentos del tamaño esperado, que es el tamaño que hay entre los dos oligonucleótidos que hemos usado. De esta forma con cada ciclo aumentará el número de fragmentos del tamaño que queremos. Cabe mencionar que antes y después de estos ciclos se programan dos pasos, uno de 95 °C durante varios minutos para iniciar con desnaturalización, y al final de los ciclos, un paso último de extensión a 72 °C para permitir que la taq termine de sintetizar todos los fragmentos que pueden haber quedado incompletos.

Para este tipo de PCR es necesario que uno de los oligos tenga la misma secuencia que se encuentra en una de las cadenas del ADN, y el otro deberá llevar la secuencia complementaria que estará al final del fragmento que se quiere amplificar (por lo cual se les llama forward y reverse) para que uno sea complementario a la cadena que forma el otro; si no es así no podría amplificarse el sitio que se necesita. Como cada pedazo sintetizado sirve como base para sintetizar otros en el siguiente ciclo, el número de copias aumentará en forma exponencial. La polimerasa comercial siempre viene acompañada de un buffer o amortiguador con las sales que se requieren y el $MgCl_2$. Es mejor utilizar la misma marca de polimerasa y dinucleótidos, porque cada compañía estandariza sus condiciones con sus propios reactivos. Los oligonucleótidos deben ser sintetizados por alguna compañía comercial. El agua que se utiliza en una reacción de PCR debe tener muy pocas sales (bidestilada) y si hay variaciones en la cantidad de iones entre una reacción y otra podría haber problemas. Los tubos y puntas deben ser certificados: libre de ARNasas y ADNasas. Todos los termocicladores funcionan con tubos de 0.2 ml cuyas paredes son muy delgadas para que se ajuste mejor la temperatura al interior del tubo cuando se hace la reacción. Es importante preparar todos los reactivos en alícuotas congeladas (se guardan a -20 °C), calculando que cada alícuota sirva para

unas cinco reacciones como máximo. Para hacer las alícuotas se usan puntas especiales con filtro, para evitar contaminarlas y de esta manera se congelan y descongelan los reactivos pocas veces, por lo que duran más (la taq y los dNTPs). En un tubo eppendorf de 1.5 ml se mezclan las cantidades calculadas (excepto ADN) y cada uno de los diez tubos se llena con 49 microlitros de mezcla, y al final se agrega el ADN de cada muestra. Hacer la mezcla del PCR lo más homogénea posible. Al homogenizar se aseguran resultados reproducibles. La polimerasa nunca se saca del congelador a -20 °C; cuando se necesita usarla, en el mismo congelador se toma lo que se necesita. Al final, cuando ya se hizo la mezcla en el tubo y se ha agregado la taq, se invierte suavemente varias veces (sin hacer burbujas, porque se desnaturaliza la polimerasa) y se baja la mezcla en la picofuga. Ya preparados, los tubos deben mantenerse en hielo o a 4 °C hasta meterlos al termociclador, para evitar que la polimerasa sintetice fragmentos inespecíficos.

Electroforesis en gel de agarosa

La electroforesis analiza los fragmentos obtenidos en el PCR en geles de agarosa, permite separar estos fragmentos de acuerdo al tamaño, peso molecular o propiedades topológicas de cada uno. La agarosa forma una especie de red con agujeros de tamaños diferentes, para lo cual se obliga a pasar los fragmentos de ADN, “jalándolos” a través de corriente eléctrica hacia el polo positivo, ya que la carga de una molécula de ADN es negativa por la presencia de grupos fosfato. Los fragmentos más pequeños pasarán primero a través de la red de agujeros, mientras que los más grandes se irán retrasando y atorando en los hoyos; de esta manera los fragmentos de tamaños similares migrarán a ritmos similares. Si hay muchos fragmentos de un mismo tamaño se agruparán todos juntos, por lo que podremos verlos, formando lo que llamamos una banda en el gel.

La agarosa no forma redes tan uniformes, pero permite separar las moléculas de ADN en un intervalo muy grande. Utilizarla es sencilla y teñirla también. Para trabajar con geles de agarosa es necesario una cámara de electroforesis, una fuente de poder, un transiluminador de luz UV y equipo de fotografía (una cámara polaroid, un filtro para luz UV y un cono adaptado a la cámara), para guardar la

imagen del gel. Para empezar, se prepara el buffer de corrida, el cual tendrá el pH requerido y los iones necesarios para que fluya la corriente y pueda migrar el ADN. El buffer más común es el TBE (Tris Boratos EDTA), que por ser muy estable puede reutilizarse varias veces. También se utiliza con frecuencia el buffer TAE (Tris Acetatos EDTA), que es menos estable que el TBE y tiende a ionizarse más rápido, pero permite obtener mejor separación de bandas, sobre todo si son de gran tamaño (1 kb o más). Dependiendo del tamaño de los fragmentos que se espera se utilizará una concentración de agarosa mayor o menor para obtener agujeros más o menos grandes y una mejor resolución de nuestras bandas. Si no conocemos el tamaño, se puede empezar con agarosa al 1%, pero si se conoce, se puede usar otra.

La agarosa se disuelve en el mismo buffer que utilizaremos para la corrida, y se calienta hasta ebullición para disolver bien el polvo. Hay que tener cuidado de retirarla del calor o del microondas en cuanto comienza a hervir, pues podría derramarse. La solución se agitará suavemente para evitar la formación de burbujas, y cuando se enfríe un poco (60°C) se vierte de una sola vez en el contenedor de geles al que ya le colocamos el peine para que se formen los pozos en donde cargamos las muestras. Si quedan algunas burbujas, rápidamente en la punta de una pipeta podemos picarlas y quitarlas; si se dejan puede hacer que la electroforesis no migre en forma homogénea. Cuando se enfríe y solidifique agregamos el buffer necesario hasta cubrir bien el gel (de esta forma el peine se puede quitar fácilmente) y después se retira el peine con cuidado para no romper el fondo de los pozos. Con una pipeta, cada muestra se vierte en un pozo, mezclada previamente con uno o dos microlitros de colorante de corrida. Generalmente los colorantes de corrida llevan alguna sustancia espesa, como glicerol o sacarosa, que permite que la muestra caiga hacia el fondo del pozo, y los colorantes (xilen-cianol o azul bromo-fenol) nos dan una idea de como van migrando los fragmentos (en un gel de agarosa al 1% de azul de bromofenol migra junto con los fragmentos de 300 pb, y el xilen-cianol migra igual que los fragmentos de 4 kb). En un parafilm se depositan unas gotitas de colorante y después se agrega la gotita de la muestra al cargar sobre la gota de colorante. Con cuidado de no hacer burbujas las mezclamos subiéndolo y bajándolo con la pipeta. La punta de la pipeta se mete un poco en el pozo

(sin romperlo) y lentamente se vacía la pipeta para cargar el gel. Para que las muestras no se derramen y no se mezclen unas con otras hay que evitar llenar el pozo hasta arriba. Por lo menos un carril de gel siempre deberá tener un marcador de peso molecular como control para saber el tamaño de las bandas que tendremos. Tampoco debe olvidarse poner en el gel los controles negativo y positivo. Cuando el gel está listo se conectan los cables, lo más común es un cable rojo para conectarlo al polo positivo y uno negro en el negativo. El ADN migrará hacia el polo positivo ya que los fosfatos de la molécula le confieren carga negativa, por lo que hay que asegurarse que la corrida del gel sea hacia el cable rojo, o polo positivo. Para el voltaje se recomienda utilizar 5 volts por cada centímetro que exista entre los dos electrodos de nuestra cámara.

Para la tinción del gel lo más común es utilizar bromuro de etidio, que es una molécula de dos propiedades importantes: se intercala en las bases del ADN y brilla con luz UV a una longitud de onda determinada (264-366 nm) con lo cual podemos observar las bandas de ADN en el gel. El bromuro de etidio, es un mutágeno y es altamente tóxico, por lo cual es necesario utilizar guantes y bata para su manejo. Hay dos maneras de teñir el gel: cuando la agarosa está a unos 60 °C, antes de hervirla, se añade el bromuro de etidio directamente para que quede a una concentración de 0.5 microgramos por mililitro en el gel. La desventaja es que el bromuro retarda la migración de las moléculas de ADN, y además la cámara de electroforesis queda contaminada con el bromuro, es por eso que hay quien prefiere teñir después de la corrida: el gel se sumerge en una solución de 0.5 micro gramos por mililitro de bromuro de etidio por 30 a 40 minutos y así no se contaminan las cámaras y el ADN migra más rápido, pero es un método más lento. Al terminar se pone el gel en el transiluminador para verlo.

REFERENCIAS GENERALES

- Amorim-Carrilho, K. T., Cepeda, A., Fente, C., & Regal, P. (2014). Review of methods for analysis of carotenoids. *TrAC - Trends in Analytical Chemistry*, 56, 49–73. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2013.12.011>
- Armenta-Bojórquez, A.D., Baca-Castillo, G.A., Alcántar-González, G., Kohashi-Shibata, J., Valenzuela-Ureta, J.G., y Martínez-Garza, A. (2000). Relaciones de nitratos y potasio en fetirriego sobre la producción, calidad y absorción nutrimental de tomate. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 7(1).
- Beckles DM (2012). Factors affecting the postharvest soluble solids and sugar content of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) fruit. *Postharvest Biology and Technology* 63: 129-140
- Benor, Salomon, Zhang, Mengyu, Wang, Zhoufei, Zhang, Hongsheng. (2008). Assessment of genetic variation in tomato (*Solanum lycopersicum* L.) inbred lines using SSR molecular markers. *Journal of genetics and genomics* 35, 373-379.
- Böhn, V. (2004). Effects of agronomic practices and processing conditions on tomato ingredients. Dris, R. y Jain, S. M. (Eds.). *Production practices and quality assessment of food crops*. Netherlands. Editorial Kluwer Academic Publishers. 285 p.
- Bonilla-Barrientos O., R. Lobato-Ortiz, J. J. García-Zavala, S. Cruz-Izquierdo, D. Reyes-López, E. Hernández-Leal y A. Hernández-Bautista (2014). Diversidad agronómica y morfológica de tomates arriñonados y tipo pimienta de uso local en Puebla y Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 37: 129-139.
- Bors, W., Michel, C., & Saran, M. (1994). Flavonoid antioxidants: rate constants for reactions. *Methods in Enzymology*, 234(1983), 420–429. Retrieved from <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/0076687994341125>

Bugarín Montoya, R., Galvis Spínola, A., Sánchez García, P., y García Paredes, D. (2002). Demanda de potasio del tomate tipo Saladette. *Terra Latinoamericana*, 20(4): 391-399.

Burbano E and Vallejo F. (2017). Production of “chonto” tomato lines, *Solanum lycopersicum* Mill., with expression of the sp gene responsible of determinate growth. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas* 11(1): 63-71. <http://dx.doi.org/10.17584/rcch.2017v11i1.5786>

Calvin, L. and R. Cook. (2005). North American greenhouse tomatoes emerge as a major market force. *AmberWaves*. Springfield, VA, USA.

Candelas-Cadillo, M. G.; Alanís-Guzmán, M. G.; Bautista-Justo, M.; Del Río-Olague, F.; y García-Díaz, C. (2005). Contenido de licopeno en jugo de tomate secado por aspersión. Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, México. *Rev. Mex. Ing. Química*. 4:299 - 307.

Carrillo-Rodríguez J. C., J. L. Chávez-Servia, G. Rodríguez-Ortiz, R. Enríquezdel Valle y Y. Villegas-Aparicio (2013). Variación estacional de caracteres agromorfológicos en poblaciones nativas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 6:1081-1091

Cuesta G, Mondaca E (2014). Efecto de un biorregulador a base de auxinas sobre el crecimiento de plantines de tomate. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 20: 215-222.

Cruz-Hernández A, Paredes-López O. Calidad de la fruta: nuevos conocimientos para la biotecnología. *Crit Rev Food Sci Nutr*. 2012; 52 (3): 272–89. DOI: <http://dx.doi.org/10.1080/10408398.2010.499844> PubMed: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/22214444>

Domínguez, I., Rueda, I.J., Pérez, A., Vila, M. I., Fayos, M.A., Blanco, M.T., Font, R. (2012). Parámetros de Calidad en Tomate Fresco. *La Mojonera* (Almería). Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural, Instituto de Investigación y

Formación Agraria y Pesquera, 2012. pp. 1- 15. Formato digital (e-book) - (Tecnología Poscosecha e Industria Agroalimentaria).

Duthie, G, y A Crozier. 2000. Plant-derived phenolic antioxidants. *Current Opinion in Lipidology* 11(1): 43-47.

Figueroa-Cares, I. E., Cruz-Álvarez, O., Martínez-Damián, M. T., Rodríguez-Pérez, J. E., Colinas-León, M. T., & Valle-Guadarrama, S. (2018). Calidad nutricional y capacidad antioxidante en variedades y genotipos nativos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ)*, 35(1), 63-84. Retrieved from <http://produccioncientificaluz.org/index.php/agronomia/article/view/23155/23203>

FIRA, TOMATO RED, 2017. Fideicomisos instituidos en relación con la agricultura. Panorama agroalimentario, tomate rojo 2017.

Garcia-Martinez, S., Andreani, L., Gracia-Gusano, M., and Geuna, F. (2006). Evaluation of amplified fragment length polymorphism and simple sequence repeat for tomato germplasm fingerprinting: Utility for grouping closely related traditional cultivars. *Genome*. 49: 648–656

George, B., Kaur, C., Khurdiya, D. S., & Kapoor, H. C. (2004). Antioxidants in tomato (*Lycopersium esculentum*) as a function of genotype. *Food Chemistry*, 84(1), 45–51. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(03\)00165-1](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(03)00165-1)

Giovannoni, J. J. (2004). Genetic regulation of fruit development and ripening, *Plant Cell*. 16: S170-S180.

Gómez, P.A. y Camelo, A.F.L. (2002). Calidad postcosecha de tomates almacenados en atmósferas controladas. *Horticultura Brasileira*, Brasília, 20(1): 38-43.

Graff, O. y Makeschin, F. (1980). Beeinflussung des ertrags von weidelgras (*Lolium multiflorum*) durch ausscheidungen von regenwürmen dreier verschiedener arten. *Pedobiologia*. 20: 176-180.

González I, Arias Y y Peteira B. (2012). Aspectos generales de la interacción *Fusarium oxysporum* f. sp. lycopersici-tomate. Revista Protección Vegetal 27(1): 1-7. <http://scielo.sld.cu/pdf/rpv/v27n1/rpv01112.pdf>

Islam, M. Z., Mele, M. A., Baek, J. P., & Kang, H. (2018). Iron, iodine and selenium effects on quality, shelf life and microbial activity of cherry tomatoes. Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca, 46(2), 388-392. doi: 10.15835/nbha46211012

Jiang TM, Wang P, Yin XR, Zhang B, Xu CJ, Li X, Chen KS (2011). Ethylene biosynthesis and expression of related genes in loquat fruit at different developmental and ripening stages. Scientia Horticulturae 130: 452-458.

Juárez-López, P.; Castro-Brindis, R.; Colinas-León, T.; Ramírez-Vallejo, P.; Sandoval-Villa, M; Reed, W.D.; Cisneros-Zevallos, L.; King, S. (2009). Evaluación de calidad de siete genotipos silvestres de jitomate (*Lycopersicon esculentum*). Revista Chapingo Serie Horticultura 15: 5-9.

Karacabey, E., & Mazza, G. (2010). Optimisation of antioxidant activity of grape cane extracts using response surface methodology. Food Chemistry, 119(1), 343–348. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.06.029>

Kimura, Mieko, y Delia Rodriguez-Amaya. (2002). A scheme for obtaining standards and HPLC quantification of leafy vegetable carotenoids. Food Chemistry 78 : 389-398.

Kuti, J. y Konuru, H. (2005). Effects of genotype and cultivation environment on lycopene content in red-ripe tomatoes. J. Sci. Food Agric. 85:2021 – 2023.

Jones, J. Benton (2008). Tomato Plant Culture: In the Field, Greenhouse and Home Garden (Second Edi). CRC Press. 420 pages.

Jian-Ming, Lü; Lin, P. H.; Yao, Q. y Chenet, C. (2010). Chemical and molecular mechanisms of antioxidants: Experimental approaches and model systems. J Cell Mol Med. 14(4): 840–860.

Lagudah ES, Krattinger SG, Herrera-Foesse S, Singh RP, Huerta-Espino J, Spielmeier W, Brown-Guedira G, Selter LL, Keller B. (2009). Gene-specific markers for the wheat gene Lr34/Yr18/Pm38 which confers resistance to multiple fungal pathogens. *Theor. Appl. Genet.* 119: 889-898.

Levinson, G., and Gutman, G.A. (1987). Slipped-strand mispairing: A major mechanism for DNA sequence evolution. *Mol. Biol. Evol.* 4: 203–221.

Li, H.; Deng, Z.; Liu, R.; Loewen, S. y Tsao, R. (2013). Carotenoid compositions of coloured tomato cultivars and contribution to antioxidant activities and protection against H₂O₂-induced cell death in H9c2. *Food Chem.* 136:878-888.

Liu, L. H.; Zabaraz, D.; Bennett, L. E.; Aguas, P. y Woonton, B. W. (2009). Effects of UV-C, red light and sun light on the carotenoid content and physical qualities of tomatoes during post-harvest storage. *Food Chem.* 115(2):495-500.

Lokesha AN, Shivashankara KS, Laxman RH, Geetha GA, Shankar AG. (2019). Effect of high temperature on fruit quality parameters of contrasting tomato genotypes. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences.* 8 (3):2319-7706.

Matkowski, A.; Tasarz, P. y Szygula, E. (2008). Antioxidant activity of herb extracts from five medicinal plants from Lamiaceae, subfamily Lamioideae. *J. Med. Plant. Res.* 2(11):321-330.

Muhammad A. and Singh A. (2007). "Intra-row spacing and pruning effects on fresh tomato yield in Sudan Savanna of Nigeria," *Journal of Plant Sciences*, 2(2): 153–161, 2007.

Naczka, M, y F Shahidi. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetable: occurrence, extraction and analysis. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical analysis* 41, nº 5 : 1523- 1542.

Olivoto Tiago, Nardino Maicon, Carvalho Ivan Ricardo, Nicolau Fullmann, Jardel Szarecki Vinicius, Ferrari Mauricio Junior de Pelegrin Alan y Velci Queiroz de Sousa

(2017). Plant secondary metabolites and its dynamical systems of induction in response to environmental factors: A review. *African Journal of Agricultural Research* 12(21): 71-84.

Ortega, A.; Basabe, T. y Sobaler, L. (2004). Frutas, hortalizas y verduras. Bartrina-Aranceta, J. y Rodrigo-Pérez, C. (Eds). Frutas y verduras y salud. España. Editorial Elsevier. 268 p.

Palomo, I., Moore, R., Carrasco, G., Villalobos, P. y Guzmán, L. (2010). El consumo de tomates previene el desarrollo de enfermedades cardiovasculares y cáncer: antecedentes epidemiológicos y mecanismos de acción. *Idesia* 28 (3): 121-129

Parisi, M.; D'onofrio, B.; Pentangelo, A.; Villari, G.; Giordano, I. (2008). Morphology, productivity and characterization of the traditional ecotype pomodoro di Sorrento originating from the Campania region, southern Italy. *Acta Horticulturae* 789: 205-209.

Pastor S J N (2000) Utilización de sustratos en viveros. *Terra Latinoamericana* 17(3):213–235.

Ramírez-Vallejo, P. (2010). Conservación y aprovechamiento de la diversidad de poblaciones nativas de jitomate, pp. 116-126. In: *Producción de Tomate en el Norte de México*.

Petro-Turza, M. (1987). Flavor of tomato and tomato products. *Food Rev. Int.* 2(3):309-351.

Peña, Y. M., Casierra, P. F. y Monsalve, O. I. 2013. Soilless tomato production (*Solanum lycopersicum* L.) in rice hulls mixed with mineral and organic materials. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*. 7(2): 217-227.

Rahim, H., Amirul, M., Abdul, M., Zaffrie, M., Amin, M., & Haimid, M. T. (2017). Technological adoption evaluation of agricultural and food sectors towards modern agriculture: Tomato, 41–53.

Raiola A., Rigano M. M., Calafiore R., Frusciante L., & Barone A. (2014). Enhancing the Health-Promoting Effects of Tomato Fruit for Biofortified Food. Hindawi Publishing Corporation Mediators of Inflammation. <http://dx.doi.org/10.1155/2014/139873>

Razdan, M. K. y Mattoo, A. K. (2007). Genetic Improvement of Solanaceous Crops, Tomato. Published by Science Publishers Enfield, NH, EE.UU. 2:646.

Rick, C. M. (1986). Germoplasm resources in the wild tomato species. Acta Horticulturae 190:39-47.

Ripoll, Julie, Laurent Urban, Béatrice Brunel, y Nadia Bertin. (2016). Water deficit effects on tomato quality depend on fruit developmental stage and genotype. Journal of Plant Physiology. 190:26-35.

Rodriguez-Amaya, Delia. A guide to carotenoid analysis in foods. Washington: Estados Unidos, 2001.

Rodríguez-Cabello J, Pérez-González A, Ortega-García L y Arteaga-Barrueta M. (2020). Estudio hidrosostenible en el cultivo del tomate, su efecto en el rendimiento y calidad del fruto. Cultivos Tropicales 41(2): 1-15. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362020000200006&lng=es&nrm=iso

Rodríguez, D.D.I., Arellano, C.S., Rosales, M.P., Ochoa, G. F., & López, C.M.S. (2018). Antioxidant content in skin and seeds of three tomato varieties (*Solanum lycopersicum*) grown in 2 regions of Mexico. International Journal of Food and 632 Nutritional Science, 7(3), 1-14. Available at: <http://www.ijfans.com/currentissue.php>.

Ronga, D., Zaccardelli, M., Lovelli, S., Perrone, D., Francia, E., Milc, J., Ulrici, A., Pecchioni, N., (2017). Biomass production and dry matter partitioning of processing tomato under organic vs conventional cropping systems in a Mediterranean environment. Scientia horticulturae 224, 163-170. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.05.037>

San Martín, H. C., Ordaz, Ch. V. M., Sánchez, G. P., Colinas, L. M. T. B. Borges, G. L. (2012). Tomato (*Solanum lycopersicum* L.) quality produced in hydroponics with different particle sizes of tezontle. *Agrociencia*. 46: 243-254.

Solórzano-Morales, A., Castro-Vásquez, R., Barboza-Vargas, N., Hernández-Jiménez, E., WHammond, R., Ramírez-Fonseca, P. (2017). Detección de crinivirus y begomovirus en plántulas de tomate y arvenses asociadas a semilleros. *Agronomía Mesoamericana* 28(2): 477-488.

Song, J., Chen, J., Chen, H.Y., Liu, Y., and Zhuang, T.M. (2006). Research of genetic diversity of tomato using SSR markers. *Journal of Shanghai Jiaotong University* 24: 524–528 (in Chinese with an English abstract).

Stewart, A. J., Bozonnet, S., Mullen, W., Jenkins, G. I., Lean, M. E. J., & Crozier, A. (2000). Occurrence of Flavonols in Tomatoes and Tomato-Based Products. 48 (7): 2663-9

Suslow, T.V., y Cantwell, M. (2019). Recomendaciones para mantener la calidad poscosecha de jitomate. En línea: [http//. postharvest.ucdavis.edu](http://postharvest.ucdavis.edu).

Toor, R. K. y Savage, G. P. (2005). Antioxidant activity in different fractions of tomatoes. *Food Res. Int.* 38(5):487–494.

Vergani, G. R. J. 2002. *Lycopersicum esculentum*: una breve historia del tomate. *Revista Horticultura*. 158(1): 1-9.

Zhang, H.Y., Yu, D.N., Wang, R.P., Li, M.F., and Li, Q.Z. (2003). An analysis of genetic diversity of the germplasm resources of *Lycopersicum esculentum* and the application with RAPD. *J. Plant Genet. Res.* 4: 151–156 (in Chinese with an English abstract)

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el comportamiento agronómico, cuantificar los compuestos bioactivos y caracterizar molecularmente ecotipos nativos de jitomate cultivados en invernadero.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar el comportamiento agronómico del cultivo de jitomate nativo cultivado en invernadero, mediante técnicas de campo para comparar el rendimiento de cada ecotipo.
- Evaluar los compuestos bioactivos en frutos nativos de jitomate cultivados en invernadero, mediante técnicas de laboratorio para determinar la calidad de cada ecotipo.
- Evaluar la variabilidad genética de ecotipos nativos de jitomate cultivados en invernadero, utilizando marcadores moleculares de ADN tipo microsatélites, para determinar la similitud entre ellos.

HIPÓTESIS GENERAL

La diversidad de ecotipos nativos de jitomate influirá en las características agronómicas, de compuestos bioactivos y en la variabilidad genética de los frutos.

HIPÓTESIS ESPECÍFICAS

- Al menos un ecotipo nativo de jitomate presentará características agronómicas superiores al testigo.
- Los frutos de ecotipos nativos de jitomate cultivados en invernadero presentarán características sobresalientes de calidad y compuestos bioactivos.
- La caracterización de ecotipos nativos de jitomate mediante marcadores moleculares de ADN tipo microsatélites permitirá evaluar la diversidad genética de ecotipos nativos de jitomate.

CAPÍTULO II

COMPETITIVIDAD AGRONÓMICA DE 19 ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) CULTIVADOS EN INVERNADERO

Resumen

En México existe diversidad de ecotipos nativos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), por lo que es pertinente realizar investigaciones para conservar y aprovechar este recurso fitogenético. El objetivo del presente estudio fue evaluar la competitividad agronómica de 19 ecotipos nativos de jitomate provenientes de Guerrero, Oaxaca, Puebla y Yucatán, cultivados en invernadero, y compararlos con el híbrido comercial de jitomate saladette SUN 7705. Se identificaron 14 ecotipos con potencial productivo expresado en el rendimiento de fruto y competitividad agronómica que podrían usarse para producción directa en invernadero o como fuente de germoplasma para el mejoramiento genético de esta especie. Por su tamaño y forma de sus frutos, los ecotipos 14-5 y 4-7 de frutos amarillos y el ecotipo 17-13 de frutos color rojo, tienen potencial para cultivarse como jitomates tipo *cherry*.

Palabras clave: hortaliza de fruto, recurso fitogenético, cultivo sin suelo, rendimiento.

Abstract

In Mexico there is a diversity of native tomato ecotypes (*Solanum lycopersicum* L.), so it is pertinent to carry out research to conserve and take advantage of this genetic plant resource. The objective of this study was to evaluate the agronomic competitiveness of 19 native tomato ecotypes from Guerrero, Oaxaca, Puebla and

Yucatán, cultivated in greenhouse, and to compare them with the commercial hybrid of *saladette* tomato SUN 7705. Fourteen ecotypes were identified with productive potential expressed in fruit yield and agronomic competitiveness that could be used for direct greenhouse production or as a source of germplasm for the genetic improvement of this species. Due to the size and shape of its fruits, ecotypes 14-5 and 4-7 of yellow fruits and ecotype 17-13 of red fruits, have the potential to be grown as cherry tomatoes.

Keywords: fruit vegetable, plant genetic resource, soilless cultivation, yield.

Introducción

La competitividad es la eficiencia con la que se manejan factores como la productividad y la innovación (Casanova, 2013). El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las hortalizas con mayor superficie cultivada a nivel mundial, y representa 30% de la producción hortícola (Cuesta y Mondaca 2014), por lo que es el segundo cultivo más importante desde el punto de vista agronómico después de la papa (Ronga et al. 2017). En el ámbito mundial constituye la hortaliza más consumida y de mayor valor económico. Es cultivada en más de cien países, entre los cuales se destacan China, Estados Unidos, India, Turquía y Egipto. La producción mundial de tomate está en constante crecimiento, no solo por el aumento de las áreas cultivadas, sino también porque los agricultores aplican tecnologías que les permiten elevar los rendimientos. En 2020, en México, la superficie cosechada de jitomate fue de 45,168 ha, con un valor de la producción de USD \$ 1,545,460,341.5 (SIAP 2020). La importancia del jitomate mexicano en el mercado estadounidense se relaciona con la cercanía geográfica, competitividad

en precio y calidad, buen sabor, larga vida de anaquel y con el descenso de la producción de esta hortaliza en Estados Unidos en el invierno. Es una hortaliza muy apreciada a nivel mundial por la diversa gama de usos en la alimentación.

El jitomate es una de las plantas nativas de México y por lo tanto tiene trascendencia social y económica. Es una hortaliza de importancia económica y gastronómica para la población en general. Es una de las hortalizas más populares entre los consumidores, ya que constituye un ingrediente principal en la elaboración de salsas, platillos tradicionales y alimentos procesados (Islam et al. 2018), además de su aporte nutrimental (Figueroa-Cares et al. 2018). Por su sabor, calidad, aporte nutricional y épocas de cosecha que se tienen en las diversas regiones agrícolas de México, es el producto agrícola de mayor preferencia por los consumidores.

El jitomate es originario de América del Sur, de las costas y Andes del Perú, Ecuador y norte de Chile, de donde se expandió a toda América, posteriormente a Europa, y luego a todo el mundo. Mesoamérica, que ocupa buena parte del territorio que ahora es México, fue uno de estos sitios; como resultado, nuestro país es centro mundial de domesticación y origen de plantas cultivadas tan importantes como el maíz (*Zea mays* L.), el frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), el jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) y alrededor de 130 especies más (Casas et al., 2016).

Los jitomates silvestres, o con algún grado de domesticación, que se cultivan como “materiales criollos” se encuentran en todo el país (Lobato-Ortiz et al., 2012), tanto en zonas de vegetación natural como en campos de cultivo, donde eventualmente pueden convertirse en malezas (Bonilla-Barrientos et al., 2014). En genotipos de tomates nativos (*Solanum lycopersicum* var. *cerasiforme*) del estado de Guerrero evaluados en condiciones de invernadero con hidroponía, la mayoría fueron

superiores al híbrido comercial en características de calidad de frutos. En este sentido, la variabilidad genética se presenta en mayor grado en poblaciones nativas, como reporta Ríos-Osorio et al. (2014).

Se ha reportado que los frutos de genotipos nativos tienen menor firmeza y vida de anaquel que los híbridos comerciales (Juárez-López et al. 2009), sin embargo, generalmente tienen mayor calidad organoléptica que los frutos de híbridos modernos de jitomate, ya que algunos genotipos nativos tienen igual o mayor contenido de sólidos solubles, de ácido ascórbico y de licopeno (Figuroa-Cares 2018; Juárez-López et al. 2009). Bonilla-Barrientos et al. (2014) evaluaron la diversidad morfológica de 40 poblaciones de jitomates nativos de México, donde encontraron que la firmeza, el número de lóculos y los sólidos solubles totales fueron características sobresalientes. Estos mismos autores reportaron ecotipos precoces tipo *cherry*, así como también frutos de jitomate denominados "ojo de venado" y "arriñonados".

Marín-Montes et al. (2016) evaluaron la variación morfológica y molecular de 55 ecotipos nativos de tomate provenientes de nueve estados de México y encontraron que el diámetro ecuatorial fue de 3.81 cm, el diámetro polar fue de 3.29 cm y el número de lóculos promedio fue de 3.18, también, los ecotipos se agruparon en tres tipos con base a la forma de sus frutos: arriñonados, cerezas y cilíndricos. Magallanes-López et al. (2020) evaluaron 40 accesiones nativas de tomate provenientes de nueve estados de México y encontraron ecotipos sobresalientes para cultivarse como jitomate *cherry*, con adecuada firmeza, ideales para el procesamiento de la agroindustria alimentaria y ecotipos para el mejoramiento

genético de características químicas intrínsecas del fruto (sólidos solubles totales, acidez titulable y vitamina C).

Por lo anterior, el objetivo de la presente investigación fue evaluar la competitividad agronómica de 19 ecotipos de jitomate provenientes de los estados de Guerrero, Oaxaca, Puebla y Yucatán, cultivados en invernadero, y compararlos con el híbrido comercial de jitomate tipo saladette SUN 7705.

Materiales y métodos

Localización y material vegetal

El experimento se llevó a cabo en un invernadero tipo túnel con cubierta de plástico con 30 % de sombreo, con ventanas laterales y cenitales, ubicado en el campo experimental de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, localizado en Chamilpa, Cuernavaca, Morelos, México a una altitud de 1868 m, latitud N de 18°55'34" y longitud O de 99°13'50". Se evaluaron 19 ecotipos de jitomate provenientes de Guerrero, Puebla, Oaxaca y Yucatán (Cuadro 1), y como testigo se usó el híbrido de jitomate tipo saladette SUN 7705 (Nunhems®).

Cuadro 1. Forma de frutos *a priori* y origen de los ecotipos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) evaluados.

Ecotipo	Forma del fruto	Estado	Región	Municipio	Localización geográfica
12-2	Tipo bola	Oaxaca	Valles Centrales	Animas Trujano	16°59'22" N; 96°42' O
16-5	Arriñonado	Oaxaca	Valles Centrales	Ocotlán	16°47'20" N; 96°40' O
20-8	Tipo bola	Oaxaca	Valles Centrales	Ocotlán	16°47'20" N; 96°40' O
21-12	Arriñonado	Oaxaca	Valles Centrales	Zimatlán	16°53'33" N; 96°47' O
22-10	Arriñonado	Oaxaca	Valles Centrales	Zimatlán	16°53'33" N; 96°47' O
6-3	Arriñonado	Oaxaca	Tehuantepec	Juchitán	16°26'46" N; 95°01' O
7-10	Ojo de venado	Oaxaca	Tehuantepec	Tequisistlán	16°23'53" N; 95°36' O

8-11	Arriñonado	Oaxaca	Tehuantepec	Tlacotepec	16°30'21" N; 95°12' O
9-1	Ojo de venado	Oaxaca	Tehuantepec	Ixhuatán	16°21'41" N; 94°28' O
10-9	Tipo bola	Oaxaca	Mixteca	Huajuapán	17°48'56" N; 97°46' O
11-9	Arriñonado	Oaxaca	Mixteca	Nochixtlán	17°27'52" N; 97°13' O
5-4	Tipo bola	Guerrero	Centro	Chilapa	17°36'06" N; 99°10' O
13-9	Arriñonado	Guerrero	Centro	Chilapa	17°36'06" N; 99°10' O
14-5	Ojo de venado	Guerrero	Montaña	Olinalá	17°46'44" N; 98°44' O
17-13	Ojo de venado	Guerrero	Costa Grande	Atoyac	17°12'17" N; 100°25' O
18-2	Arriñonado	Yucatán	Oriente	Yaxcabá	20°35'48" N; 88°50' O
15-10	Arriñonado	Yucatán	Oriente	Yaxcabá	20°35'48" N; 88°50' O
2-8	Arriñonado	Puebla	Valle de Tehuacán	Zinacatepec	18°20'10" N; 97°14' O
4-7	Ojo de venado	Puebla	Valle de Tehuacán	Zinacatepec	18°20'10" N; 97°14' O
Testigo (Sun7705)	Ovalado	---	---	---	---

Siembra, trasplante y manejo del cultivo

Las semillas de los ecotipos de jitomate se sembraron el 28 de febrero de 2019 en charolas de poliestireno de 200 cavidades que se llenaron con sustrato de germinación Sunshine®, y el trasplante se realizó el 27 de marzo del mismo año. Se colocó una planta por bolsa negra de polietileno con capacidad de 12 L, que se llenó con tezontle rojo como sustrato, de granulometría de 1 a 7 mm. Las plantas se regaron tres veces al día con solución nutritiva de Steiner al 100 % (Steiner 1984). Para la preparación de la solución nutritiva se consideró la aportación nutrimental del agua, y se preparó con fertilizantes comerciales solubles para uso en fertirriego e hidroponía: $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, KNO_3 , MgSO_4 , K_2SO_4 y KH_2PO_4 . Como fuente de micronutrientes se utilizó el producto ultrasol Micro Mix, SQM®, a dosis de $40 \text{ g} \cdot \text{m}^{-3}$ de solución nutritiva. El volumen de riego diario por planta se aplicó con base en el requerimiento del cultivo, el cual fue de 0.5 L en las dos primeras semanas después de trasplante, 1.5 L de la tercera semana a inicio de floración, 2.0 L a inicio de fructificación y 3.0 L hasta la cosecha, expresado en litros por día y por planta. El pH de la solución nutritiva se mantuvo entre 5.5 y 6.0 mediante acidificación con ácido sulfúrico y la conductividad eléctrica fue de $2.0 \pm 0.2 \text{ dSm}^{-1}$. Los ecotipos

fueron de hábito indeterminado y se cultivaron a un solo tallo por planta mediante la eliminación de los brotes laterales, con la finalidad de proporcionarles un manejo de cultivo comercial en condiciones de invernadero.

Variables evaluadas

Las variables evaluadas fueron: días a floración, días a fructificación, días a madurez de consumo al primer racimo, altura de la planta (cm), diámetro polar (mm), diámetro ecuatorial (mm), peso de fruto (g), número de frutos por planta en cinco racimos, número de lóculos y rendimiento (g) por planta en cinco racimos. A continuación se describe cómo se determinó cada una de las variables: para determinar los días a floración se registraron los días requeridos desde el trasplante hasta la floración, es decir, cuando el 50 % de las flores presentaron apertura floral completa; los días a fructificación se determinaron desde el trasplante hasta cuando el 50 % de los frutos del primer racimo habían fructificado; los días a madurez de consumo se determinaron desde el trasplante hasta que el primer racimo estaba completamente maduro, que correspondió a la etapa 6 de maduración de frutos de jitomate del USDA (USDA, 1975). La altura de planta se midió a los 70 días después del trasplante (ddt) cuando maduró el tercer racimo, desde la base del tallo hasta el ápice con un flexómetro graduado en cm. Se consideró esta etapa de crecimiento para evaluar la altura debido a que en total se cosecharon cinco racimos, y el tercer racimo maduro representó una fase intermedia en la que los cinco racimos ya estaban en fructificación; posteriormente a la medición de altura, las plantas se podaron de manera apical.

Cuando se cosecharon los frutos se midió el diámetro polar y el diámetro ecuatorial de frutos con un vernier graduado en mm. Para determinar el número de lóculos por fruto, se cortaron los frutos a la mitad y se contabilizaron cada uno de ellos. El peso de los frutos se determinó con una báscula OHAUS con sensibilidad 0.01 g. En cuanto al número de frutos, se sumaron los frutos hasta el quinto racimo. El rendimiento se evaluó en cinco racimos y se obtuvo mediante la suma del peso de los frutos de cada racimo.

Se registró la temperatura y la humedad relativa en el invernadero durante el ciclo del cultivo, con un *data logger* Hobo® modelo MX2301XA; la temperatura promedio dentro del invernadero fue de 25 °C y la humedad relativa promedio fue de 70 %.

Diseño experimental y análisis estadístico

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con ocho repeticiones para las variables de crecimiento y desarrollo de los ecotipos, la unidad experimental fue una bolsa llenada con tezontle que contenía una planta de jitomate. En cuanto a las variables de los frutos la unidad experimental fue un fruto y con seis repeticiones. Se realizó análisis de varianza y prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), así como un análisis de correlación de Pearson con el programa *Statistical Analysis System* versión 9.1 (SAS Institute, 2004).

Resultados y discusión

Días a floración

Para la característica en días a floración (Cuadro 2), 10 ecotipos fueron iguales ($P \leq 0.05$) al testigo (32.5 ddt), de los cuales siete fueron de Oaxaca (21-12, 6-3, 11-9,

16-5, 8-11, 22-10, 12-2) dos de Guerrero (17-13, 14-5) y uno de Puebla (4-7); mientras que nueve ecotipos fueron diferentes al testigo ($P \leq 0.05$), de los cuales ocho de ellos presentaron valores superiores, por lo que se pueden considerar ecotipos tardíos. Los ecotipos 18-2, 14-5, 4-7, 17-13, 22-10, 8-11, 11-9, 6-3 y 21-12 fueron los que presentaron menos días de trasplante a floración en comparación al testigo. Los resultados del presente estudio (de 27 a 43.3 ddt) son mayores a los obtenidos por Carrillo-Rodríguez et al. (2013) quienes en 12 poblaciones de jitomate silvestre tipo *cherry* y 15 poblaciones de ecotipos de jitomate tipo riñón cultivados en invernadero y provenientes de Oaxaca, México, reportaron entre 17 y 27.8 ddt para el jitomate silvestre y entre 20 y 28.6 ddt para los ecotipos tipo riñón.

Los ecotipos de Oaxaca presentaron días a floración de 29.3 a 43.3 ddt, así como los de Guerrero, Puebla y Yucatán, los cuales fueron superiores a los que reporta Carrillo Rodríguez et al. (2013); asimismo, estos resultados están por encima del intervalo reportado por Chávez-Servia et al. (2018), quienes en 11 accesiones de jitomate cultivados en invernadero provenientes de El Salvador en Centroamérica reportaron de 20 a 29 días del trasplante a la floración. La importancia de que los ecotipos presenten la primera floración en el menor tiempo posible se relaciona con la cosecha temprana del primer racimo (Ho y Hewitt 1986), y esta característica de precocidad es deseable en variedades cultivadas en condiciones protegidas para hacer uso eficiente del invernadero y de los insumos de producción; asimismo, la precocidad es una característica de competitividad agronómica que puede favorecer el aprovechamiento de ventanas de comercialización a mejores precios.

Cuadro 2. Características fenotípicas de crecimiento de 19 ecotipos nativos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) y el híbrido comercial de jitomate saladette SUN 7705 (testigo) cultivados en invernadero.

Ecotipo	DAFL ¹	DAFR	DAM	ALT (cm)
2-8	42.3 a	55.3 a	83.1 a	140.0 e-i
12-2	33.8 bc	53.4 ab	82.5 ab	151.8 c-i
14-5	29.8 cd	43.8 h	79.5 a-g	166.6 a-d
4-7	30.3 cd	42.8 h	76.8 g-i	162.8 a-f
17-13	31.3 cd	41.4 h	75.3 hi	183.4 a
20-8	42.1 a	45.3 d-h	82.0 a-c	137.1 f-i
18-2	27.0 d	37.0 j	77.8 d-i	162.1 a-g
13-9	39.0 ab	44.3 gh	78.5 c-h	133.3 hi
22-10	29.3 cd	42.9 h	78.8 b-h	147.1 c-i
9-1	42.1 a	48.4 c-f	82.4 a-c	171.5 a-c
8-11	31.1 cd	45.0 f-h	77.3 f-i	144.5 d-i
10-9	40.5 a	50.3 bc	81.4 a-d	164.9 a-e
16-5	33.8 bc	49.0 c-e	80.8 a-f	136.8 g-i
11-9	30.6 cd	44.1 h	77.4 e-i	156.9 b-h
6-3	30.5 cd	48.1 c-g	80.1 a-g	163.9 a-e
21-12	29.8 cd	45.1 e-h	79.1 b-h	129.5 i
15-10	43.1 a	49.1 cd	82.3 a-c	159.1 a-h
7-10	43.3 a	49.1 cd	81.0 a-f	145.6 d-i
5-4	41.8 a	48.8 c-f	81.3 a-e	141.3 di
Testigo	32.5 c	37.8 ij	74.0 i	181.6 ab
CV (%)	8.46	4.69	2.75	9.26
DMS	5.37	3.90	3.96	25.77

¹DAFL: días a floración; DAFR: días a fructificación; DAM: días a madurez; ALT: altura. CV: coeficiente de variación. DMS: diferencia mínima significativa. Medias con la misma letra, dentro de columnas, son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

Días a fructificación y días a madurez

En días a fructificación del primer racimo (Cuadro 2), 18 ecotipos fueron superiores ($P \leq 0.05$) al híbrido comercial (37.8 ddt), y solo el ecotipo 18-2 fue igual al testigo ($P \leq 0.05$). Los ecotipos fructificaron al primer racimo entre 37 y 53.4 ddt. Estos resultados son similares a los reportados por Chávez-Servia et al. (2018), quienes reportaron de 54 a 60 ddt en 11 accesiones de jitomates nativos de El Salvador, en Centro América.

En días a madurez del primer racimo, cinco ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) respecto al testigo (híbrido comercial SUN 7705) quien presentó 74.0 ddt, mientras

que el resto de los ecotipos fueron más tardíos que el testigo ($P \leq 0.05$). En general, los ecotipos maduraron entre 75.3 y 83.1 ddt (Cuadro 2). Estos resultados difieren a los encontrados por Carrillo-Rodríguez et al. (2013), quienes reportaron de 55 a 68.5 ddt hasta la madurez del primer racimo en 12 poblaciones de jitomate tipo *cherry* y son similares a las poblaciones tipo riñón (61 a 82.3 ddt hasta la madurez del primer racimo).

Altura de planta

En la altura de la planta, nueve ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) respecto al testigo (181.6), mientras que 10 ecotipos fueron de menor altura ($P \leq 0.05$) al híbrido (Cuadro 2). Los resultados de 129.5 a 183.4 cm, son similares a los reportados por Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010), quienes determinaron que la altura de planta en poblaciones semi domesticadas y nativas de jitomate varió entre 130 y 180 cm a los 60 ddt. La altura de planta es una característica importante en plantas de jitomate ya que influye en el manejo del cultivo y en el requerimiento de mano de obra en el invernadero (Juárez-López et al 2009). En general, los ecotipos evaluados presentaron buen comportamiento para altura de planta respecto al híbrido comercial SUN 7705 (testigo).

Diámetro polar y ecuatorial del fruto

Respecto al diámetro polar del fruto, ningún ecotipo superó al testigo (72.7 mm) ($P \leq 0.05$). Los ecotipos 20-8 (54.4 mm) y 2-8 (47.6 mm) fueron los que más se aproximaron al testigo (Cuadro 3), mientras que los ecotipos 4-7 y 5-4, 14-5, 17-13 y 13-9 presentaron los menores valores. En general, los valores obtenidos de 28.9

a 72.7 mm, son superiores a los que reporta Marin Montes et al (2016) que evaluaron 55 colectas de jitomates nativos de México (Campeche, Chiapas, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Oaxaca, Puebla, San Luis Potosí, Tabasco y Veracruz) y reportaron, en promedio, 32.9 mm en diámetro polar de frutos. Además, los resultados indican que la mayoría de los frutos de los ecotipos evaluados en el presente estudio tienen forma achatada, puesto que son más anchos que largos.

En cuanto al diámetro ecuatorial (Cuadro 3), 13 ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) al híbrido (52.7 mm), mientras que cinco de ellos presentaron menor anchura, asimismo, el ecotipo 21-12 fue más ancho que el testigo ($P \leq 0.05$). Los ecotipos 4-7, 14-5, 17-13 fueron los de menor diámetro ecuatorial (30 mm), mientras que el 21-12, 10-9, 18-2 y 20-8 fueron los más anchos. Esta variación en el diámetro ecuatorial puede explicarse a que los frutos de los 19 ecotipos fueron de diversas formas: arriñonado, ojo de venado, tipo bola y tipo *cherry*. En general, los resultados obtenidos (de 30 a 63.9 mm) son superiores los reportados por Marín-Montes et al. (2016) de 38.1 mm en promedio de diámetro ecuatorial en 55 colectas de jitomates nativos de México.

Cuadro 3. Características fenotípicas de producción rendimiento de 19 ecotipos nativos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) y el híbrido comercial de jitomate saladette SUN 7705 (testigo) cultivados en invernadero

Ecotipos	DP (mm)	DE (mm)	PFR (g)	NFR	NL	REND (g)
2-8	47.6 bc	46.1 d-f	69.5 c-e	54.0 a-c	3.6 b-e	2449.0 ab
12-2	42.2 c-e	52.8 b-d	75.4 cd	56.6- a-c	11.0 a	2795.9 ab
14-5	31.3 g	32.7 g-i	20.2 g	45.1 a-d	2.6 de	826.8 d
4-7	28.9 g	30.0 i	16.8 g	49.3 a-d	4.6 b-e	715.1 d
17-13	30.6 g	31.5 hi	19.6 g	55.3 a-c	2.5 e	906.6 cd
20-8	54.4 b	55.9 a-c	99.5 bc	59.5 ab	4.0 b-e	3643.7 a

18-2	40.6 c-e	56.3 a-c	89.1 b-d	51.3 a-d	4.8 b-d	3321.3 ab
13-9	31.6 fg	40.6 e-g	37.7 e-g	36.1 a-d	3.5 b-e	791.7 d
22-10	39.5 de	52.1 b-d	69.5 c-e	60.8 a	4.8 b-d	2845.3 ab
9-1	45.0 c-e	49.9 cd	72.4 cd	51.5 a-d	4.3 be	2317.9 b
8-11	39.8 de	50.1 cd	76.1 cd	44.3 a-d	4.9 bc	2978.0 ab
10-9	46.7 cd	59.7 ab	136.6 a	34.9 b-d	4.1 b-e	3639.3 a
16-5	38.9 ef	49.9 cd	60.0 d-f	29.0 d	5.6 b	2167.0 bc
11-9	42.2 c-e	53.7 b-d	77.0 cd	35.5 b-d	3.9 b-e	2793.2 ab
6-3	45.8 c-e	54.5 b-d	76.5 cd	59.0 ab	2.9 c-e	2210.3 bc
21-12	40.9 c-e	63.9 a	115.0 ab	40.4 a-d	11.5 a	3203.2 ab
15-10	42.3 c-e	51.4 b-d	77.1 cd	43.0 a-d	3.9 b-e	3037.4 ab
7-10	40.5 c-e	48.2 c-e	61.4 d-f	34.0 cd	4.5 b-e	2152.6 bc
5-4	29.8 g	38.9 f-h	30.7 fg	38.0 a-d	3.0 c-e	903.1 cd
Testigo	72.7 a	52.7 b-d	114.6 ab	33.9 cd	3.0 c-e	3327.5 ab
CV	10.05	9.56	27.23	30.0	26.39	31.1
DMS	7.55	8.39	34.3	24.66	2.21	1320.2

DP: diámetro polar; DE: diámetro ecuatorial; PFR: peso de fruto; NFR: número de frutos; NL: número de lóculos; REND: Rendimiento; CV: coeficiente de variación; DMS: diferencia significativa. Medias con la misma letra, dentro de columnas, son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

Peso del fruto

En cuanto al peso de fruto (Cuadro 3), los ecotipos 21-12, 18-12, 10-9 y 20-8 fueron similares ($P \leq 0.05$) al testigo (114.6) y 15 ecotipos fueron diferentes ($P \leq 0.05$). Los ecotipos 4-7, 17-13 y 14-5 tuvieron el peso de frutos más bajo con 6.8, 19.6 y 20.2 g, respectivamente) mientras que los frutos más pesados fueron del ecotipo 10-9 (136.6 g). De acuerdo con los tipos varietales de jitomate para consumo en fresco descritos por Diez y Nuez (2008), el fruto del ecotipo 13-9 (37.7 g) clasifica como tamaño mediano calibre MMM (< 47 g) y los ecotipos 17-13, 14-5 y 4-7 son de tamaño muy pequeño (< 30 g), típico de frutos de jitomate *cherry*. En el peso de frutos hubo variabilidad genética al detectar 27.2 % del coeficiente de variación y puede explicarse debido a la diversidad de tamaños y formas que presentaron los ecotipos, además puede aprovecharse en programas de fitomejoramiento. Al respecto, los coeficientes de variación mayores a 20 % se clasifican como de variabilidad genética alta, de 10 a 20 % de variabilidad genética intermedia y

menores a 10 % de variabilidad baja (Espitia-Rangel et al 2021). Sin embargo, hace falta realizar estudios sobre cruzamientos entre ecotipos para confirmar y estimar la heredabilidad de diversas características agronómicas y componentes de rendimiento. Se deduce que el coeficiente de variación señalado es resultado de la variación fenotípica y genotípica, debido a que el manejo agronómico y de nutrición, así como las condiciones ambientales fueron uniformes; asimismo, la temperatura promedio de 25 °C y la humedad relativa promedio de 70 % fueron óptimas para que los ecotipos de jitomate expresaran su máximo potencia.

Número de frutos y número de lóculos

Los ecotipos 22-10, 20-8 y 6-3 produjeron el mayor número de frutos en cinco racimos, con 60.8, 59.5 y 59 frutos por planta, respectivamente (Cuadro 3), y fueron significativamente superiores ($P \leq 0.05$) al testigo (33.9 frutos), mientras que el menor número de frutos por planta (29 frutos) correspondió al ecotipo 16-5, pero sin diferencias significativas con el testigo ($P \leq 0.05$). Estos resultados son parcialmente similares a los obtenidos por Vásquez-Ortiz et al. (2010), quienes evaluaron 14 colectas de poblaciones nativas de jitomate del centro y sureste de México y reportaron entre 27 y 43 frutos por planta en cinco racimos. Por su parte, Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010) informaron que en poblaciones semi domesticadas y nativas de jitomate el número de frutos varió de 20.5 a 46.3 en cinco racimos. En otro estudio de Chávez-Servia et al. (2018) reportaron de 35 a 41 frutos por planta en cinco racimos. El coeficiente de variación (30.0 %) indica que los ecotipos tuvieron variación elevada en esta característica agronómica (Espitia-Rangel et al 2021).

Respecto al número de lóculos de frutos (Cuadro 3), de los 19 ecotipos evaluados, el 21-12, 16-5 y 12-2 fueron diferentes ($P \leq 0.05$) al híbrido (3.0 lóculos) y los 16 ecotipos restantes mostraron similar número de lóculos. La mayoría de los ecotipos presentaron entre 3.5 y 4.6 lóculos. Carrillo-Rodríguez y Chávez-Servia (2010), encontraron que el número de lóculos varió de 2.0 a 4.4 lóculos en frutos de poblaciones semi domesticadas y nativas de jitomate. Vásquez-Ortiz et al. (2010), evaluaron 14 colectas de poblaciones nativas de jitomate, y reportaron de 2 a 6 lóculos en los frutos, por lo que los resultados del presente estudio son similares a los de esos autores, con excepción de los ecotipos 21-12 y 12-2.

Rendimiento

El rendimiento de frutos en cinco racimos por planta, los ecotipos 4-7, 14-5, 17-13, 13-9 y 5-4 tuvieron menor rendimiento (Cuadro 3) ($P \leq 0.05$) que el híbrido, y el resto de los ecotipos evaluados fueron similares al testigo ($P \leq 0.05$). De los cinco ecotipos mencionados que presentaron menor rendimiento, los primeros tres se consideran ecotipos tipo *cherry*. El ecotipo 4-7 registró el menor rendimiento, mientras que el 20-8 fue el de mayor rendimiento, pero sin diferencia ($P \leq 0.05$) con el testigo. Vásquez-Ortiz et al. (2010) evaluaron 14 colectas de poblaciones nativas de jitomate, y reportaron rendimiento de frutos de 349 a 1,321 g por planta en cinco racimos, esto indica que los resultados del presente estudio son superiores en rendimiento a los reportados por los autores mencionados. El coeficiente de variación (31.1 %) en rendimiento indica variabilidad fenotípica y genotípica entre ecotipos, que podría ser aprovechada en programas de mejoramiento genético de jitomate; asimismo, estos resultados muestran que existe amplia variabilidad en el

rendimiento potencial y que esta característica agronómica varía en función de los ecotipos evaluados, es por ello la importancia de realizar diversos trabajos de investigación para conservar y aprovechar los recursos fitogenéticos de esta especie.

Por otra parte, el rendimiento de frutos correlacionó positiva y significativamente con el diámetro polar, diámetro ecuatorial, peso de fruto, número de frutos y número de lóculos (Cuadro 4). De las diez variables evaluadas, cinco fueron altamente significativas, las cuales influyen directamente con el rendimiento. Asimismo, días a madurez correlacionó positiva y significativamente con días a floración y días a fructificación.

Cuadro 4. Correlaciones de características agronómicas de 19 ecotipos nativos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) y el híbrido comercial de jitomate saladette SUN 7705 cultivados en invernadero.

Variable	DAFL	DAFR	DAM	ALT	DP	DE	PFR	NFR	NL	REND
DAFL ¹	1	0.51**	0.50**	-	0.12	0.01	0.06	-0.09	-0.15*	0.02
				0.21**						
DAFR		1	0.64**	-	-0.06	0.10	0.05	-0.02	0.17*	0.03
				0.33**						
DAM			1	-	-0.04	0.15*	0.07	0.12	0.18*	0.15*
				0.31**						
ALT				1	0.18*	-0.10	0.01	0.07	-	-0.04
									0.30**	
DP					1	0.60**	0.71**	-0.03	-0.01	0.53**
DE						1	0.89**	-0.03	0.38**	0.67**
PFR							1	-0.05	0.25**	0.65**
NFR								1	0.02	0.28**
NL									1	0.26**
REND										1

¹DAFL: días a floración del primer racimo; DAFR: días a fructificación del primer racimo; DAM: días a madurez del primer racimo; ALT: altura de la planta; DP: diámetro polar; DE: diámetro ecuatorial; PFR: peso de fruto; NFR: número de frutos; NL: número de lóculos; REND: rendimiento.

*, **: significativo a $P \leq 0.05$ y 0.01 , respectivamente.

Con base en los resultados obtenidos, sería conveniente realizar más investigación para aprovechar el potencial productivo de los ecotipos nativos de jitomate con forma de frutos tipo bola y arriñonados, mientras que los ecotipos que tienen frutos tipo *cherry* podrían representar una alternativa para cosecharse en racimo. En este sentido, es importante resaltar que los ecotipos 14-5 y 4-7, además de poseer frutos tipo *cherry* son de color amarillo lo que puede representar una ventaja competitiva al momento de ser comercializados.

Los ecotipos de jitomate sobresalientes en características agronómicas y componentes de rendimiento como el 20-8, 10-9, 18-2, 21-12, 15-10, podrían aprovecharse en generar líneas o híbridos, así como en evaluaciones de estudios genéticos para valorar su aptitud combinatoria general y específica, y su heterosis y heredabilidad. Cabe mencionar que los ecotipos evaluados mostraron competitividad agronómica para cultivarse en condiciones de invernadero y en cultivo sin suelo, por lo que podrían adaptarse a sistemas de producción intensiva.

Conclusiones

Se identificaron 14 ecotipos con potencial productivo expresado en el rendimiento de fruto y competitividad agronómica que podrían usarse para producción directa en invernadero o como fuente de germoplasma para el mejoramiento genético de esta especie. Por su tamaño y forma de sus frutos, los ecotipos 14-5 y 4-7 de frutos amarillos y el ecotipo 17-13 de frutos color rojo, tienen potencial para cultivarse como jitomates tipo *cherry*.

Referencias

- Bonilla-Barrientos O, Lobato-Ortiz R, García-Zavala JJ, Cruz-Izquierdo S, Reyes-López D, Hernández-Leal E, Hernández-Bautista A. 2014. Diversidad agronómica y morfológica de tomates arriñonados y tipo pimiento de uso local en Puebla y Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 37: 129-139. <http://www.scielo.org.mx/pdf/rfm/v37n2/v37n2a4.pdf>.
- Carrillo-Rodríguez JC, Chávez-Servia JL. 2010. Caracterización agromorfológica de muestras de tomate de Oaxaca. *Revista Fitotecnia Mexicana* 33: 1-6.
- Carrillo-Rodríguez JC, Chávez-Servia JL, Rodríguez-Ortiz G, Enriquez-del Valle R, Villegas-Aparicio Y. 2013. Variación estacional de caracteres agromorfológicos en poblaciones nativas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 6: 1081-1091. <https://doi.org/10.29312/remexca.v0i6.1273>.
- Casanova V.E. (2013). Limitantes vs ventajas de la producción de invernaderos en México. *Tecno-Agro Avances tecnológicos y agrícolas*.
- Casas A, Torres-Guevara J y Parra F. (2016) Domesticación en el Continente Americano. Vol. 1. Manejo de Biodiversidad y Evolución Dirigida por las Culturas del Nuevo Mundo. Universidad Nacional Autónoma de México-Universidad Nacional Agraria La Molina del Perú. Lima, Perú. 504 p.
- Cuesta G, Mondaca E. 2014. Efecto de un biorregulador a base de auxinas sobre el crecimiento de plantines de tomate. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 20: 215-222. <https://dx.doi.org/10.5154/r.rchsh.2014.01.001>
- Chávez-Servia JL, Vera-Guzmán AM, Linares-Menéndez LR, Carrillo-Rodríguez JC, Aquino-Bolaños EN. 2018. Agromorphological Traits and Mineral Content in

- Tomato Accessions from El Salvador, Central America. *Agronomy* 8:1-14.
<https://doi.org/10.3390/agronomy8030032>
- Diez MJ, Nuez F. 2008. Tomato. *Vegetables II*. (pp. 249-323). Springer Nueva York, NY, USA. 405 p.
- Espitia-Rangel E, Martínez-Cruz E, Villaseñor-Mir HE, Santa-Rosa RH, Limón-Ortega A, Lozano-Grande A. 2021. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 12: 305-315.
- Figueroa-Cares IE, Cruz-Alvarez O, Martínez-Damián MT, Rodríguez-Pérez JE, Colinas-León MT, Valle-Guadarrama S, 2018. Calidad nutricional y capacidad antioxidante en variedades y genotipos nativos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ)* 35: 63-84.
- Ho LC, Hewitt JD. 1986. Fruit Development. pp. 201-239. In: *The Tomato Crop: A Scientific Basis for Improvement*. Atherton, J. G.; Rudich, J. (eds.). Chapman and Hall. New York, USA. 661 p.
- Islam MZ, Mele MA, Baek JP, Kang H. 2018. Iron, iodine and selenium effects on quality, shelf life and microbial activity of cherry tomatoes. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanic Cluj-Napoca*: 46(2): 388-392. [https://doi: 10.15835/nbha46211012](https://doi.org/10.15835/nbha46211012).
- Juárez-López P, Castro-Brindis R, Colinas-León T, Ramírez-Vallejo P, Sandoval-Villa M, Reed WD, Cisneros Zevallos L, King S. 2009. Evaluación de calidad de siete genotipos silvestres de jitomate (*Lycopersicon esculentum*). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 15: 5-9.
<https://dx.doi.org/10.5154/r.rchsh.2011.02.013>.

- Lobato-Ortiz R, Rodríguez-Guzmán E, Carrillo-Rodríguez J.C., Chávez-Servia J.L., Sánchez-Peña P., Aguilar-Meléndez A. (2012) Exploración, Colecta y Conservación de Recursos Genéticos de Jitomate: Avances en la Red de Jitomate. SINAREFI, SAGARPA y Colegio de Postgraduados. Texcoco, México. 54 p.
- Magallanes-López AM, Martínez-Damián MT, Sahagún-Castellanos J, Pérez-Flores LJ, Marín-Montes IM, Rodríguez-Pérez JE. 2020. Calidad poscosecha de 40 poblaciones de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) nativas de México. Revista Agrociencia 54: 779-795. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v54i6.2184>.
- Marín-Montes IM, Rodríguez-Pérez JE, Sahagún-Castellanos J, Hernández-Ibáñez L, Velasco-García AM. 2016. Morphological and molecular variation in 55 native tomato collections from Mexico. Revista Chapingo Serie Horticultura, 22(2): 117-131. <https://doi:10.5154/r.rchsh.2016.03.008>.
- Ríos-Osorio O, Chávez-Servia J.L., Carrillo-Rodríguez J.C. (2014) Producción tradicional y diversidad de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) nativo: un estudio de caso en Tehuantepec-Juchitán, México. Agricultura, Sociedad y Desarrollo 11: 35-51.
- Ronga D, Zaccardelli M, Lovelli S, Perrone D, Francia E, Milc J, Ulrici A, Pecchioni N. 2017. Biomass production and dry matter partitioning of processing tomato under organic vs conventional cropping systems in a Mediterranean environment. Scientia horticulturae 224, 163-170. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2017.05.037>
- SAS Institute. 2004. SAS/STAT User's Guide. Release 9.1. SAS Institute. Cary, North Carolina, USA. 5121 p.

- SIAP. 2020. Sistema de Información y Estadística Agroalimentaria y Pesquera. Anuario estadístico de la producción agrícola. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural y Pesca (SAGARPA). México [en línea]. Disponible En <http://www.gob.mx/siap/acciones-yprogramas/producciónagricola33119?idiom=es>
- Steiner A A. 1984. The universal nutrient solution. pp. 633-650. In: Proceedings of the Sixth International Congress on Soilles Culture. Wageningen, The Netherlands.
- Vásquez-Ortiz R, Carrillo-Rodríguez JC, Ramírez-Vallejo P. 2010. Evaluación morfo-agronómica de una muestra del jitomate nativo del centro y sureste de México. *Naturaleza y Desarrollo* 8: 49-64.

CAPÍTULO III

CALIDAD, COMPUESTOS FUNCIONALES Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE EN FRUTOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) DEL SUR Y SURESTE MÉXICO

RESUMEN

Las poblaciones nativas de jitomate, en México, son una fuente importante de recursos genéticos para el mejoramiento de variedades, la calidad se define a través del tamaño de la fruta o masa fresca, color, aroma, sabor, firmeza, sólidos solubles totales, textura y valor para la salud, considerando las moléculas antioxidantes y actividad antioxidante. El objetivo de esta investigación fue evaluar la calidad y propiedades nutraceuticas en frutos de 19 poblaciones nativas de jitomate provenientes de los estados de Guerrero (4), Oaxaca (11), Yucatán (2) y Puebla (2) y un híbrido comercial de jitomate Sun 7705, cultivados *ex situ* bajo una cubierta plástica. Los resultados indican que el peso de los frutos fluctuó entre 16.6 y 126.5 g; el diámetro polar y ecuatorial varió de 28.78-72.72 y 30.74-64.19 mm, respectivamente. El color de los jitomates estuvo entre rojo ($h = 30.71$) y amarillo (85.16), con materiales opacos ($C^* = 17.23$) o de color vívido medio ($C^* = 41.89$) y con luminosidad intermedia ($L^* = 36.37 - 47.05$). Los SST fluctuaron entre 3.44 y 6.48 ° Brix; la acidez titulable de 0.27 a 0.78 %; el pH de 3.23 a 4.45 y la firmeza de 1.86 a 6.41 N. Los fenoles totales variaron de 4.99 a 16.08 $\mu\text{g g}^{-1}$ de peso fresco; los carotenoides de 0.31 a 1.44 $\mu\text{g g}$ de peso fresco. La actividad antioxidante por ABTS presentó el mayor valor (116.68 mg EAA/100g), siguiéndole DPPH (67.06 mg EAA/100g) y FRAP (8.07 mg EAA/100g). El peso de fruto y la firmeza tuvieron los mayores coeficientes de variación ($CV = 33.3\%$ y 32.5% , respectivamente). En peso

y dimensiones de fruto los ecotipos 4-7, 17-13, 14-5 y 5-4 fueron significativamente inferiores al híbrido comercial. El color de los jitomates estuvo entre rojo ($h=30.718$) y amarillo (85.162), con materiales opacos ($C^*= 17.236$) o de color vívido medio ($C^*= 41.894$) y con luminosidad intermedia ($L^*= 36.374 - 47.058$). El ecotipo 4-7 tuvo la mayor firmeza. Los ecotipos 4-7 y 17-13 tuvieron SST mayores. Los mejores ecotipos para procesamiento de acuerdo al rango de pH de 4.2 a 4.4 fueron el 4-7, 14-5, 17-13; valores bajos de pH correspondieron a un porcentaje alto de AT, por lo que los frutos de los ecotipos antes mencionados alcanzaron 0.782, 0.662 y 0.644%, de AT, respectivamente. Los ecotipos 14-5 y 6-3 mostraron la mayor concentración de fenoles. En cuanto a carotenoides fueron los ecotipos 6-3 y 5-4 los de mayor concentración. Los frutos 5-4 y 15-10 presentaron mayor actividad antioxidante por DPPH. Por ABTS fueron los ecotipos 21-12 y 5-4 los que presentaron mayor actividad antioxidante. Y por el método FRAP fueron los frutos 17-13, 15-10 y 14-5 los que presentaron mayor actividad antioxidante. Estos resultados muestran diversidad entre las accesiones y algunas podrían ser usadas como fuentes de germoplasma en programas de mejoramiento genético del jitomate para mejorar la calidad de los ecotipos.

Palabras clave: ecotipos de jitomate, peso, sólidos solubles totales, firmeza, actividad antioxidante.

INTRODUCCIÓN

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), el cual tienen a México y Perú como los posibles centros de origen y domesticación del jitomate, es uno de los más importantes cultivos hortícolas en términos de valor económico y cantidad

consumida (Yahia y Brecht, 2012; León-García *et al.*, 2017). Los frutos de jitomate presentan una amplia diversidad de tamaños, formas y colores, los cuales se han clasificado por la forma del fruto en: riñón, cereza, ojo de venado, chino criollo, pera, bola, saladette (Beckles, 2012). El jitomate es el principal alimento que aporta licopeno a la dieta humana (León-García *et al.*, 2017), además de vitamina C y A que son considerados como antioxidantes, porque se encuentran asociados con la prevención de enfermedades de tipo carcinogénicas y cardiovasculares (Ramandeep y Geoffrey, 2005). Los carotenoides influyen en la percepción de frescura del tomate que, junto con la textura, y el color, son los atributos de calidad más importantes; no obstante, se estima que 80 % de las colectas realizadas a nivel mundial no ha tenido ningún tipo de caracterización (Marin-Montes *et al.*, 2016). En México se han evaluado características morfológicas, físicas, fisiológicas, bioquímicas y de algunas moléculas funcionales en jitomates nativos provenientes de Oaxaca (Crisanto-Juárez *et al.*, 2010; Rodríguez *et al.*, 2010, San Juan Lara *et al.*, 2014), Guanajuato, Hidalgo, México, Puebla, Guerrero, Oaxaca, Yucatán Chiapas, Veracruz, Tabasco, Jalisco y San Luis Potosí (Méndez *et al.*, 2011; Magallanes-López *et al.*, 2020), Durango (Urrieta-Velázquez *et al.*, 2012), Oaxaca, Guanajuato (Carrillo-Rodríguez *et al.*, 2013), estado de México (Martínez-Damián *et al.*, 2017), variedades comerciales y nativas de los estados de Puebla, Hidalgo, estado de México, Chiapas y Veracruz (Figuroa-Cares *et al.*, 2018) y en frutos de jitomate nativos de Parícuaro, Michoacán cultivados en invernadero (Olmedo-López *et al.*, 2019). En otros países se han evaluado materiales comerciales en cuanto a las características de calidad, aporte nutrimental y nutraceútico (López-Vargas *et al.*, 2018).

La mayoría de los trabajos de investigación de colectas de ecotipos nativos de jitomate incluyen características físicas, químicas, nutricionales, hedónicas, morfológicas, fenológicas, agronómicas y fisiológicas, y solo en dos trabajos de investigación determinaron la actividad antioxidante por un solo método. En el presente estudio de investigación se incluyen las variables físicas, químicas, compuestos bioactivos y la determinación de la actividad antioxidante por los métodos DPPH, ABTS y FRAP. Los ecotipos de jitomate incluidos en este trabajo fueron los arriñonados, tipo *cherry*, bola y ojo de venado de cuatro estados del Sur y Sureste Mexicano. El objetivo de la presente investigación fue evaluar algunas variables de calidad en diecinueve ecotipos nativos de jitomate y provenientes de los estados de Guerrero, Oaxaca, Puebla y Yucatán, México, cultivados bajo cubierta plástica y compararlos con un híbrido saladette (Sun 7705); que ayuden en los programas de mejoramiento genético.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización

El experimento se realizó en el Campo Experimental y en el Laboratorio de Producción Agrícola de la Facultad de Ciencias Agropecuarias en la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, localizada en Chamilpa, Cuernavaca, Morelos, México a una altitud de 1868 m, latitud N de 18°55'34" y longitud O de 99°13'50'.

Manejo precosecha

De marzo a agosto de 2019 se cultivaron 19 ecotipos nativos de jitomate y un híbrido comercial (Sun 7705) bajo invernadero tipo túnel cubierto de plástico blanco con 50

% de paso de luz con paredes laterales cubiertas con malla antiáfidos. Los ecotipos provienen de cuatro estados de la república mexicana: Guerrero, Oaxaca, Puebla y Yucatán (Cuadro 1). Las semillas de los materiales se sembraron el 28 de febrero de 2019 en charolas de 200 cavidades utilizando como sustrato Peat moss® y el trasplante se realizó el 27 de marzo de 2019. Se colocó una planta por bolsa negra de polietileno con capacidad de 12 L, llenada con tezontle rojo como sustrato, de granulometría de 1 a 7 mm. Las plantas se regaron tres veces al día con solución nutritiva de Steiner al 100 % (Steiner, 1984). Se utilizó un sistema de riego al drench y, con base en la etapa fenológica del cultivo, el volumen de riego varió de 2.0 a 4.0 L día⁻¹. Se cuantificaron las temperaturas dentro del invernadero durante el ciclo del cultivo con un *data logger* Hobo 23MX. Todos los ecotipos fueron de hábito indeterminado. El manejo del cultivo fue a un solo tallo por planta, eliminándose los brotes laterales. Durante la germinación y desarrollo del cultivo se aplicó Captán (1.0 g.L⁻¹) para prevenir daño de marchitamiento fungoso (*damping off*) causado por *Rhizoctonia* spp, *Phytium* spp y *Phytophthora* spp. La mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) se controló con aplicaciones foliares de Confidor (0.5 mL.L⁻¹). El fruto de tomate es de diversos tamaños y formas, desde pequeños y redondos hasta grandes y de forma arriñonada. Una característica morfológica para distinguir a las variedades cultivadas de tomates no domesticadas es la forma del fruto, lo cual coincide con las formas encontradas en este estudio: redondo, arriñonado, ojo de venado, tipo bola (Cuadro 1).

Cuadro 1. Material vegetal y origen de los ecotipos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.)

Código	Forma del fruto	Estado	Región	Municipio
12-2	Tipo bola	Oaxaca	Valles Centrales	Ánimas Trujano
16-5	Arriñonado	Oaxaca	Valles Centrales	Ocotlán
20-8	Tipo bola	Oaxaca	Valles Centrales	Ocotlán
21-12	Arriñonado	Oaxaca	Valles Centrales	Zimatlán
22-10	Arriñonado	Oaxaca	Valles Centrales	Zimatlán
6-3	Arriñonado	Oaxaca	Tehuantepec	Juchitán
7-10	Ojo de venado	Oaxaca	Tehuantepec	Tesquiltán
8-11	Arriñonado	Oaxaca	Tehuantepec	Tlacotepec
9-1	Ojo de venado	Oaxaca	Tehuantepec	Ixtuatán
10-9	Tipo bola	Oaxaca	Mixteca	Huajuapán
11-9	Arriñonado	Oaxaca	Mixteca	Nochixtlán
5-4	Tipo bola	Guerrero	Centro	Chilapa
13-9	Arriñonado	Guerrero	Centro	Chilapa
14-5	Ojo de venado	Guerrero	Montaña	Olinalá
17-13	Ojo de venado	Guerrero	Costa Grande	Atoyac
18-2	Arriñonado	Yucatán	Oriente	Yaxcaba
15-10	Arriñonado	Yucatán	Oriente	Yaxcaba
2-8	Arriñonado	Puebla	Valle de Tehuacán	Zinacatepec
4-7	Ojo de venado	Puebla	Valle de Tehuacán	Zinacatepec
Sun 7705	Ovalado	---	---	---

Cosecha

La cosecha se realizó en agosto de 2019, cuando el fruto de jitomate estaba en madurez de consumo, con color completamente rojo (etapa 6; USDA, 1975). Se recolectaron 20 frutos por ecotipo, de ocho plantas, de los cuales 10 fueron para realizar los análisis destructivos (pH, acidez titulable, sólidos solubles totales, parámetros de color (luminosidad, cromaticidad y matiz), diámetro polar, diámetro ecuatorial y firmeza) y 10 se congelaron a -20 °C para posteriormente evaluar fenoles, carotenoides y actividad antioxidante.

Variables evaluadas

El color de fruto se midió con un espectrofotómetro (X-rite mod 3690, USA) y se llevaron a cabo tres lecturas en la zona ecuatorial del fruto para obtener los datos de luminosidad (L^*), cromaticidad (C^*) y matiz (h) (Neguerula, 2012). Los sólidos solubles totales (SST) se determinaron a partir del jugo del fruto, con un refractómetro (Atago® PAL-1, Japón) y se reportaron en °Brix. El pH se determinó al triturar 10 g de tomate fresco entero y se agregaron 30 mL de agua destilada y se midió el pH con un potenciómetro (Conductronic®, México). El peso, el largo y ancho de fruto, el color y los sólidos solubles totales se evaluaron en cinco frutos de cada ecotipo.

La acidez titulable se determinó como lo indican Alia *et al.* (2012), donde 10 g de jitomate que se homogenizaron con 30 mL de agua destilada, que se molieron en un Ultraturrax (IKA®, EUA), el homogenizado se filtró y del filtrado se obtuvieron 5 mL que se utilizaron para titular al vire de color fenolftaleína (1%) y se utilizó hidróxido de sodio 0.1 N para titulación, los resultados se reportaron en porcentaje; esta variable también fue evaluada en cinco frutos de cada ecotipo. Se determinó la resistencia del fruto a la punción en dos zonas de la parte ecuatorial del mismo, utilizando un texturómetro digital FDV-30 (Chatillon®, USA) de puntal cónico de 0.8 mm de diámetro, reportándose los valores en Newtons (N).

Los fenoles se midieron de acuerdo a la metodología de Folin-Ciocalteu (Singleton *et al.*, 1999) y los resultados se reportaron como $\mu\text{g g}^{-1}$ de p.f. Los carotenoides se cuantificaron mediante la metodología descrita por Rodríguez *et al.* (2004) y los resultados se reportaron como $\mu\text{g g}^{-1}$ de p.f. La actividad antioxidante por el método de DPPH, ABTS y FRAP se determinaron con la metodología descrita por Brand *et*

al. (1995), Re et al. (1999) y Benzie et al. (1996), y los resultados se reportaron en miligramos equivalentes de ácido ascórbico (mg EAA/100 g).

Diseño experimental y análisis estadístico

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con cinco repeticiones. La unidad experimental fue una planta de jitomate por bolsa llenada con tezontle. Se realizó análisis de varianza y prueba de medias de Tukey ($P \leq 0.05$), con el programa *Statistical Analysis System* versión 9.1 (SAS Institute, 2004).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Color

La pureza del color en los materiales evaluados varió de 17.2 a 41.8 (Cuadro 2). Los ecotipos más opacos fueron el 17-13, 5-4 y 18-2, mientras que los más altos vividos fueron 6-3, 20-8 y 11-9 (Cuadro 2). El matiz fluctuó entre el color rojo $h= 30.7$ y el amarillo $h= 85.1$ (Cuadro 2). Los ecotipos que presentaron valores cercanos al rojo fueron 22-10 y 12-2 en tanto que los ecotipos con colores amarillos fueron 4-7 y 14-5. El 90% de los ecotipos cosechados fue de color rojo y el 10% amarillos. La luminosidad en la población evaluada fluctuó entre 36.3 a 47.0, donde los ecotipos 17-13 y 15-10 mostraron menor luminosidad y los ecotipos 20-8, 11-9 y 14-5 mostraron los valores mayores (Cuadro 2). La cromaticidad tuvo un coeficiente de variación mayor ($CV=17.6\%$, Cuadro 2) que la luminosidad ($CV=8.4\%$) y el matiz ($CV=6.5\%$), esto sugiere que los parámetros de color fueron estables, es decir existió poca variabilidad, ya que variables con CV mayores de 21 % son útiles para seleccionar materiales (Castillo, 2011). El análisis del color en frutos influye en su

comercialización, ya que los consumidores pueden elegir o seleccionar con base en el color y la apariencia de los frutos.

Sólidos solubles totales (SST)

En SST 17 ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) al testigo (3.8° Brix), mientras que dos ecotipos fueron significativamente superiores al testigo ($P \leq 0.05$). El rango observado fue de 3.4 a 6.4° Brix (Cuadro 2). El ecotipo 21-12 de Oaxaca presentó el menor valor, mientras que el 17-13 de Guerrero mostró el mayor valor (Cuadro 2). Juárez-López *et al.* (2009) reportaron valores máximos de 8° Brix en una colecta de siete genotipos nativos de jitomate. Magallanes-López *et al.* 2020 de 40 accesiones de jitomate nativos de México, cuatro colectas registraron valores de 7.31° Brix. Figueroa-Cares *et al.* (2018) en 22 accesiones de genotipos nativos de jitomate de México, reportaron sólidos solubles totales en un intervalo de 4 a 6° Brix. Los resultados del presente estudio son similares a los que reporta Figueroa-Cares *et al.* (2018) y ligeramente inferiores a los de Juárez-López *et al.* (2009) y Magallanes-López *et al.* (2020).

Graca *et al.* (2015) indicaron que los sólidos solubles totales son uno de los principales componentes del sabor, en frutos de jitomates los azúcares aportan el 80 % de los sólidos solubles totales, y son la sacarosa, glucosa y fructosa los principales azúcares solubles. Además del genotipo, los SST están relacionados con la disponibilidad de agua y otros factores ambientales (Beckles, 2012). El gusto del consumidor determina que una mayor relación azúcares/acidez genera un efecto favorable en el sabor de los tomates de consumo fresco y de procesamiento (Viquez, 2015). Sin embargo, el fruto de tomate con buen sabor es el que tiene un

balance de azúcares, ácidos y compuestos volátiles, preferiblemente altos en estos últimos (Baldwin y Scott, 2002).

En el presente trabajo los ecotipos de menor tamaño presentaron los valores más altos de SST como el 17-13, 4-7 y 14-5 y los de mayor tamaño registraron los valores más bajos como el 21-12 y 20-8, porque según Binoy *et al* (2004) afirmaron que es factible encontrar mayores concentraciones de azúcares en los frutos de tamaño pequeño. Además, Young *et al* (1993) atribuyen dicho comportamiento a que una amplia gama de genotipos nativos produce frutos con mayor concentración de sólidos solubles, debido a su mayor capacidad para acumular fotosintatos. El contenido de SST se utiliza comercialmente como índice de calidad de frutos porque tiene un alto valor positivo correlacionado con el contenido de azúcar.

Cuadro 2. Variables físicas y químicas de 19 ecotipos nativos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) y un híbrido comercial de jitomate “saladette” cultivados en invernadero.

Ecotipos	L ¹	C	H	FIRM (N)	SST (°Brix)	AT (%)	pH
4-7	43.9 a-d	29.3 b-d	85.1 a	6.4 a	6.4 a	0.78 a	4.36 ab
17-13	36.3 d	17.2 e	39.2 cd	2.4 bc	6.4 a	0.64 a-d	4.45 a
14-5	45.1 ab	31.3 ab	83.5 a	4.4 ab	5.5 ab	0.66 ab	4.37 ab
5-4	39.6 a-d	18.3 de	39.7 b-d	3.0 bc	4.3 bc	0.5 b-f	3.53 de
18-2	39.5 a-d	19.1 c-e	39.1 cd	3.0 bc	4.2 bc	0.47 b-f	4.13 a-c
10-9	43.2 a-d	29.3 b-d	39.0 cd	3.5 bc	4.6 a-c	0.40 ef	4.12 c
21-12	44.7 a-c	30.0 bc	37.3 cd	2.3 bc	3.4 c	0.27 f	4.23 c
7-10	38.9 a-d	27.7 b-e	35.9 c-e	2.6 bc	5.2 a-c	0.31 ef	4.20 a-c
15-10	36.6 cd	27.8 b-e	36.4 c-e	1.8 c	4.0 bc	0.27 f	4.42 a
16-5	38.7 b-d	30.2 bc	40.9 bc	3.4 bc	4.2 bc	0.53 b-e	4.08 bc
8-11	39.2 a-d	24.3 b-e	38.9 cd	2.5 bc	3.9 bc	0.40 d-f	3.92 c
13-9	40.0 a-d	23.4 b-e	36.4 c-e	2.5 c	4.4 bc	0.45 b-f	4.17 a-c
22-10	38.2 b-d	23.1 b-e	36.2 de	2.7 bc	4.9 a-c	0.41 c-f	4.30 ab
9-1	39.4 a-d	23.7 b-e	38.4 cd	2.8 bc	4.9 a-c	0.64 a-c	4.07 bc
20-8	47.0 a	32.6 ab	40.1 b-d	2.9 bc	3.4 c	0.52 b-e	3.23 e
2-8	42.9 a-d	29.5 b-d	36.8 c-e	2.2 bc	3.8 bc	0.44 b-f	3.41 de

12-2	42.9 a-d	30.5 ab	34.9 c-e	2.6 bc	3.7 bc	0.39 ef	3.58 d
6-3	45.0 ab	41.8 a	45.8 b	2.7 bc	5.2 a-c	0.37 ef	3.42 de
11-9	45.3 ab	32.0 ab	36.9 c-e	3.3 bc	4.4 bc	0.40 ef	3.45 de
Testigo	42.8 a-d	31.5 ab	30.7 e	4.4 ab	3.8 bc	0.27 f	4.37 ab
CV	8.4	17.6	6.5	2.3	17.5	22.6	3.57
DMS	8.1	11.3	6.5	34.	1.8	0.24	0.33

L: luminosidad; C: cromaticidad; H: matiz; DP: diámetro polar; DE: diámetro ecuatorial; FIRM: firmeza; SST: sólidos solubles totales; AT: acidez titulable; CV: coeficiente de variación; DMS: diferencia mínima significativa. Medias con la misma letra, entro de columnas, son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

Beckles (2012), señaló que un contenido de 5 % de SST en tomate es deseable para consumo en fresco. En el presente trabajo los ecotipos 17-13 y 14-5 de Guerrero; 7-10 y 6-3 de Oaxaca y el 4-7 de Puebla cumplen con dicho parámetro. Bonilla *et al.* (2014) reportaron valores de 3.88 % de SST en frutos tipo riñón provenientes de México, mientras que en frutos tipo saladette reportaron contenidos de 3.99 %. En esta investigación todos los arriñonados fueron superiores (excepto el 16-5) a los que reporta Bonilla *et al.* (2014) (Cuadro 2).

Acidez titulable (AT)

En AT 13 ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) al testigo (0.27 %), mientras que seis ecotipos fueron significativamente superiores al testigo ($P \leq 0.05$). El rango de acidez fue de 0.27 % a 0.78 % (Cuadro 2). Los ecotipos 15-10 y 21-12 presentaron los menores valores, mientras que el 4-7, 14-5, 9-1 y 17-13 mostraron los mayores valores (Cuadro 2). El tamaño grande y maduro de frutos permite que haya una mayor actividad de ácidos orgánicos como el cítrico, málico y glutámico, que significativamente contribuyen al contenido de la acidez. La concentración de ácidos orgánicos durante el proceso de maduración constituye uno de los principales indicadores del sabor característico de los productos hortofrutícolas. La AT está relacionada con el contenido de ácido orgánico en los frutos de tomate,

principalmente ácido cítrico y ascórbico. Según George *et al.* (2004) los genotipos nativos presentaron mayor acidez que los híbridos comerciales. Este comportamiento se presentó en esta investigación, donde los ecotipos presentaron valores mayores de AT con respecto al testigo Sun 7705 tipo saladette (0.27 %). Beckles (2012) señala que frutos con valores cercanos al 0.4% de acidez son considerados deseables para el consumo. Los resultados obtenidos están relacionados a la observación de Magallanes-López *et al* (2020) quienes reportaron un rango de acidez de 0.40-0.61 % en 40 accesiones de tomates nativos de México y ligeramente inferiores a los reportados por Juárez-López *et al* 2009 quienes reportaron valores de AT de 0.50 hasta 1.01 %. La acidez contribuye al sabor y seguridad alimentaria, ya que dificulta el deterioro de alimento por microorganismos.

pH

En cuanto a la variable de pH, 12 ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) al testigo (pH=4.37), mientras que siete ecotipos fueron significativamente inferiores al testigo ($P \leq 0.05$), presentando los valores más bajos de pH. El rango de pH fue de 3.23 a 4.45 (Cuadro 2). Los ecotipos más ácidos fueron el 20-8, 2-8, 6-3 y 11-9, mientras que los menos ácidos fueron el 17-13, 15-10, 14-5 y 4-7 (Cuadro 2). El pH bajo se asocia con una alta calidad de la fruta, en tomate se considera ácido si tiene un pH menor de 4.5 (Hernández *et al.*, 2008). Considerando lo anterior, todos los ecotipos de este trabajo son de calidad. El valor menor fue para el ecotipo 20-8 de la región de Valles Centrales, del estado de Oaxaca y el más alto fue para el 17-13 de la Costa Grande de Guerrero. Estos resultados son similares a los reportados por Crisanto *et al.* (2010), quienes en una colecta de 17 muestras de frutos de tomate

silvestre en Oaxaca reportaron valores de pH entre 3.6 a 4.3. El pH suele aumentar durante la maduración de una fruta climatérica debido a los ácidos orgánicos. El contenido de ácidos orgánicos incrementa durante el desarrollo del fruto y se acumula, preferentemente en los lóculos. Los principales ácidos orgánicos en el jitomate son el málico y el cítrico, que representan el 13 % de la materia seca. Al principio del crecimiento el ácido málico es el predominante, mientras el cítrico solo representa 25 % (Nuez, 2001). El pH de frutos generalmente tiene una relación inversa con la acidez titulable.

Firmeza

En la variable firmeza, 18 ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) al testigo (4.4 N), y solo el ecotipo 15-10 fue significativamente inferior al testigo ($P \leq 0.05$), presentado el valor más bajo de firmeza. El rango de firmeza fue de 1.8 a 6.4 N (Cuadro 2). Los ecotipos que presentaron mejor firmeza fueron el 4-7 y 14-5, mientras que el de menor firmeza fue el 15-10 (Cuadro 2). La firmeza es un factor importante para determinar la calidad y aceptabilidad de diversos productos de jitomate. Según Batu (2004) durante el manejo postcosecha los frutos de tomate presentan daño por compresión, vibración e impacto; por lo cual entre mayor sea la firmeza a la cosecha, mayor resistencia tendrá el fruto a la manipulación durante el transporte y la comercialización. Batu (2004) reportó que los frutos de tomate de calidad comercial (de 50 a 55 mm de longitud), deben presentar valores de firmeza superiores a 1.45 N en etapa de color rojo. Considerando lo anterior, solo el ecotipo 20-8 de la región de Valles Centrales de Oaxaca cumple con estas condiciones. Bonilla *et al.* (2014) reportaron que los frutos de tomate pequeños, como el ojo de venado, generalmente

presentan menor firmeza, con un promedio de 0.69 N. En el presente estudio, todos los ecotipos tipo ojo de venado presentaron firmeza mayor a 0.69 N, siendo estos superiores a los reportados por los autores antes mencionados.

Fenoles totales

Con respecto a las variables químicas, en fenoles todos los ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) al testigo ($7.61 \mu\text{g g}^{-1}$ de p.f.). El rango de fenoles totales en el epicarpio del fruto fue de 4.99 a $16.08 \mu\text{g g}^{-1}$ de p.f. (Cuadro 3). Los ecotipos con mayor contenido de fenoles fueron el 14-5 y el 6-3, mientras que los de menor concentración fueron el 18-2, 7-10 y 4-7 (Cuadro 3). En la presente investigación la concentración de fenoles totales presentó menor variación que los resultados por Toor *et al.* (2006) quienes reportaron contenido de fenoles de tomates cultivados en invernadero entre 15.7 y 20.14 mg GAE/100 g de tomate de peso fresco. El fruto del tomate contiene un número considerable de compuestos fenólicos, se han descrito hasta 24 flavonoides diferentes, siendo la naringenina, quercetina, rutina y kaempferol los principales, además de los ácidos hidroxicinámicos. Dentro de este grupo destacan los ácidos cafeico, p-cumárico, clorogénico y gálico (Lule y Xia 2005). Los compuestos fenólicos contribuyen al color rojo, olor profundo y sabores astringente y ácido que caracterizan al fruto de tomate (Naczki *et al.*, 2004). El contenido en fenoles, como el de otros metabolitos secundarios, varía considerablemente con las técnicas de cultivo, la genética, fisiología y el índice de madurez, entre otros muchos factores. El tomate verde maduro contiene altos niveles de ácido clorogénico (ubicados principalmente en el pericarpio y la pulpa) que disminuyen rápidamente a medida que la fruta madura y vira del verde al rojo.

Un estudio realizado en 12 genotipos de tomate por George *et al.* (2004), evidenció mayores contenidos de compuestos fenólicos en la piel que en la pulpa. También mostró que las variedades *cherry* presentaron mayor contenido de compuestos fenólicos totales que las variedades grandes. En esta investigación los ecotipos tipo *cherry* (17-13, 14-5) también presentaron la mayor concentración de fenoles con respecto a los ecotipos de tamaño grande (20-8). Los fenólicos son fitoquímicos que se encuentran abundantemente en frutas, verduras y granos (Bravo, 2009). El tomate es conocido por su abundante contenido de compuestos fenólicos, incluidos los ácidos fenólicos y los flavonoides. Los compuestos fenólicos más comunes que se encuentran en la fruta del tomate incluyen flavonoides, ácidos fenólicos y taninos, que son eficaces eliminadores de radicales libres. Los compuestos fenólicos se han atribuido a su actividad antioxidante en proteger a los humanos del cáncer y de las enfermedades coronarias, que son principalmente inducidas por el estrés oxidativo (Karacabey y Mazza, 2010).

Cuadro 3. Variables químicas de 19 ecotipos nativos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) y el híbrido comercial de jitomate “saladette” cultivados en invernadero

Ecotipos	DPPH ¹	ABTS	FRAP	Carotenoides	Fenoles
4-7	21.28 b ²	13.99 bc	2.36 bc	0.31 g	5.73 a
17-13	22.97 b	21.92 bc	8.07 a	1.05 a-e	11.16 a
14-5	8.42 b	17.60 bc	6.43 ab	0.48 fg	16.08 a
5-4	67.0 6a	102.38 ab	4.16 ab	1.36 ab	10.07 a
18-2	11.13 b	34.81 a-c	2.90 bc	1.01 b-e	4.99 a
10-9	26.70 ab	16.19 bc	2.24 bc	0.83 d-f	12.15 a
21-12	11.38 b	116.68 a	2.02 bc	1.14 a-e	9.00 a
7-10	19.00 b	45.34 a-c	2.62 bc	1.12 a-e	5.22 a
15-10	41.16 ab	50.36 a-c	7.75 a	0.91 c-e	10.56 a
16-5	29.40 ab	38.89 a-c	2.33 bc	1.22 a-d	7-10 a
8-11	34.14 ab	49.11 a-c	2.39 bc	0.73 ef	13.20 a

13-9	13.24 b	14.46 bc	2.22 bc	1.08 a-e	7.88 a
22-10	8.59 b	16.66 bc	1.15 c	1.28 a-c	8.91 a
9-1	12.31 b	31.04 a-c	2.09 bc	1.11 a-e	13.26 a
20-8	24.33 ab	11.55 c	2.05 bc	0.93 c-e	8.72 a
2-8	14.43 b	16.89 bc	2.49 bc	0.94 c-e	7.17 a
12-2	19.42 b	32.68 a-c	1.52 c	1.22 a-d	8.98 a
6-3	18.57 b	12.10 c	2.43 bc	1.44 a	14.32 a
11-9	20.94 b	15.87 bc	1.90 bc	0.85 d-f	10.67 a
Testigo	28.56 ab	47.22 a-c	1.69 c	1.11 a-e	7.61 a
CV	81.89	108.50	66.02	17.68	53.96
DMS	43.07	88.91	4.66	0.41	12.08

¹DPPH: actividad antioxidante por el método DPPH; ABTS: actividad antioxidante por el método ABTS; FRAP: Actividad antioxidante por el método FRAP. ²Medias con la misma letra, dentro de columnas, son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

Carotenoides totales

En la variable de carotenoides totales 17 ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) al testigo ($1.11 \mu\text{g g}^{-1}$ de p.f.). El rango de carotenoides totales en el epicarpio del fruto fue de 0.31 a $1.44 \mu\text{g g}^{-1}$ de p.f. (Cuadro 3). Los ecotipos con mayor contenido de carotenoides fueron el 6-3 y el 5-4, mientras que los de menor concentración fueron el 4-7 y el 14-5 (Cuadro 3). El licopeno es el caroteno más abundante en tomates de color rojo y llega a representar más del 90% de los carotenoides totales (Adalid, 2007). El licopeno es un carotenoide que se encuentra principalmente en el tomate, tiene propiedades antioxidantes, antiinflamatorias y efectos quimioterapéuticos sobre enfermedades cardiovasculares, neurodegenerativas y algunos tipos de cáncer (Przybylska, 2020). Los carotenoides son pigmentos que contribuyen a la coloración de la epidermis y la pulpa de los frutos con variaciones del color amarillo al naranja. Los carotenoides tienen propiedades antioxidantes en sistemas biológicos. Uno de los carotenoides más estudiados en el contexto de la alimentación y la salud es el licopeno. Se considera que, en general, la principal fuente dietética de este carotenoide es el tomate y sus productos derivados. Se ha

estimado que el tomate contribuye a la ingesta dietética de licopeno en un 68.3 %, mientras que la sandía lo hace con un 31.4 % (Granado *et al.*, 2007). El tomate tradicional de color rojo contiene además otros carotenoides como fitoeno, fitoflueno, luteína y β -caroteno, principalmente. El color rojo del tomate en la mayoría de cultivares se debe principalmente al licopeno, que se sintetiza durante la maduración del fruto (Stinco *et al.*, 2013). El contenido en metabolitos secundarios como carotenoides y compuestos fenólicos depende de factores de distinta naturaleza. En el caso del tomate se han realizado muchos estudios en este sentido. Por ejemplo, se conoce bien que el contenido en carotenoides del tomate depende de la variedad y estado de maduración del fruto, de condiciones ambientales (fotoperiodo, temperatura, calidad del aire ambiental, déficit de presión de vapor y estación), de factores agronómicos (nutrientes disponibles en el suelo, cantidad de agua suministrada) y tratamiento poscosecha.

Actividad antioxidante

En la actividad antioxidante por DPPH todos los ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) al testigo (28.56 mg EAA/100 g). El rango de la actividad antioxidante fue de 8.42 a 67.06 mg EAA/100 g (Cuadro 3). La mayor actividad antioxidante la presentaron los ecotipos 5-4 y 15-10, mientras que la más baja la registraron los ecotipos 14-5 y 22-10 (Cuadro 3). Por ABTS todos los ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) al testigo (47.22 mg EAA/100 g). El rango fue de 11.55 a 116.68 mg EAA/100 g (Cuadro 3). Los ecotipos con valores más altos de actividad antioxidante fueron el 21-12 y 5-4, mientras que los de más baja actividad fueron el 20-8 y el 6-3 (Cuadro 3). Sin embargo, por el método FRAP, 16 ecotipos fueron similares ($P \leq 0.05$) al testigo

(1.69 mg EAA/100 g). y tres fueron significativamente superiores al híbrido comercial Sun 7705. El rango fue de 1.15 a 8.07 mg EAA/100 g. Los ecotipos con mayor actividad antioxidante fueron el 17-13, 15-10 y 14-5 y los valores más bajos de actividad fueron para los ecotipos 22-10 y 12-2.

La actividad antioxidante total es un parámetro de análisis que estima la fuerza antioxidante de la muestra midiendo el número de radicales libres eliminados por la muestra (Rubio *et al.*, 2016). La actividad antioxidante de varios alimentos se puede determinar con precisión y rapidez mediante DPPH, ABTS y FRAP (Nadzirah *et al.*, 2020). Los carotenoides (licopeno, caroteno, xantofilas) responsables de los colores rojo, naranja y amarillo del tomate, así como los de acción vitamínica (como el α y β caroteno y la criptoxantina), se consideran estructuras estables al calor durante el procesamiento y cocción; sin embargo, al ser estructuras altamente insaturadas son especialmente susceptibles a la oxidación (Ortega *et al.*, 2004). Los antioxidantes naturales se encuentran presentes en prácticamente todas las plantas, microorganismos, hongos e incluso en los tejidos animales (Yanishlieva-Maslarova, 2001).

La actividad antioxidante en epicarpio presentó alta variación (CV=81.8, CV=108.5% y CV=66.0%) cuando se evaluó por los métodos DPPH, ABTS y FRAP (Cuadro 3). Entre las hortalizas, los tomates representan la fuente predominante de antioxidantes, y además de los carotenoides (licopeno, β caroteno y luteína), los flavonoides han sido confirmados como un grupo de polifenoles importantes para conferir beneficios antioxidantes (Stewart *et al.*, 2000). IC_{50} se define como la cantidad de antioxidante necesaria para disminuir la concentración inicial de radicales DPPH en un 50%. El más bajo indica la mayor capacidad de las muestras

para actuar como carroñeros de DPPH (Noor Atiqah *et al.*, 2014). El tomate *cherry* rojo muestra el IC₅₀ más bajo con 1.7078 seguido del tomate en rama con IC₅₀ 2.0989, tomate amarillo *cherry* con IC₅₀ 3.9869. Los resultados demostraron que el tomate *cherry* rojo tiene la mayor capacidad para eliminar los radicales libres y que existen diferencias en capacidad antioxidante entre los tres tipos de tomate.

CONCLUSIONES

Se determinaron las propiedades físicas y químicas de 19 ecotipos nativos de jitomate provenientes de los estados de Guerrero, Oaxaca, Puebla y Yucatán. De las variables físicas el peso y la firmeza tuvieron mayor variación (CV=33.3 % y CV=32.5 %, respectivamente). De los métodos antioxidantes el ABTS fue el que tuvo mayor variación (CV=108.5 %), siguiéndole el DPPH (81.8 %), FRAP (66.0 %) y fenoles (53.9 %). A mayor coeficiente de variación más son los ecotipos que puedo seleccionar para un mejoramiento genético, debido a que se basa en la diversidad de poblaciones.

Los materiales 17-13 (rojo) y los amarillos 14-5 y 4-7, fueron los frutos más dulces, menos ácidos, de los de menor peso y los que presentaron mayor acidez titulable, los cuales podrían aprovecharse como jitomates tipo *cherry*.

REFERENCIAS

- Adalid, A. M.; Rosello, S.; y Nuez, F. (2007). Mejora de la calidad nutritiva en tomate: búsqueda de nuevas fuentes de variabilidad con alto contenido en carotenoides y vitamina C. Sociedad Española de Ciencias Hortícolas Actas de Horticultura 48:121124.
- Alia-Tejacal I, Maldonado-Astudillo YI, Núñez-Colín CA, Valdez-Aguilar LA, Bautista-Baños S, García-Vázquez E, Ariza-Flores R, Rivera-Cabrera F. (2012). Caracterización de frutos de ciruela Mexicana (*Spondias purpurea* L.) del sur de México. Revista Fitotecnia Mexicana 35: 21-26.
- Alvarez-Vargas JE, Alia-Tejacal I, Chávez-Franco SH, Colinas-León MT, Nieto-Ángel D, Rivera-Cabrera F, Aguilar-Pérez LA. (2017). Ciruelas mexicanas (*Spondias purpurea* L) de clima húmedo y seco: calidad, metabolitos funcionales y actividad antioxidante. Interciencia 42(10): 654-660.
- Batu A. (2004). Determination of acceptable firmness and color values of tomatoes. J. Food Eng. 61: 471475.
- Baldwin, E., and Scott, J. (2002). Update on Tomato flavor. In P. Gilreath (Comp.), Florida tomato institute proceedings (pp. 7–14). Tomato Institute Program. <https://crec.ifas.ufl.edu/extension/soilipm/pdf/Florida%20Tomato%20Institute%202002.pdf>.
- Beckles D.M. (2012). Factors affecting the postharvest soluble solids and sugar content of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) fruit. Postharvest Biology and Technology 63: 129-140.
- Benzie IF, Strain JJ (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "Antioxidant Power": The FRAP assay. Anal. Biochem. 239: 70-76.
- Bonilla B O, Lobato O R, García Z J J, Cruz I S, Reyes L D, Hernández L E y A. Hernández B A (2014). Diversidad agronómica y morfológica de tomates arriñonados y tipo pimiento de uso local en Puebla y Oaxaca, México. Revista Fitotecnia Mexicana 37:129-139.

- Brand WW, Cuvelier ME, Berset C (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT Food Sci. Technol.* 28: 25-30.
- Brandt S, Z. Pék Z, Barna E, Lugasi A and Helyes L. (2006). Lycopene content and color of ripening tomatoes as affected by environmental conditions. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 86:568–572.
- Bravo, L. (2009). Polyphenols: Chemistry, Dietary Sources, Metabolism, and Nutritional Significance. *Nutrition Reviews*, 56(11):317–333. <https://doi.org/10.1111/j.1753-4887.1998.tb01670>.
- Caicedo-Orjuela, O., & Galvis-Venegas, J. A. (2012). Comportamiento de ácidos cítrico, ascórbico y málico en tomate frente a tres sistemas de conservación. *Avances Investigación en Ingeniería*, 9(1) 7-13.
- Cano H R, Martínez D MT, Moreno P EC, Sánchez DC F, Cruz A O, Rodríguez R MJ (2019). Efecto de biorreguladores del crecimiento sobre indicadores de calidad fisicoquímica en frutos de tomate cultivados en invernadero; ITEA-Inf. *Tec. Econ. Agrar.* 115(2) 120-133.
- Carrillo Rodríguez, J.C., Chávez-Servia J.L. 2010. Caracterización agromorfológica de muestras de tomate de Oaxaca. *Revista Fitotecnia Mexicana* 33: 1-6.
- Carrillo Rodríguez, J. C, Chávez Servia, J.L, Rodríguez Ortiz, G., Enriquez del Valle, R., Villegas Aparicio Y. (2013). Variación estacional de caracteres agromorfológicos en poblaciones nativas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 6: 1081-1091. <https://doi.org/10.29312/remexca.v0i6.1273>.
- Crisanto-Juárez, A., A. M. Vera-Guzmán, J. L. Chávez-Servia, y J. C. Carrillo-Rodríguez. (2010). Calidad de frutos de tomates silvestres (*Lycopersicon esculentum* var. cerasiforme Dunal) de Oaxaca, México. *Rev. Fitotecnia Mex.* 33: 7 - 13.
- Cruz LA, Pita A.D, Gutiérrez A.G.J. (2012). Acercamiento a la diversidad de las ciruelas mexicanas. In: Cruz LA, Pita AD, Rodríguez BA, editores. *Jocotes, jobos, abales o ciruelas mexicanas*. Chapingo, Universidad Autónoma Chapingo. pp: 39-62.

- Dhaliwal M S and Jindal S K 2018. Punjab Sona Cherry and Punjab Kesar Cherry- Varieties of Cherry tomato for naturally ventilated polytunnel house cultivation. 45:144-47.
- Figueroa-Cares IE, Cruz AO, Martínez MT, Rodríguez PJE, Colinas LMT, Valle GS, (2018). Calidad nutricional y capacidad antioxidante en variedades y genotipos nativos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ) 35: 63-84.
- Galicia C., R. M., C. Saucedo V., R. Verde C., E. Ponce A., y I. Guerrero L. (2005). Efecto del tratamiento térmico en las características fisicoquímicas y concentración de licopeno en jitomate cv. Saladette. In: Memoria del V Congreso Iberoamericano de Ingeniería de los Alimentos. Puerto Vallarta, Jalisco, México.
- George B, Kaur C, D. S. Khurdiya D. S. and Kapoor H C (2004). Antioxidants in tomato (*Lycopersicum esculentum* Mill) as a function of genotype. *Food Chemistry* 84: 45-51.
- Graca AJ, Amaral Júnior AT, Rodrigues R, Gonçalves LS, Sudré CP, Vivas M, Melo PC. (2015). Heterosis and combining ability of dualpurpose tomato hybrids developed to meet family farmers' needs in Brazil and Mozambique. *Horticulture Brasilia*. 33(3): 339-344.
- Granado, F, S Blázquez, y B Olmedilla. (2007). Changes in carotenoid intake from fruit and vegetables in the Spanish population over the period 1964:2004. *Public Health Nutrition* 10(10): 1018-1023.
- Grande Tovar, C.D.; Delgado-Ospina, J.; Navia Porras, D.P.; Peralta-Ruiz, Y.; Cordero, A.P.; Castro, J.I.; Valencia, C.; Noé, M.; Mina, J.H.; Chaves López, C. (2019). Colletotrichum gloesporioides inhibition in situ by chitosan-Ruta graveolens essential oil coatings: Effect on microbiological, physicochemical, and organoleptic properties of guava (*Psidium guajava* L.) during room temperature storage. *Biomolecules*. 9, 399. [CrossRef] [PubMed].
- Hernández-Suárez MH, Rodríguez ER, Romero CD. (2008). Chemical composition of tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) from Tenerife, the Canary Islands. *Food Chemistry*. 106(3):1046-1056.

- Ireland, C. 2010. Experimental Statistics for Agriculture & Horticulture. CABI. 360 p.
- Juárez L P, Castro B R, Colinas L T, Ramírez V P, Sandoval V M, Reed D W, L. Cisneros Z L y S. King S (2009). Evaluación de calidad de frutos de siete genotipos nativos de jitomate (*Lycopersicon esculentum* var. cerasiforme). Revista Chapingo Serie Horticultura. 15:5-9.
- Karacabey, E., & Mazza, G. (2010). Optimisation of antioxidant activity of grape cane extracts using response surface methodology. Food Chemistry, 119(1), 343–348. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.06.029>.
- Klee, H., and Tieman, D. (2018). The genetics of fruit flavour preferences. Genetics, 19, 347–356. <https://doi.org/10.1038/s41576-018-0002-5>.
- León G.E., Vela G.G., Del Angel C.O.A., Torres P.C., De la Cruz M.J., Gómez L.M.A., García H.S. (2017). Increased Postharvest Life of TomLox B Silenced Mutants of Tomato (*Solanum lycopersicum* L.) Var. TA234. Plant Foods Hum Nutr. 72(4):380-7. DOI: <http://dx.doi.org/10.1007/s11130-017-0629-y>.
- López V.E.R., Ortega O.H., Cadenas P.G., De alba R. K., Cabrera F.M., Benavides M. A., Juárez M.A. (2018). Foliar Application of Copper Nanoparticles Increases the Fruit Quality and the Content of Bioactive Compounds in Tomatoes. Applied science. 8: 1020.
- Lule, Ssonki, y Wenshui Xia. (2005). Food phenolics, pros and cons: A review. Food Reviews International 21 : 367-388.
- Magallanes-López AM, Martínez DMT, Sahagún CJ, Pérez FLJ, Marín MIM, Rodríguez P.J.E. (2020). Calidad poscosecha de 40 poblaciones de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) nativas de México. Revista Agrociencia 54: 779-795. <https://doi.org/10.47163/agrociencia.v54i6.2184>.
- Marín-Montes I. M., J. E. Rodríguez-Pérez, J. Sahagún-Castellanos, L. Hernández-Ibáñez and A. M. Velasco-García (2016). Morphological and molecular variation in 55 native tomato collections from Mexico. Revista Chapingo Serie Horticultura 22:117-131, <https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2016.03.008>.
- Martínez D.M.T. Alvarez C.O., Rodríguez P.J.E., Colinas L.M.T., Góngora C.M.A. (2017). Yield, physicochemical quality, and antioxidant capacity of “beef” and

- wild tomato fruits (*Solanum lycopersicum* L.) as a function of the electrical conductivity of the nutrient solution. *Agronomía Colombiana* 35(3), 330-339.
- Méndez I.I., Vera, G.A.M., Chávez S. J.L., Carrillo R.J.C. (2011). Quality of fruits in Mexican tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) landraces. *Vitae, Revista de la Facultad de Química Farmacéutica*. 18:26-32.
- Naczki, Marian, y Fereidoon Shahidi. (2004). Review Extraction and analysis of phenolics in food. 1054 : 95-111.
- Nadzirah M. Y, Muhammad Z. H., Nazariyah Y., Nadiah I., Nurul F. R., Zuraida H. Z., (2020). GC-MS Screening of metabolites and antioxidant properties. In: four variants of *Solanum Lycopersicum* (Tomato); *Journal of Engineering and Health Sciences* Jilid. 4 2020: 61 – 82.
- Neguerula, IA (2012). ¿El color medido en los alimentos es el color que vemos? El color en los alimentos. Aspectos Tecnológicos y Psicofísicos, JL Caivano y M. del P. Buera, eds. (Florida, Estados Unidos: CRC Press, Taylor & Francis Group) pp: 81-91.
- Noor Atiqah, A. A. K., Maisarah, A. M., & Asmah, R. (2014). Comparison of antioxidant properties of tamarillo (*Cyphomandra betacea*), cherry tomato (*Solanum lycopersicum* var. *cerasiform*) and tomato (*Lycopersicon esulentum* Mill). *International Food Research Journal*, 21(6), 2355–2362.
- Nuez, F., Rodríguez, R.A., Tello, J., Cuartero, J., y Baldomero, S. (2001). El cultivo del tomate. Ed. Mundi-prensa. Madrid, España.
- Olmedo L.F.A., Ortiz R.R., Pérez S. R. E., Morales G. A., Avila V.T.C., García S.P.A. (año?). Physicochemical characterization of Tinguaraque fruits (*Solanum lycopersicum* var. *Cerasiforme*) grown in greenhouse. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 23: 325-330.
- Ortega, A.; Basabe, T. y Sobaler, L. (2004). Frutas, hortalizas y verduras. Bartrina-Aranceta, J. y Rodrigo-Pérez, C. (Eds). Frutas y verduras y salud. España. Editorial Elsevier. 268 p.
- Padrón P C A, Padrón L G M, Montes H A I, Oropeza G R A (2012). Determinación del color en epicarpio de tomates (*Lycopersicum esculentum* Mill.) con

- sistema de visión computarizada durante la maduración. *Agronomía Costarricense* 36: 97-111.
- Pinela, J., Barros, L., Carvalho, A. M., & Ferreira, I. C. F. R. (2012). Nutritional composition and antioxidant activity of four tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) farmer' varieties in Northeastern Portugal homegardens. *Food and Chemical Toxicology*, 50(3–4), 829–834. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2011.11.045>.
- Pérez D F, Arévalo G M L, Pérez F L J, Lobato O R y Ramírez G M (2020). Crecimiento y características postcosecha de frutos de genotipos nativos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Fitotecnia Mexicana* 43 (1): 89 – 99.
- Przybylska S (2020). Lycopene—a bioactive carotenoid offering multiple health benefits: a review. *International Journal of Food Science & Technology* 55(1):11-32.
- Ramandeep, K. T. y Geoffrey, P. S. (2005). Antioxidant activity in different fraction of tomatoes. *Food Res. Int.* 38(5):487-494.
- Re R, Pellegrini N, Proteggente A, Pannala A, Yang M, Rice EC (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Rad. Biol. Med.* 26: 1231-1337.
- Rodríguez ADB, Kimura M (2004). *Harvest Plus Handbook for Carotenoid Analysis*. Harvest Plus Technical Monograph 2. International Food Policy Research Institute and International Center For Tropical Agriculture. Washington, DC, EEUU y Cali, Colombia. pp. 35-36.
- Rubio C P, Hernández-Ruiz J, Martínez-Subiela S, Tvarijonaviciute A, and Ceron J J (2016). Spectrophotometric assays for total antioxidant capacity (TAC) in dog serum: an update. *BMC Vet Res* 12(1): 166.
- Sanjuan L.F., Ramírez V.P., Sánchez G.P., Livera M.M., Sandoval V.M., Carrillo R.J.C., Perales S.C. (2014). Variación en caracteres de interés agronómico dentro de una población nativa de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Revista Fitotecnia Mexicana*. 37: 159-164.

- Singleton V L, Or thofer R, Lamuela RRM (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Meth. Enzymol.* 299: 152-178.
- Stewart, A. J., Bozonnet, S., Mullen, W., Jenkins, G. I., Lean, M. E. J., & Crozier, A. (2000). Occurrence of Flavonols in Tomatoes and Tomato-Based Products *J Agric Food Chem* 48(7): 2663-9
- Steiner A A. 1984. The universal nutrient solution. pp. 633650. In: Proceedings of the Sixth International Congress on Soilles Culture. Wageningen, The Netherlands.
- Stinco, Carla, Francisco Rodríguez, María Escudero, Belén Gordillo, Isabel Vicario, y Antonio Meléndez. (2013). Lycopene isomers in fresh and processed tomato products: Correlations with instrumental color measurements by digital image analysis and spectroradiometry. *Food Research International.* 50 : 111-120.
- Tilahun S, Park D S, Taye A M and Jeong C. S. (2017). Effect of ripening conditions on the physicochemical and antioxidant properties of tomato (*Lycopersicon esculentum* M) *Food Sci Biotechnol.* 26:473-79.
- Toor, R.K., Savage, G.P., Lister, C.E. (2006). Seasonal variations in the antioxidant composition of greenhouse grown tomatoes, en: *Journal of Food Composition and Analysis.*19: 1-10.
- Urrieta-Velázquez, J. A.; Rodríguez-Mendoza, M. N.; Ramírez-Vallejo, P.; Baca-Castillo, G. A.; Ruiz-Posada, L. M. y Cueto-Wong, J. A. (2012). Variables de producción y calidad de tres selecciones de jitomate de Costilla (*Solanum Lycopersicum* L.). *Revista Chapingo Serie Horticultura.* 18:371-381.
- USDA (United States Department of Agriculture). (1975). Tomato Color Chart. USDA Visual Aid TM-L-1. <https://ucanr.edu/repository/view.cfm?article=83755%20&groupid=9>.
- Viquez, A. (2015). Exploiting wild relatives of *S. lycopersicum* for quality traits [Doctoral thesis, Wageningen University. <https://library.wur.nl/WebQuery/wda/2098479>].

- Wilson DW, Nash P, Buttar HS, Griffiths K, Singh R, De Meester F, Takahashi T (2017). The role of food antioxidants, benefits of functional foods, and influence of feeding habits on the health of the older person: an overview. *Antioxidants*. 6(4):81.
- Yahia EM, Brecht JK. (2012). Tomatoes. *Crop Post-Harvest: Science and Technology*. 1-51. Ed. Debbie Rees, Graham Farrell and Jhon Orchard, USA.
- Yanishlieva-Maslarova N.V., Heinonen I.M. (2001). Origen de los antioxidantes naturales: verduras, frutas, hierbas, especias y tés. (pp. 119-247), en: Pokorny, J., Yanishlieva, N., Gordon, M. *Antioxidantes de los alimentos. Aplicaciones prácticas*. Zaragoza: Edit. Acribia.

CAPÍTULO IV

CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE ECOTIPOS NATIVOS DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.) DE MÉXICO

Resumen

La diversidad genética es importante para el mejoramiento genético. México posee amplia variabilidad genética de jitomate, producto de largos procesos de domesticación y diversificación. El objetivo de esta investigación fue realizar un estudio para determinar la diversidad genética de 19 ecotipos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), nativos de México y el híbrido comercial tipo saladette Sun7705. Los ecotipos nativos fueron recolectados en cuatro estados de la república mexicana: Guerrero, Oaxaca, Puebla y Yucatán, además fueron evaluados y seleccionados previamente en condiciones tropicales de la región Norte del estado de Guerrero. Se usaron cinco marcadores moleculares tipo SSR, previamente reportados para evaluar la diversidad genética en jitomate. Los marcadores moleculares fueron altamente informativos, con valores de PIC promedio de 0.65, 25 alelos, y un número promedio de alelos por locus de 6.2. Con base en las diferencias polimórficas entre los ecotipos se hizo un dendrograma por el método de agrupamiento de UPGMA que separó el material genético en dos grupos principales a una distancia de 0.44. Además, se obtuvo similar agrupamiento con base al análisis de componentes principales.

Palabras clave: *Solanum lycopersicum*; marcadores moleculares SSR; diversidad genética.

Introducción

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las hortalizas con mayor superficie cultivada a nivel mundial, representa el 30 % de la producción hortícola (Cuesta y Mondaca, 2014). Es el vegetal de mayor importancia económica solo después de la papa (FAOSTAT, 2018). Evolutivamente, tiene su centro de origen en América del Sur, pero la domesticación ocurrió en México, y como prueba de ello es que aún se conservan materiales nativos que siembran los agricultores locales (Rincón y

Hernández, 2000). Estos genotipos nativos poseen diferentes colores, formas y tamaños de fruto, hábitos de crecimiento, características sensoriales y parámetros de calidad que se han perdido en los híbridos comerciales (Vela-Hinojosa *et al.*, 2018); por lo que son una fuente potencial de germoplasma para obtener variedades mejoradas de jitomate. Sin embargo, estos jitomates nativos han sido muy poco estudiados y no han sido caracterizados mediante marcadores moleculares. Actualmente se encuentran disponibles muchas técnicas de marcadores moleculares. Enfoques basados en PCR tienen demanda debido a su simplicidad y al requerimiento de solo pequeñas cantidades de muestra de ADN. Los marcadores basados en PCR ampliamente utilizados son RAPD, SSR o microsatélites y AFLP. Cada técnica de marcador tiene sus propias ventajas y desventajas. Los marcadores RAPD son muy rápidos y fácil de desarrollar, pero carecen de reproducibilidad. AFLP tiene una reproducibilidad media, pero requiere mucha mano de obra y tiene altos costos operativos y de desarrollo.

Los microsatélites son específicos y altamente polimorfos, pero requieren conocimiento de la secuencia genómica para diseñar cebadores específicos y, por lo tanto, se limitan principalmente a especies económicamente importantes (Borner y Branchard, 2001). Los polimorfismos del ácido desoxirribonucleico (ADN) proporcionan una poderosa herramienta para cuantificar los niveles existentes de variación genética en el germoplasma de plantas, ya sean cereales o vegetales. Los marcadores moleculares pueden proporcionar una herramienta eficaz para la selección eficiente de los rasgos agronómicos deseados porque se basan en los genotipos de la planta y, por lo tanto, son independientes de la variación ambiental. Los SSR no solo son muy comunes, también son hipervariables para una cantidad de motivos de ADN repetitivos en los genomas de eucariotas.

El uso de marcadores moleculares puede facilitar el mejoramiento del jitomate mediante selección asistida por marcadores (MAS, por sus siglas en inglés) para mejorar características agronómicas importantes como el rendimiento, la calidad de la fruta y la resistencia a enfermedades (Benor *et al.*, 2008). Los microsatélites son secuencias repetidas de ADN esparcidas por todo el genoma humano. Estas

regiones repetidas son muy frecuentes y altamente polimórficas (Christensen *et al.*, 1999) .

El desarrollo y el uso práctico de marcadores moleculares se han buscado activamente en los programas de mejoramiento molecular del jitomate, especialmente para la resistencia a enfermedades, para permitir la selección de un solo gen de resistencia y la combinación de múltiples genes de resistencia (Lee *et al.*, 2015) . Existen dos clases de marcadores genéticos: los morfológicos y los moleculares. En el primer orden, la caracterización e identificación tradicional de variedades se ha basado en el empleo de caracteres morfológicos y/o agronómicos. En el segundo orden, gracias a los avances en la biología molecular se han desarrollado métodos de identificación y caracterización basados en el uso de marcadores moleculares que superan, en la gran mayoría de los casos, las limitaciones de los métodos tradicionales (Azofeita-Delgado, 2006).

Los microsatélites se caracterizan por ser marcadores altamente polimórficos, considerablemente informativos dado el alto nivel de polimorfismo y codominancia (Rentería-Alcántara, 2007). Los marcadores Inter Secuencias Simples Repetidas (ISSR) consisten en un motivo repetido de dos o tres nucleótidos, que son complementarios a la secuencia del microsatélite. Este motivo está diseñado para ensamblarse a las secuencias repetidas de di y trinucleótidos, evitando los mono-nucleótidos (Rocha-Minive *et al.*, 2014). La mayor parte de la diversidad del tomate se encuentra en las especies silvestres, las que presentan variabilidad para las características de calidad del fruto tales como el sabor, el aroma, la coloración y la textura (Rodríguez *et al.*, 2005).

Los marcadores moleculares permiten observar y medir diferencias genéticas entre ecotipos y acelerar la obtención de variedades mejoradas mediante cruza. Dentro de estos, se encuentran los microsatélites, SSR (secuencias simples repetidas) o STR (short tandem repeat). Se trata de secuencias de ADN simples y cortas, cuyo motivo (secuencia aleatoria de bases nitrogenadas) se encuentra repetido en tándem y disperso de manera aleatoria en el genoma de los organismos (Glaubitz y Moran, 2000). Son marcadores codominantes, altamente polimórficos, con alto poder de discriminación, el número de fragmentos o loci obtenidos es alto con

respecto a otros marcadores, la reproductividad es muy alta y es fácil trabajar con ellos (Glaubitz y Morán, 2000), lo que los vuelve una excelente opción como marcadores moleculares para caracterizar molecularmente diferentes genotipos. El objetivo de este trabajo fue evaluar la diversidad molecular de 19 ecotipos de jitomate recolectados de cuatro estados de la república mexicana (Guerrero, Oaxaca, Puebla y Yucatán) utilizando 5 marcadores moleculares tipo microsatélites, previamente reportados para jitomate. Según Rick, 1986 la domesticación del jitomate se llevó a cabo en México, lo que pudo haber generado una mayor diversidad genética, pues los hay de diversos colores, formas y tamaños (Vela-Hinojosa *et al.*, 2018).

Materiales y métodos

Se evaluaron 19 ecotipos nativos de jitomate (Cuadro 1) recolectados en cuatro estados de México: 11 del estado de Oaxaca, 4 del estado de Guerrero, 2 del estado de Yucatán y 2 del estado de Puebla, mismas que fueron seleccionados y evaluados previamente en condiciones tropicales de la región Norte del Estado de Guerrero. Las semillas de cada uno de los ecotipos se sembraron en charolas de poliestireno de 200 cavidades bajo condiciones de invernadero. Un mes después se trasplantaron en bolsas negras de polietileno de 12 litros de capacidad, llenadas con tezontle rojo como sustrato, de granulometría de 1 a 7 mm. Se regaron tres veces al día con la solución nutritiva de Steiner. Se realizó el tutoreo con rafia y para la autopolinización se sacudieron las plantas. Se cosechó en estado de madurez 6 (USDA, 1975) y se congelaron los frutos a -20 °C para determinar el ADN de cada ecotipo.

Cuadro 1. Forma de frutos *a priori* y origen de los ecotipos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) evaluados.

Código	Forma del fruto	Estado	Región	Municipio
OVC 12-2	Tipo bola	Oaxaca	Valles Centrales	Animas Trujano
OVC 16-5	Arriñonado	Oaxaca	Valles Centrales	Ocotlán
OVC 20-8	Tipo bola	Oaxaca	Valles Centrales	Ocotlán

OVC 21-12	Arriñonado	Oaxaca	Valles Centrales	Zimatlán
OVC 22-10	Arriñonado	Oaxaca	Valles Centrales	Zimatlán
OT 6-3	Arriñonado	Oaxaca	Tehuantepec	Juchitán
OT 7-10	Ojo de venado	Oaxaca	Tehuantepec	Tesquitlán
OT 8-11	Arriñonado	Oaxaca	Tehuantepec	Tlacotepec
OT 9-1	Ojo de venado	Oaxaca	Tehuantepec	Ixtuatán
OM 10-9	Tipo bola	Oaxaca	Mixteca	Huajuapán
OM 11-9	Arriñonado	Oaxaca	Mixteca	Nochixtlán
GC 5-4	Tipo bola	Guerrero	Centro	Chilapa
GC 13-9	Arriñonado	Guerrero	Centro	Chilapa
GM 14-5	Ojo de venado	Guerrero	Montaña	Olinalá
GCG 17-13	Ojo de venado	Guerrero	Costa Grande	Atoyac
YO 18-2	Arriñonado	Yucatán	Oriente	Yaxcaba
YO 15-10	Arriñonado	Yucatán	Oriente	Yaxcaba
PVT 2-8	Arriñonado	Puebla	Valle de Tehuacán	Zinacatepec
PVT 4-7	Ojo de venado	Puebla	Valle de Tehuacán	Zinacatepec
Testigo (SUN 7705)	Ovalado	---	---	---

OVC: Oaxaca Valles Centrales, OT: Oaxaca Tehuantepec, OM: Oaxaca Mixteca, GC: Guerrero Centro, GM: Guerrero Montaña, GCG: Guerrero Costa Grande, YO: Yucatán Oriente, PVT: Puebla Valle de Tehuacán.

Aislamiento del ADN

El ADN se extrajo de la epidermis del fruto, siguiendo la metodología del manual de laboratorio de *Arabidopsis* (Weigel y Glazebrook, 2002), con algunas modificaciones. Posteriormente se evaluó la concentración y pureza del ADN por electroforesis en gel de agarosa y por espectrofotometría usando el espectrofotómetro DS11FX, Denovix.

Marcadores moleculares de tipo microsatélites

Cinco marcadores moleculares tipo SSR fueron seleccionados de Benor *et al.* (2008) con base a dos características principales. Primero, que estuvieran entre los más informativos, basados en su valor de PIC; segundo, que sus productos de amplificación fueran fácilmente discernibles en una separación por electroforesis en gel de agarosa. Las condiciones de amplificación fueron las siguientes: Un paso de 95 °C por 5 min; 35 ciclos de 95 °C por 30 segundos, 55°C durante 30 segundos, 72 °C por un min. Un paso final de 72 °C por tres min, usando la enzima Taq DNA polimerasa nativa (Thermo Fisher Scientific). Las bandas polimórficas fueron visualizadas en un gel de agarosa al 2.5%. Posteriormente se registraron las bandas polimórficas y se hizo una matriz binaria, donde uno representa presencia y cero

ausencias de bandas, con esto se estimaron las frecuencias alélicas, y los valores de índice de contenido polimórfico (PIC) (Botstein *et al.*, 1980) y de heterocigocidad (H) (Hedrick, 1985; Nei, 1987), (ecuaciones 1 y 2). El valor de PIC se obtuvo utilizando el IDE para lenguaje de programación en R, R Studio, con el paquete polystat (Clark y Schreier, 2017).

$$PIC = 1 - \sum_{i=1}^n p_i^2 - \sum_{i=1}^{n-1} \sum_{j=i+1}^n 2p_i^2 p_j^2$$

Figura 1. Fórmula para calcular el Contenido de Información Polimórfico. Botstein *et al.*, 1980.

$$H = 1 - \sum_{i=1}^n p_i^2$$

Figura 2. Fórmula para calcular la Heterocigocidad Hedrick, 1985; Nei, 1987.

Análisis de conglomerados

Para el análisis de agrupamiento jerárquico se calculó la matriz de distancia de Dice-Sorensen (Gower y Legendre, 1986) y el agrupamiento se realizó con el método de agrupamiento de grupo de pares no ponderados (UPGMA). Además, se estimó su índice de correlación cofenético en 0.941, usando R Studio y el paquete stats, de acuerdo con lo reportado por Sneath y Sokal (1973).

Análisis de componentes principales

La reducción de dimensiones se efectuó mediante el análisis de componentes principales (PCA) con el entorno de desarrollo integrado (IDE) R Studio, usando el paquete para el análisis de datos multivariable, factoextra (Schlee *et al.*, 1975).

Resultados

Características de los marcadores moleculares tipo microsatélite (SSR)

Se utilizaron cinco marcadores moleculares tipo microsatélites para valorar la diversidad genética de 19 ecotipos nativos de jitomate y un híbrido comercial (Sun 7705) tipo saladette. Un juego de oligonucléotidos no pudo amplificar los fragmentos de PCR esperados, pero los otros cuatro juegos de oligonucleótidos generaron patrones polimórficos de bandas, los cuales se utilizaron para el análisis de la diversidad genética de los ecotipos. Un total de 25 alelos fueron detectados por estos marcadores polimórficos. El índice del contenido polimórfico (PIC) promedio para los cuatro microsatélites fue de 0.66, con valores de 0.50 para LEttc002, 0.53 para SSR50, 0.77 para TOM236-237 y 0.83 para TM37. El número de alelos por locus varió de cuatro para SSR50 y LEttc002, de ocho para TOM236-237 y nueve para TMS37 (Cuadro 2).

Cuadro 2. Marcadores moleculares usados en ecotipos nativos de jitomate.

Nombre	Motif Repetido	Secuencia Oligonucleótidos 5'-3'	Tamaño de Productos (pb)	No. de Alelos	PIC	H
TMS37	(ga)21(ta)20	F: cct tgc agt tga ggt gaa tt R: tca agc acc tac aat caa tca	50-600	9	0.83	0.85
SSR50	(tc)6, (ccttc)2	F: ccg tga ccc tct tta caa gc R: ttg ctt tct tct tcg cca tt	50-225	4	0.53	0.60
LEttc002	(ac)3(ttc)6 imperfecto	F: ttc tca cac ctg cac aca cc R: agc ggg atg att aca gaa atg	50-300	4	0.50	0.59
Tom236-237	(at)16	F: gtt ttt tca aca tca aag agc t R: gga tag gtt tcg tta gtg aac t	50-250	8	0.77	0.80

Niveles de diversidad genética

Para la estimación del coeficiente de correlación cofenética (Rohif y Sokal, 1981) se seleccionó uno de varios agrupamientos alternativos, generados por iniciador. Para una misma matriz de similitud y/o disimilitud el coeficiente de correlación cofenética fue diferente según el método de agrupamiento empleado. El coeficiente de correlación cofenética es mayor a 0.9 indica buen ajuste, es decir, existe una clara estructura jerárquica entre los ecotipos. En el presente trabajo de investigación el Índice cofenético estimado fue de 0.941, donde los ecotipos de jitomate se ubicaron en dos grupos. De 19 índices para estimar el número óptimo de grupos, en siete de ellos se obtuvo que dos es el mejor número de grupos para nuestro set de datos (Figura 1).

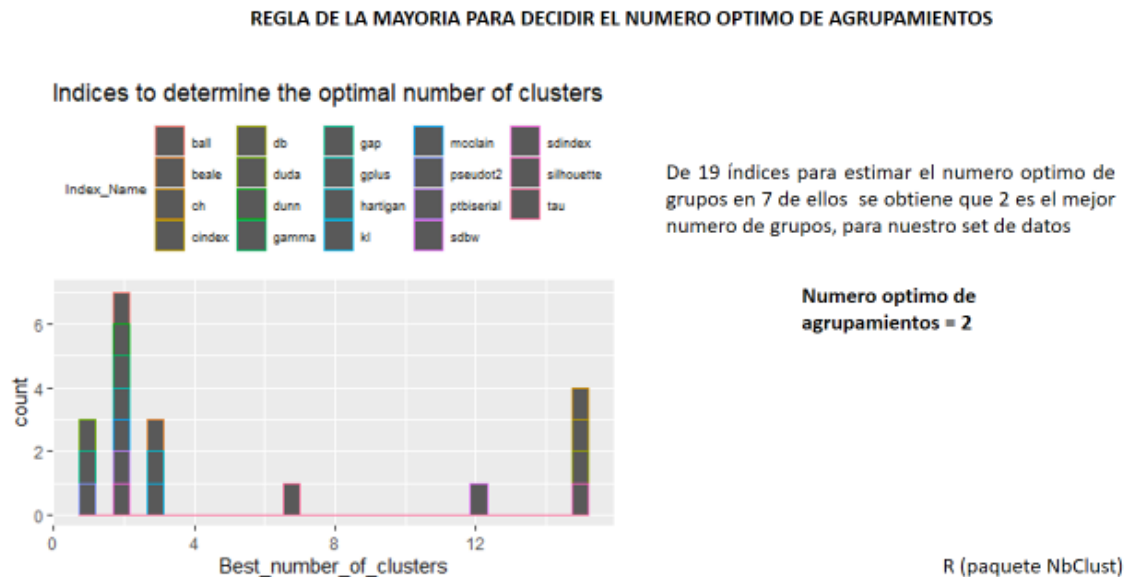


Figura 3. Regla de la mayoría para decidir el número óptimo de agrupamientos.

El grupo I fue conformado por el ecotipo OT6-3. En el grupo II fue integrado por 18 ecotipos nativos de jitomate y el testigo (Sun 7705) (Figura 2). En el Análisis Clúster es obtener grupos de objetos de forma que, por un lado, los objetos pertenecientes a un mismo grupo sean muy semejantes entre sí y, por el otro, los objetos

pertenecientes a grupos diferentes tengan un comportamiento distinto con respecto a las variables analizadas.

Un dendrograma es un tipo de representación gráfica en forma de árbol que organiza y agrupa los datos en subcategorías según su similitud; dada por alguna medida de distancia. Los objetos similares se representan en el dendrograma por medio de un enlace cuya posición está determinada por el nivel de similitud entre los objetos o grupos de objetos.

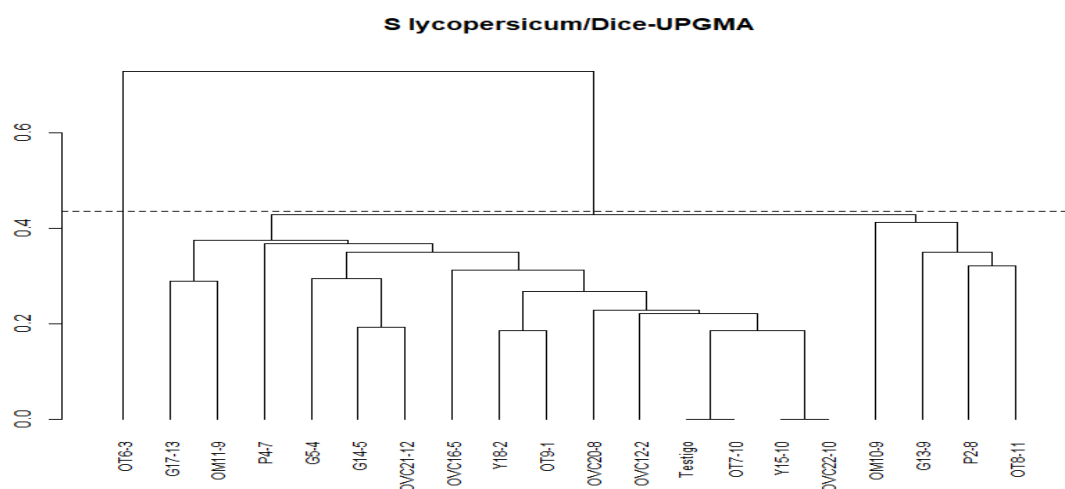


Figura 4. Dendrograma de ecotipos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.)

De los 20 materiales de jitomates se formaron dos grupos, un grupo conformado por el ecotipo OT6-3 y el segundo grupo integrado por 18 ecotipos y el testigo. Aunado a lo anterior, existe dos subgrupos de ecotipos de jitomate criollo; el primer subgrupo representado por los ecotipos PVT2-8, OT8-11, G13-9 y OM10-9 con origen geográfico de Zinacatepec, Puebla, Tlacotepec Oaxaca, Chilapa de Álvarez, Guerrero, Huahuapan, Oaxaca. El segundo subgrupo integrado por 15 ecotipos, de estos las que presentaron características fenotípicas similares fueron los ecotipos YO15-10 con OVC22-10 y el testigo con OT7-10 (Figura 2). De la misma forma los ecotipos que mostraron similitud fueron el OVC12-2 y el OVC 20-8. Dentro del mismo subgrupo los ecotipos YO18-2, OT9-1 y OVC16-5. GM14-5 y OVC21-12, GC5-4 y PVT4-7, GCG17-13 y OM11-9, manifestaron cierto grado de parentesco.

Acorde con la representación gráfica mediante el método UPGMA permitió visualizar resultados similares a los obtenidos en el dendrograma elaborado con Bootstraps y P-values. También se hizo el dendrograma.

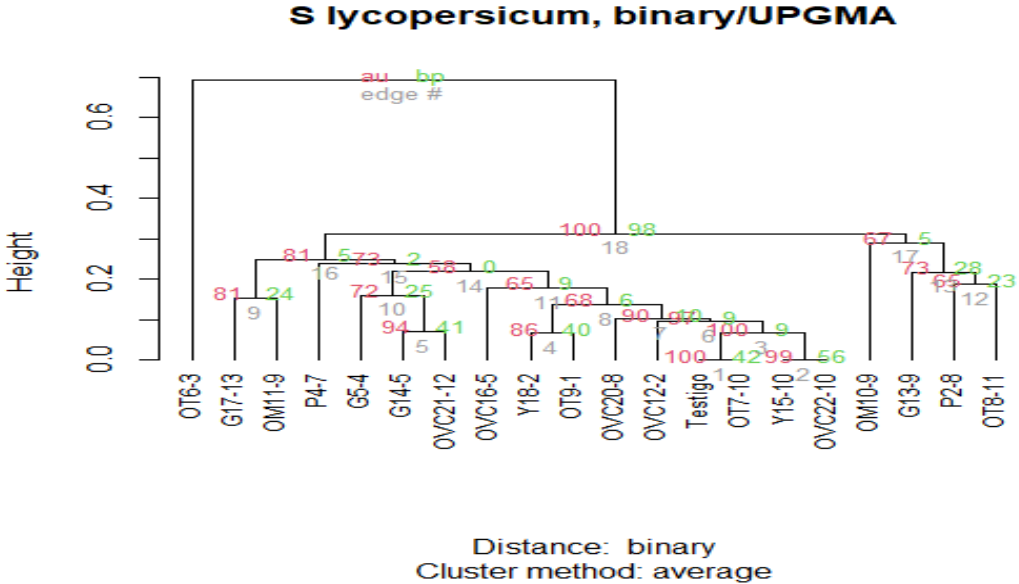


Figura 5. Dendrograma de ecotipos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) con P value y 1000 bootstrap.

Análisis de Componentes Principales

El Análisis de reducción de dimensiones por componentes principales (PCA), permitió separar los ecotipos en dos grupos; mientras que en el segundo grupo se conformaron subgrupos de ecotipos de jitomate con similar parentesco (Figura 4).

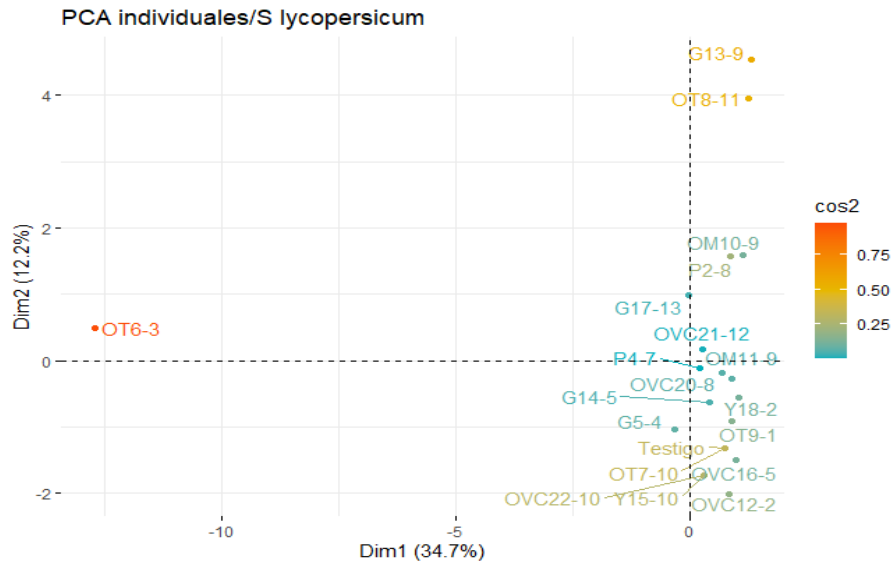


Figura. 6. Análisis de Componentes Principales de ecotipos nativos de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.)

Discusión

En la presente investigación el número promedio de alelos obtenidos por SSR para los cuatro oligos polimórficos fue de 6.2. El contenido de Información Polimórfica (PIC) fue de 0.65, lo cual confirma que los marcadores moleculares tipo microsatélites son altamente polimórficos. Por su parte, He *et al.* (2003), probaron 65 microsatélites polimórficos en 17 variedades y 2 líneas puras de tomate y reportaron 2.7 alelos por locus y un PIC de 0.37. Benor *et al.* (2008), probaron 35 marcadores polimórficos de SSR en 39 líneas endogámicas de tomate y reportaron 4.3 alelos por locus y un PIC de 0.31. Los resultados fueron superiores en número de alelos e índice del contenido polimórfico con los reportados por He *et al.* (2003) y Benor *et al.* (2008).

Al cotejar los dos métodos de análisis (PCA y Dendrograma) para confirmar cual aporta resultados confiables de la relación de parentesco que existe entre los ecotipos de jitomate no se agruparon por su origen geográfico; sin embargo, se integraron por su constitución genética, debido a que conservan similar parentesco. En ambos análisis multivariados permitió separar dos grupos de ecotipos, donde el primer grupo fue conformado por el ecotipo OT6-3 proveniente de la región de

Tehuantepec, Oaxaca. Este ecotipo de jitomate se caracteriza por presentar frutos arriñonados en forma de calabaza, de tamaño mediano, con pericarpio delgado, de pulpa sólida y ácida ($\text{pH}=3.2$) y con abundante en fenoles ($34.24 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$ de p.f.), color rojo y mayor número de semillas comparado con el tomate saladette. Fenotípicamente presenta cierto grado en características agronómicas con los ecotipos de Oaxaca, pero diferente a los de Guerrero, Puebla y Yucatán. Esto se debe a que los marcadores moleculares tipo microsatélites no están asociados a adaptación al ambiente a respuestas a estímulos ambientales y solo sirven para evaluar la diversidad genética de una población, pero no están asociados a un fenotipo.

Conclusiones

De los cinco marcadores moleculares, cuatro fueron altamente polimórficos, mientras que uno no fue informativo en absoluto. Se reportan valores de PIC, H y promedio de alelos por locus.

El agrupamiento jerárquico no fue consistente con respecto a la localización geográfica de los individuos al hábito de crecimiento. Esto puede significar que dichos marcadores no están asociados con respuestas de adaptación al ambiente o a los rasgos que gobiernan el hábito de crecimiento.

Los métodos estadísticos utilizados separaron el ecotipo OT6-3 en un solo grupo y los 18 ecotipos en un segundo grupo.

El ecotipo OT7-10 es genéticamente idéntico al testigo comercial Sun7705. El ecotipo Y15-10 expresó cierto grado de parentesco con OVC22-10.

El dendograma y el Análisis de Componentes Principales agruparon a los ecotipos de jitomate de manera similar.

Referencias

- Azofeita-Delgado, Á. (2006). Uso De Marcadores Moleculares En Plantas; *Agronomía Mesoamericana*, 17(2), 221–242. Retrieved from <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43717210%0Ahttp://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43711209>
- Benor, S., Zhang, M., Wang, Z., & Zhang, H. (2008). Assessment of genetic variation in tomato (*Solanum lycopersicum* L.) inbred lines using SSR molecular markers. *Journal of Genetics and Genomics*, 35(6), 373–379. [https://doi.org/10.1016/S1673-8527\(08\)60054-5](https://doi.org/10.1016/S1673-8527(08)60054-5)
- Bornet, B., and Branchard, M. (2001). Nonanchored Inter Simple Sequence Repeat (ISSR) Markers: Reproducible and Specific Tools for Genome Fingerprinting. *Plant Molecular Biology Reporter*, 19(3), 209–215. <https://doi.org/10.1007/BF02772892>
- Boltstein, M., White, R. L., Skolnick, M. and Davis, R. W. (1980). Construction of a genetic linkage map in man using restriction fragment length polymorphisms. *American Journal of Human Genetics*, 32, 314–331.
- Clark, L. V., and Schreier, A. D. (2017). Resolving microsatellite genotype ambiguity in populations of allopolyploid and diploidized autopolyploid organisms using negative correlations between allelic variables. *Molecular Ecology Resources*, 17(5), 1090–1103. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12639>
- Cuesta G, y Mondaca E. (2014). Efecto de un biorregulador a base de auxinas sobre el crecimiento de plantines de tomate. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 20: 215-222.
- Christensen, M., Sunde, L., Bolund, L., & Ørntoft, T. F. (1999). Comparison of three methods of microsatellite detection. *Scandinavian Journal of Clinical and Laboratory Investigation*, 59(3), 167–177. <https://doi.org/10.1080/00365519950185698>
- FAOSTAT. 2018. “The food and agriculture organization of the United Nations statistical database: romen farming, <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC/visualize>.

- González, A. y X. Aguirre. (2007). Chapter 19: Inter Simple Sequence repeats (ISSRs), en: SEMARNAT (Instituto Nacional de Ecología, México) y CONABIO (Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad, México. Ecología Molecular, Comps. Eguiarte L.E., Souza V. and Aguirre X. México, D.F., IEPISA, México, pp. 567-571.
- Glaubitz, J.C. y G.F. Moran. (2000). Genetic tools: the use of biochemical and molecular markers. (Chapter 4), en: Young A., D. Boshier y T. Boyle (eds) Forest Conservation Genetics: Principles and Practice. CABI Publishing, New York. pp. 39-59.
- Gower, J.C. and Legendre, P. (1986). Metric and Euclidean properties of dissimilarity coefficients. *Journal of Classification*, 3, 5–48.
- He, C., Poysa, V., and Yu, K. (2003). Development and characterization of simple sequence repeat (SSR) markers and their use in determining relationships among *Lycopersicon esculentum* cultivars. *Theor Appl Genet*, (2003) 106:363–373.
- Iquebal *et al.*: (2013). First whole genome based microsatellite DNA marker database of tomato for mapping and variety identification. *BMC Plant Biology*, 13:197.
- Lee, J. M., Chang, S. O, Inhwa, Y. (2015). Molecular Markers for Selecting Diverse Disease Resistances in Tomato Breeding Programs. *Plant Breeding Biotechnology*, 4:308-22
- Rentería-Alcántara, M. (2007). Breve revisión de los marcadores moleculares, en: Ecología molecular. Eguiarte, L. E., V. Sousa y X. Aguirre (eds). Semarnat-INE-UNAM-Conabio. México. pp. 541-566.
- Rick, C. M. (1986). Germoplasm resources in the wild tomato species. *Acta Horticulturae*, 190: 39-47.
- Rincón S., F., y J. M. Hernández C. (2000). Conservación de recursos fitogenéticos en México. In: Recursos Fitogenéticos de México para la Alimentación y la Agricultura, Informe Nacional.
- Rocha Minive, M.G., A. González-González y X. Aguirre-Dugua. (2014). and polimórfico amplificado al azar (RAPD) y regions intermedias entre

- secuencias simples repetidas, en: Cornejo-Romero A., A. Serrano Díaz, B. Rendón Aguilar (compiladoras). Herramientas moleculares aplicadas en ecología: aspectos teóricos y prácticos 2014. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT)-Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático (INECC)-Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa (UAM-I), pp. 101-125.
- Rodríguez, G., Pratta, G., Zorzoli, R., & Picardi, L. A. (2005). Caracterización de la generación segregante de un híbrido de tomate con genes nor y silvestres. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 40(1), 41–46. <https://doi.org/10.1590/s0100-204x2005000100006>
- Rohlf, F. J. and R. R. Sokal. (1981). Comparing numerical taxonomic studies. *Systematic Zoology*, 30:459-490.
- Schlee, D., Sneath, P. H. A., Sokal, R. R., and Freeman, W. H. (1975). Numerical Taxonomy. The Principles and Practice of Numerical Classification. *Systematic Zoology*, 24(2), 263. <https://doi.org/10.2307/2412767>
- USDA (United States Department of Agriculture). (1975). Tomato Color Chart. USDA Visual Aid TM-L
1. <https://ucanr.edu/repository/view.cfm?article=83755%20&groupid=9>
- Valadez, E. y G. Kahl. (2000). Huellas de ADN en genomas de plantas. Mundi-Prensa, Universidad Autónoma Chapingo, México. 147 p.
- Vela-Hinojosa, C.; Escalona-Buendía, H.B.; Mendoza-Espinoza J.A.; Díaz de León-Sánchez, F.; Lobato-Ortíz, R.; Rodríguez-Pérez, J.E.; Ramírez-Aguilar, M.; Pérez-Díaz, F.; Villa-Hernández, J.M.; Pérez-Flores, L. (2018). Chemical and sensory analysis of native genotypes and experimental line of tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Fruits*, 73(1), 60-71.
- Weigel D. y Glazebrook J. (2002). Arabidopsis: un manual de Laboratorio; ed. Cold Spring Harbor NY. 354 p.
- Zietkiewics, E.A. Rafalski y D. Labuda. (1984). Genoma fingerprint by secuencia repeat (SSR)-anchored polymerase chain reaction amplification. *Genomics*, 20, 176-183.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES GENERALES

La evaluación agronómica de los ecotipos de jitomate permitió identificar 14 ecotipos con buen rendimiento para la producción en invernadero o como fuente de germoplasma para el mejoramiento genético.

Además, se identificaron tres ecotipos que tienen potencial para cultivarse como jitomate tipo cherry.

La determinación de compuestos bioactivos en ecotipos nativos de jitomate permitió identificar que ecotipos tienen excelente firmeza, cuales son los mejores en sólidos solubles totales (más dulces), los ideales para la agroindustria, los mejores en rendimiento y los menos ácidos.

Así también se identificaron que ecotipos presentaron mayor actividad antioxidante, los más abundantes en fenoles y los de mayor concentración en carotenoides.

La caracterización molecular de los ecotipos de jitomate permitió obtener un dendrograma con dos grupos bien definidos: uno formado por un solo ecotipo el 6-3 y el otro integrado por los 18 ecotipos restantes y el testigo (Sun 7705).